

Search

[About CCAC](#) [What's New](#) [Programs](#) [Publications](#) [Committees](#) [Contact](#) [Links](#) [Media](#)

[CCAC Programs -> Guidelines -> Manual sobre el cuidado y uso de los animales de experimentación](#)

Consejo Canadiense de Protección de los Animales

MANUAL SOBRE EL CUIDADO Y USO DE LOS ANIMALES DE EXPERIMENTACIÓN

Volumen 1

1998

Editores: Ernest D. Olfert, DMV; Brenda M. Cross, DMV; y A. Ann McWilliam



La traducción de este Manual fue posible gracias a los esfuerzos conjuntos (colaboración) y al apoyo financiero del Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA) y del Consejo Canadiense de Protección de los Animales (CCPA). Gracias a esta colaboración (este "partnership", en attente de traduction), los países de América Latina dispondrán de un manual de referencia que describe los más altos estándares requeridos para el uso de animales en investigación, enseñanza y pruebas.

Editores de la versión en español:

Prof. Leopoldo Estol
Director, Carrera de Veterinaria
Campus "Nuestra Señora de Pilar"
Universidad del Salvador
1629 C.C. 198, Pilar, BS. AS.
ARGENTINA

Dr. Raymond Dugas
Especialista en Sanidad
Agropecuaria
Oficina del IICA en Canada
1002-130 Albert Street
Ottawa, Ontario K1P 5G4
CANADA

Secretaria Ejecutiva
Consejo Canadiense de los
Protección de Animales
315-350 Albert Street
Ottawa, Ontario K1R 1B1
CANADA

Coordinador de proyecto:

Dr. Gilles Demers
Director Adjunto de las Evaluaciones
Consejo Canadiense de Protección de los Animales
1510-130 Albert Street
Ottawa, Ontario K1P 5G4
CANADA

© Consejo Canadiense de Protección de los Animales, 1998

ISBN: 0-919087-31-0

Canadian Council on Animal Care
1510-130 Albert Street
Ottawa, Ontario K1P 5G4
CANADA
EM: ccac@ccac.ca
Website: <http://www.ccac.ca>

La mención de algunos productos o nombres de fabricantes no se debe percibir como el endoso del Consejo Canadiense de Protección de los Animales (CCPA) para un producto determinado, en lugar de otro.

En conformidad con la política del CCPA de revisar, cuando sea necesario, las declaraciones de principios y las directrices, se invita a los usuarios de este *Manual* en hacer llegar su comentarios al Secretariado.

Contenido

DEDICATORIA

PRÓLOGO

PRESENTACIÓN

AGRADECIMIENTOS

COLABORADORES

LISTA DE SIGLAS

I. RESPONSABILIDAD PARA EL CUIDADO Y USO DE LOS ANIMALES DE EXPERIMENTACIÓN

A. NIVEL NACIONAL

1. Evolución del Consejo Canadiense de Protección de los Animales

[El CCPA de hoy](#)
[Programas de evaluación del CCPA](#)
[Declaraciones de principio del CCPA](#)
[Legislaciones que rigen el uso de los animales de experimentación](#)

2. [El uso pre-universitario de animales](#)

B. **NIVEL LOCAL**

1. [Comité de protección de los animales](#)
[El veterinario](#)
2. [Personal responsable del cuidado animal](#)

C. **REFERENCIAS**

II. **INSTALACIONES PARA LOS ANIMALES DE LABORATORIO**

A. **INTRODUCCIÓN**

B. **UBICACIÓN**

C. **SERVICIOS MECÁNICOS**

D. **DISEÑO**

E. **DIVISIONES FUNCIONALES IMPORTANTES**

1. [Área de recepción de los animales](#)
[Cuartos de acondicionamiento](#)
[Salas de alojamiento](#)
[Salas de cuarentena/aislamiento](#)
[Instalaciones para las manipulaciones y los tratamientos](#)
[Instalaciones de apoyo](#)
[Áreas para el personal, las oficinas y la recepción](#)
2. [Instalaciones para el personal](#)

F. **SEGURIDAD**

G. **NORMAS DE CONSTRUCCIÓN PARA SALAS DE ANIMALES**

1. [Pisos y desagüaderos](#)
[Paredes y techos](#)
[Puertas](#)
[Ventanas](#)
[Pasillos](#)
2. [Servicios](#)

H. **JAULAS**

1. [Jaulas rectangulares](#)
[Jaulas más grandes de fondo entero](#)

[Jaulas suspendidas](#)

2. [Otras jaulas](#)

I. **REFERENCIAS**

III. **EL AMBIENTE**

A. **CONTROL DEL AMBIENTE**

1. [Temperatura](#)

[Humedad](#)

[Ventilación](#)

2. [Iluminación](#)

B. **OTROS FACTORES AMBIENTALES**

1. [Ruido](#)

[Productos químicos](#)

[Cama](#)

2. [Densidad de población y limitaciones de espacio](#)

C. **CONTROL MICROBIOLÓGICO**

1. [Instalaciones convencionales](#)

[Instalaciones barrera](#)

2. [Confinación de riesgo biológico](#)

D. **ÁREAS DE UTILIZACIÓN DE PRODUCTOS QUÍMICOS Y DE LOS ISÓTOPOS RADIOACTIVOS**

E. **REFERENCIAS**

IV. **INSTALACIONES Y AMBIENTE PARA LOS ANIMALES DOMÉSTICOS**

A. **INSTALACIONES**

B. **CONSIDERACIONES AMBIENTALES ESPECÍFICAS**

1. [Ganado](#)

[Carneros](#)

[Cerdos](#)

[Caballos](#)

2. [Aves de corral](#)

C. **CONTROL DE PLAGAS**

D. **REFERENCIAS**

V. **EL CUIDADO DE LOS ANIMALES DE LABORATORIO**

A. **INTRODUCCIÓN**

B. **PRACTICAS GENERALES**

1. [Recepción](#)
[Acondicionamiento y cuarentena](#)
[Alojamiento \(mantenimiento\)](#)
2. [Identificación y registros](#)

C. **EL CUIDADO DE LOS ANIMALES**

1. [Alimentos](#)
[Agua](#)
2. [Ejercicio](#)

D. **MANTENIMIENTO DE LAS INSTALACIONES**

1. [Limpieza y medidas sanitarias](#)
[Recogida de desechos](#)
[Control de las plagas](#)
2. [Cuidado en caso de emergencia y durante los días feriados](#)

E. **REFERENCIAS**

VI. **LAS NECESIDADES SOCIALES Y COMPORTAMENTALES DE LOS ANIMALES DE EXPERIMENTACIÓN**

A. **INTRODUCCIÓN**

1. [Qué es el bienestar animal?](#)
[Enriquecimiento ambiental](#)
[Formación de grupos](#)
2. [Declaración de principio](#)

B. **ANIMALES USADOS EN LA INVESTIGACIÓN AGRÍCOLA**

1. [Introducción](#)
[El estrés infligido a los animales](#)
[Alojamiento y mantenimiento](#)
2. [Principios generales](#)

C. **ANIMALES (GRANDES) MANTENIDOS EN JAULAS DE METABOLISMO**

1. [Acondicionamiento](#)
[Tamaño de las jaulas de metabolismo](#)
[Contactos con otros animales](#)
[Controles antes, durante y después de una experiencia](#)
[Observación de los cambios de comportamiento](#)
[Duración del confinamiento](#)

2. [Circunstancias excepcionales](#)

D. **GATOS**

1. [Introducción](#)
[Enriquecimiento comportamiento](#)
[Congéneres sociales](#)
[Medios de enriquecimiento \(dispositivos artificiales\)](#)
[Actividades de búsqueda de alimentos](#)
[Control del ambiente](#)
[El alojamiento](#)
[Comportamiento maternal](#)
2. [Animales de origen desconocida vs animales de cría](#)

E. **PERROS**

1. [Introducción](#)
[Diferencias entre razas](#)
[Criterios de evaluación del bienestar](#)
[Alojamiento](#)
[Socialización con humanos](#)
[Medios de enriquecimiento \(dispositivos artificiales\)](#)
2. [Ejercicio](#)

F. **PRIMATES NO HUMANOS**

1. [Introducción](#)
[Interpretación de las posiciones de comportamiento y morfológicas](#)
[Características distintivas](#)
[Evaluación del bienestar social y el comportamiento](#)
[Medios para favorecer el bienestar social y el comportamiento](#)
[Disposición](#)
2. [Resumen](#)

G. **ROEDORES Y CONEJOS**

1. [Introducción](#)
[Enriquecimiento de comportamiento y congéneres sociales](#)
[Medios de enriquecimiento \(dispositivos artificiales\)](#)
[Jaula y cama](#)
[Busca de alimentos](#)
2. [Control del ambiente](#)

H. **ANIMALES SILVESTRES DE EXPERIMENTACIÓN**

I. **REFERENCIAS**

VII. **PRACTICAS ESPECIALES**

A. **ADQUISICIÓN DE ANIMALES**

1. [Adquisición](#)
[Transporte](#)
[Crianza](#)
[Crianza de animales transgénicos](#)
[Modelos animales con necesidades especiales](#)
2. [Identificación de sexos](#)

B. [CONTENCIÓN Y MANIPULACIONES](#)

1. [Contención física](#)
[Implantación, cánula y muestras](#)
[Toma de sangre](#)
2. [Procedimientos de motivación](#)

C. [REFERENCIAS](#)

VIII. [SALUD Y SEGURIDAD EN EL TRABAJO](#)

- A. [LOS REQUERIMIENTOS REGLAMENTARIOS](#)
- B. [RIESGOS BIOLÓGICOS](#)
- C. [ZONOSIS](#)
- D. [PROCEDIMIENTOS DE TRABAJO CON PRIMATES NO HUMANOS](#)
- E. [ALERGIAS](#)
- F. [HERIDAS Y RIESGOS QUÍMICOS](#)
- G. [RADIACIÓN Y RAYOS ULTRAVIOLETAS](#)
- H. **[REFERENCIAS](#)**

IX. [NORMAS PARA LA CIRUGÍA EN ANIMALES DE EXPERIMENTACIÓN](#)

- A. [INTRODUCCIÓN](#)
- B. [INSTALACIONES PARA CIRUGÍAS CON SUPERVIVENCIA](#)
- C. [PLANIFICACIÓN PRE-OPERATORIA Y PREPARACIÓN DEL ANIMAL](#)
- D. [PROCEDIMIENTOS QUIRÚRGICOS Y CUIDADOS DURANTE LA CIRUGÍA](#)
- E. [RECUPERACIÓN Y CUIDADOS POSTOPERATORIOS](#)
- F. **[REFERENCIAS](#)**

X. [CONTROL DEL DOLOR ANIMAL EN LA INVESTIGACIÓN,](#)

LA ENSEÑANZA Y PRUEBAS

- A. INTRODUCCIÓN
- B. QUE ES EL DOLOR EN EL ANIMAL?
- C. DIRECTRICES
- D. EL PAPEL DEL VETERINARIO EN EL ALIVIO DEL DOLOR
- E. SEÑALES DE DOLOR Y DE ANGUSTIA
- F. **AGENTES ANALGÉSICOS**
 - 1. Agonistas del opio
Los agonistas/antagonistas de los opiáceos
Los antagonistas de los opiáceos
Drogas antiinflamatorias no esteroides
La analgesia producida por anestésicos locales
 - 2. Analgésicos neurolépticos
- G. **CAMPO DE ESTUDIO PARA EL FUTURO**
- H. **REFERENCIAS**

XI. **LA ANESTESIA**

- A. **CONTROL DE LA ANESTESIA**
 - 1. General
Manejo del paciente
El ayuno
 - 2. Anticolinérgicos
- B. **TRANQUILIZANTES Y SEDATIVOS**
- C. **ANESTÉSICOS GENERALES**
 - 1. Anestésicos disociantes
Barbitúricos
Cloralose
Uretan (Urethan, Carbamate de etilo)
Saffan^{md}
Tribomoetanol (Avertin)
Antagonistas anestésicos no-específicos inyectables
 - 2. Anestésicos por inhalación
- D. **RELAJANTES MUSCULARES**
 - 1. Gliceril de guayacol
 - 2. Agentes bloqueadores neuromusculares

- E. **ANESTÉSICOS LOCALES Y REGIONALES**
- F. **HIPNOSIS ANIMAL (inmovilidad tónica)**
- G. **CONSIDERACIONES POR ESPECIES**
- H. **REFERENCIAS**

XII. **EUTANASIA**

- A. **INTRODUCCIÓN**
- B. **CRITERIOS PARA UNA MUERTE HUMANITARIA**
- C. **DOLOR Y ESTRÉS**
- D. **MECANISMOS DE MATANZA**
- E. **MÉTODOS DE EUTANASIA**
 - 1. **Físico**
 - Agentes farmacéuticos no inhalantes**
 - Anestésicos por inhalación**
 - 2. **Los gases no anestésicos**
- F. **ESPECIFICIDADES DE ESPECIES**
 - 1. **Anfibios, peces y reptiles**
 - 2. **Animales domésticos matados para consumo**
 - 3. **Animales de piel**
- G. **EFFECTOS DE LOS MÉTODOS DE EUTANASIA SOBRE LOS TEJIDOS**
 - 1. **Efectos directos**
 - 2. **Efectos indirectos**
- H. **EFFECTOS SOBRE OBSERVADORES**
- I. **DECLARACIONES SOBRE LA EUTANASIA–OTROS ORGANISMOS**
- J. **REFERENCIAS**

XIII. **EL USO DE ANIMALES EN PSICOLOGÍA**

- A. **EL CIENTÍFICO**
- B. **LA INVESTIGACIÓN**
- C. **LA ENSEÑANZA**

D. REFERENCIAS

XIV. DIRECTRICES PARA EL USO DE ANIMALES EN LA INVESTIGACIÓN NEUROBIOLÓGICA

A. INTRODUCCIÓN

B. FACTORES RELACIONADOS CON LOS PROTOCOLOS EXPERIMENTALES

C. FACTORES RELACIONADOS CON LA CONDUCCIÓN DE LOS EXPERIMENTOS

ANEXOS

I. Alojamiento y medio ambiente

II. Datos sobre crianza y reproducción

III. Parámetros fisiológicos y nutricionales

IV. Hematología

V. Valores de referencia de bioquímica clínica

VI. Valores de referencia de los electrolitos séricos

VII. Zoonosis—de los animales de experimentación al hombre

VIII. Sitios usuales de toma de sangre

IX. Dosis de tranquilizantes, sedativos y anticolinérgicos

X. Dosis de analgésicos

XI. Dosis de anestésicos inyectables

XII. Dosis de anestésicos y de sedativos en anfibios y reptiles

XIII. Dosis de anestésicos y sedativos para peces

XIV. Métodos de eutanasia por especie

XV. Declaración de principios

A. Principios éticos de la investigación con animales

B. Categorías de técnicas invasivas en la experimentación animal

C. Directrices sobre los procedimientos inmunológicos aceptables por el CCPA

XVI. Periódicos disponibles en el CCPA

XVII. [Glosario](#)

[[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)



[About CCAC](#) [What's New](#) [Programs](#) [Publications](#) [Committees](#) [Contact](#) [Links](#) [Media](#)
[CCAC Programs -> Guidelines -> Manual sobre el cuidado y uso de los animales de experimentación - Dedicatoria](#)

[CCPA, Manual vol. 1 \(2nda edición\) 1998](#)

Dedicatore

DEDICATORIA

El Consejo Canadiense de Protección de los Animales (CCPA) dedica esta segunda edición del Volumen 1 de su Manual sobre el Cuidado y Uso de los Animales de Experimentación al Dr. Harry Rowsell, fundador y Director Ejecutivo del CCPA hasta su retiro en 1992. Su visión y su dedicación a la causa del bienestar de los animales de experimentación son un ejemplo que muchos trataron de imitar, pero que pocos lograron igualar.

PRÓLOGO

El Consejo Canadiense de Protección de los Animales (CCPA) fue establecido en 1968 con el fin de vigilar el cuidado y uso de animales experimentales en Canadá. Es una entidad autónoma, independiente y no-legislativa. Trabaja con la comunidad científica y con grupos de bienestar animal para lograr niveles óptimos en el cuidado animal y asegurar el uso responsable de animales a través de programas de evaluación, orientación y educación.

El CCPA realiza evaluaciones basadas en sus propias directrices. Este Manual, traducido por primera vez en español, establece los principios generales para el cuidado y uso de animales. Además, el CCPA, a través de grupos de expertos, produce regularmente guías actualizadas sobre temas y problemas emergentes. Estas guías se desarrollan en conjunción con las necesidades de usuarios de animales y con programas de evaluación.

El programa de evaluación se describe en detalle en el Capítulo I del Manual. El programa se basa en un sistema de comités locales dedicados al cuidado animal, establecidos bajo las políticas del CCPA sobre los Términos de Referencia para los Comités de protección de los animales. Los Comités de protección de los animales son los responsables en garantizar el uso ético de los animales y el cumplimiento con las normas del CCPA a nivel local. También deben evaluar los aspectos éticos de todos los proyectos de investigación. Los grupos de evaluación del CCPA realizan la revisión por los pares de los programas institucionales de cuidado y uso de animales de experimentación, incluyendo el funcionamiento del Comité de protección de los animales.

El intercambio de información inherente al proceso de evaluación por los pares da lugar a oportunidades educativas. Además, el CCPA proporciona información a sus miembros y a los grupos interesados a través de publicaciones y talleres. Información adicional sobre el CCPA se encuentra en su website (<http://www.ccac.ca>).

El CCPA está muy agradecido a los numerosos veterinarios, técnicos en cuidado de animales, miembros de las sociedades de bienestar animal, administradores, científicos y otros que consagran su tiempo y conocimientos en los programas y proyectos del CCPA. La versión española del *Manual de CCPA sobre el Cuidado y Uso de los Animales de Experimentación*, Volumen 1, 2da edición (1993), resulta de la colaboración entre el Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA) y el CCPA, en particular de los individuos mencionados en la página xxiii.

Setiembre de 1998

Clément Gauthier, PhD
Consejero Ejecutivo
Consejo Canadiense de Protección de los Animales

PRESENTACIÓN

Desde su fundación en 1968, el Consejo Canadiense de Protección de los animales (CCPA) ha contribuido a mejorar el cuidado y uso de animales de experimentación a través de programas de educación, de conformidad voluntaria y códigos de ética. La flexibilidad única del Consejo le permite responder inmediatamente a las preocupaciones de la comunidad científica y del público en general. Este hecho está demostrado por las numerosas enmiendas a sus documentos actuales, tal como en el caso del documentos sobre Principios éticos de la investigación con animales, que aparece en otra parte en este *Manual*.

De acuerdo con las crecientes preocupaciones hacia el enriquecimiento del medio ambiente (vease también Las necesidades sociales y comportamentales de los animales de experimentación), además de las normas óptimas sobre el cuidado, el CCPA da énfasis en normas sobre el rendimiento: es de importancia primordial que los animales estén cómodos y bien adaptados.

Los Comités de protección de los animales o los Comités de ética en investigación animal fueron establecidos por el CCPA en 1968, y son ahora parte de la legislación americana. Estos comités actúan como "conciencia" de la institución, para asegurar que las preocupaciones éticas sean contempladas en los protocolos y en la ejecución de las investigaciones. El programa de evaluación de CCPA y el mandato sugerido de los Comités de protección de los animales se mejoran continuamente, con la experiencia adquirida y la nueva tecnología disponible. La mayoría de estos cambios se deben a las preocupaciones que surgen en la comunidad científica, aunque algunos han sido influenciados por preocupaciones provenientes de organizaciones de protección animal.

Los programas contemporáneos sobre el cuidado a los animales se refieren a la salud, el bienestar y la seguridad de los animales. Por lo menos hasta ahora, el número de animales utilizados ha disminuido constantemente, en parte debido al desarrollo de técnicas alternativas por la comunidad científica. Se han producido ratas, conejos, etc., libres de agentes patógenos específicos. El control microbiológico y genético ha detenido las enfermedades, así disminuyendo el sufrimiento de los animales.

El siguiente texto, tal como aparece en el Prólogo del Volumen 1 del *Manual* (1980), merece ser recalcado:

"El creciente uso de cultivos celulares, de sistemas microbianos, de simulación computarizada y otras técnicas del reemplazo, indican claramente que la comunidad científica se ha comprometido a aplicar el principio de las "Tres R" de Russell-Burch (reducción, reemplazo y refinamiento) en cuanto al uso de animales de experimentación. Sin embargo, estos procesos son complementarios y dependen ante todo sobre la investigación efectuada a partir de los animales. En efecto, dichos procesos son aplicables a medida que se hayan realizados estudios sobre los animales y estudios clínicos. Pero si el investigador desea confirmar la precisión de sus investigaciones, con frecuencia esta obligado a recurrir al animal entero."

En conclusión, no es la responsabilidad del CCPA de actuar como abogado para las numerosas contribuciones hechas a través del uso de animales en investigación. Su mandato es de desarrollar programas para mejorar el cuidado animal y hacer los cambios necesarios en base a experiencias desarrolladas y a datos serios. Sin embargo, el Consejo se reserva el derecho de defender los

beneficios de su programa de control voluntario. Le corresponde a cada establecimiento de promover sus programas en base a las decisiones de su Comité de protección de los animales, y del investigador que obtuvo la aprobación del Comité para sus trabajos de investigación.

Los progresos alcanzados continuarán siempre cuando la comunidad científica une sus esfuerzos con el público en general preocupado por el bienestar de los animales. Es a través de una discusión responsable, sin acrimonia ni recelos, que se llegarán a acuerdos que beneficiarán a los animales que se utilizan en la investigación, enseñanza y pruebas.

Las líneas directrices del CCPA no son inmutables. Su aplicación requiere buen juicio y sentido común, fundados en una formación y experiencia adecuadas. El programa de CCPA estimula el desarrollo de un acuerdo común entre los usuarios de las líneas directivas y aquéllos quienes exigen vigilar su aplicación.

Las publicaciones y trabajos de referencia que tratan sobre el cuidado y uso de animales experimentales que no son disponibles en bibliotecas institucionales o en salas de lectura de los instalaciones, se pueden pedir prestadas por periodos limitados a la biblioteca de la secretaría del CCPA, sin cargo extras aparte de costos del correo.

Harry C. Rowsell, OC, DVM, PhD
Director Ejecutivo (1968-92)
Consejo Canadiense de Protección de los Animales

AGRADECIMIENTOS

(colaboradores de la versión en español)

El Secretariado queda especialmente agradecido a los siguientes profesionales, cuyo trabajo y dedicación hizo posible esta primera publicación en español del *Manual sobre el Cuidado y Uso de los Animales de Experimentación*:

Dr. Donald J.P. Boisvert, 401-10735 81st Avenue, Edmonton, Alberta, T6E 1Y2.

Dr. Gilles Demers, Director Adjunto de las Evaluaciones, CCPA, 315-350 Albert Street, Ottawa, Ontario, K1R 1B1.

Dr. Raymond Dugas, Especialista en Sanidad Agropecuaria, IICA, 1002-130 Albert Street, Ottawa, Ontario, K1P 5G4.

Dr. Leopoldo Estol, Director, Carrera de Veterinaria, Campus "Nuestra Señora del Pilar", Universidad del Salvador, 1629 C.C. 198, Pilar, BS. AS., ARGENTINA.

Dr. Clément Gauthier, Consejero Ejecutivo, CCPA, 315-350 Albert Street, Ottawa, Ontario, K1R 1B1.

Dra. Gilly Griffin, Especialista en Información, CCPA, 315-350 Albert Street, Ottawa, Ontario, K1R 1B1.

Dr. Rafael Hernández Gonzalez, Director, Departamento de Recursos Animales, Estación Experimental, Instituto Nacional de la Nutrición Salvador Zubirán, Vasco de Quiroga No. 15, México, D.F., 14000, MEXICO.

Dra. Marisol Perez Marcogliese, Genente Técnico de Toxicología, LAB Preclinical Research International, Inc., Institut Armand-Frappier, 531, Blvd. des Prairies, Laval, Québec, H7V 1B7.

Dra. Ekaterina Rivera, Directora, Bioterio Central, Universidade Federal de Goiás, Goiânia Goiás, BRAZIL.

Secretaria Ejecutiva, CCPA, 315-350 Albert Street, Ottawa, Ontario, K1R 1B1.

Dr. Mario Seixas, Representante del IICA en Canadá, 1002-130 Albert Street, Ottawa, Ontario, K1P 5G4.

Dr. Santiago Urcelay, Vice Decano, Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias, Universidad de Chile, Av. Santa Rosa 11735, La Pintana, Casilla 2, Correo 15, La Granja, Santiago, CHILE.

AGRADECIMIENTOS

(colaboradores de la versión original en inglés)

El Secretariado agradece a los miembros del Consejo por la revisión y corrección del capítulo sobre Las necesidades sociales y comportamentales de los animales de experimentación. También agradecemos a los directores de los Servicios de bioterio, a los presidentes de los Comités de protección de los animales, y a los miembros de la comunidad científica de Canadá, de los Estados Unidos y de Europa, quienes nos hicieron llegar sus sugerencias.

Quedamos especialmente agradecidos a las siguientes personas por sus comentarios sobre temas específicos:

Primates no humanos:

Dra. Kathryn Bayne, Association for Assessment and Accreditation of Laboratory Animal Care (AAALAC)
Dr. Irwin Bernstein, University of Georgia

Dra. Carolyn Crockett, University of Washington

Dr. James Else, Yerkes Regional Primate Research Center

Dr. Peter Gerone, Delta Regional Primate Research Center

Dr. Matt Kessler, Caribbean Primate Research Center

Dr. Scott Line, University of California, Davis

Dra. Melinda Novak, University of Massachusetts

Dr. Viktor Reinhardt, Wisconsin Regional Primate Research Center

Gatos o perros:

Dra. Bonnie Beaver, Texas Veterinary Medical Center

Dr. Douglas Boeckh, Merivale Cat Hospital

Dr. Charles Povey, Langford Inc.

Animales utilizados en investigación agrícola:

Dr. Neil Anderson, Ontario Ministry of Agriculture and Food

Sra. Patricia Barker, Memorial University of Newfoundland

Dr. Ian Christison, University of Saskatchewan

Dra. Brenda Cross, University of Saskatchewan

Dr. Pascal Dubreuil, Bio-Research Laboratories Ltd.

Dr. David Fraser, University of British Columbia

Dra. Helene Guttman, HNG Associates

Dra. Ruth Newberry, Agriculture and Agri-Food Canada

Dra. Suzanne Robert, Agriculture and Agri-Food Canada

Dr. Joseph Stookey, University of Saskatchewan

Dr. Tarjei Tennessen, Nova Scotia Agricultural College

Dr. William Threlfall, Memorial University of Newfoundland

El Consejo también agradece a la Dra. Tanya Duke, University of Saskatchewan, por su contribución en el capítulo sobre Anestesia, así como al Dra. Mardi Collins, del Instituto de Investigación Veterinaria, por su contribución en el capítulo sobre las Normas para la cirugía en animales de experimentación. Finalmente, el Consejo reconoce la eficiencia y paciencia del personal del CCPA en las numerosas revisiones de esta edición del *Manual*.

COLABORADORES

(versión original en inglés)

Dr. C.G. Bihun, Manager, Animal Resources, Institute for Biological Sciences, National Research Council, Bldg. M54, Montreal Road, Ottawa, Ontario K1A 0R6.

Dr. D.P.J. Boisvert, 401-10735 81st Avenue, Edmonton, Alberta T6E 1Y2.

Dr. K.K. Carter, Animal Resources Centre, McGill University, 3655 Drummond Street, Montreal, Quebec H3G 1Y6.

Dr. B.M. Cross, Assistant Director, Animal Resources Centre, 120 Maintenance Road, University of Saskatchewan, Saskatoon, Saskatchewan S7N 5C4.

Dr. G. Demers, Associate Director of Assessments, CCAC, 315-350 Albert Street, Ottawa, Ontario K1R 1B1.

Dr. I.J.H. Duncan, Department of Animal and Poultry Science, Ontario Agricultural College, University of Guelph, Guelph, Ontario N1G 2W1.

Dr. F.H. Flowers, R.R. No. 1, Flowers Road, Whitefish, Ontario P0M 3E0 (rtd.).

Dr. P.E. Fritz, 8497 Devon Lane, Walkersville, MD 21793 USA.

Dr. C.J. Harvey-Clark, University Director of Animal Care, Rm. 815-8th Fl., Life Science Centre, Dalhousie University, Halifax, N.S. B3H 4H6.

Dr. G. Iwama, Department of Animal Science, Faculty of Agricultural Sciences, The University of British Columbia, 208-2357 Main Mall, Vancouver, B.C. V6T 1Z4.

Dr. R.H. Latt, Director, Animal Resources Centre, McGill University, 3655 Drummond Street, Montreal, Quebec H3G 1Y6.

Dr. J.A. Love, Director of Animal Care, Animal Care Centre, The University of British Columbia, 6199 South Campus Road,

Vancouver, B.C. V6T 1W5

Dr. G.E. Macallum, General Toxicology, Parke-Davis Research Institute, 2270 Speakman Drive, Mississauga, Ontario L7K 1B4.

Dr. K. McCutcheon, Director, Central Animal Care Services, Rm. 23, Basic Medical Sciences Bldg., The University of Manitoba, 730 William Avenue, Winnipeg, Manitoba R3E 0W3.

Dr. D.G. McKay, Director, Biosciences Animal Service, CW-401, Biological Sciences Bldg., University of Alberta, Edmonton, Alberta T6G 2E9.

Mrs. A.A. McWilliam, 26 Conestoga Road, Woodstock, Ontario N4T 1J1 (rtd.).

Dr. D.H. Neil, Director, Health Sciences Laboratory Animal Services, 1-40 Heritage Medical Research Centre, Heritage Wing, University of Alberta, Edmonton, Alberta T6G 2S2.

Mr. W.D. Pearce, Project Coordinator, Animal Care Section, Animal Resources Division, Health Protection Branch, Health Canada, Sir Frederick Banting Research Centre, Tunney's Pasture, Ottawa, Ontario K1A 0L2.

Dr. H.C. Rowsell, 57 Raby's Shore Drive, P.O. Box 608, Fenelon Falls, Ontario K0M 1N0 (rtd.).

Dr. M.K. Schunk, Animal Resources and Pathology, Pasteur Mérieux Connaught, 1755 Steeles Avenue W., North York, Ontario M2R 3T4.

Dr. J.H. Wong, Director of Assessments, CCAC, 315-350 Albert Street, Ottawa, Ontario K1R 1B1.

* * * * *

Comité de Las necesidades sociales y comportamentales de los animales de experimentación

Dr. A.F. Fraser (Chairman), Health Sciences Centre, Memorial University of Newfoundland, St. John's, Newfoundland A1B 3V6 (rtd.).

Dr. M.M. Bailey, Director, Animal Care and Veterinary Services, Rm. 518, Medical Sciences Centre, The University of Western Ontario, London, Ontario N6A 5C1.

Dr. B. Chapais, Département d'anthropologie, Université de Montréal, C.P. 6128, Succursale A, Montréal, Québec H3C 3J7.

Mrs. M. Driscoll, Calgary Humane Society, Calgary, Alberta T3E 6E4.

Mr. W.D. Pearce, Project Coordinator, Animal Care Section, Animal Resources Division, Health Protection Branch, Health Canada, Sir Frederick Banting Research Centre, Tunney's Pasture, Ottawa, Ontario K1A 0L2.

Dr. D.H. Percy, Department of Pathology, University of Guelph, Guelph, Ontario N1G 2W1 (rtd.).

Dr. W.A. Rapley, Executive Director, Biology and Conservation, Metro Toronto Zoo, 361A Old Finch Avenue, Scarborough, Ontario M1B 5K7.

Dr. M.K. Schunk, Animal Resources and Pathology, Pasteur Mérieux Connaught, 1755 Steeles Avenue W., North York, Ontario M2R 3T4.

Dr. A.M. Taylor, Ethics Officer, Merck & Co., Whitehouse Station, NJ 0889-0100 USA.

Dr. M.J. Walcroft, Pasteur Mérieux Connaught (dec.).

Dr. T.L. Wolfe, Program Director, Institute of Laboratory Animal Research, 2101 Constitution Avenue, N.W., Washington, DC 20418.

* * * * *

Consejo Canadiense de Protección de los Animales (CCPA) *ex-officio*

Dr. F.H. Flowers, R.R. No. 1, Flowers Road, Whitefish, Ontario P0M 3E0 (rtd.).

Mrs. A.A. McWilliam, 26 Conestoga Rd., Woodstock, Ontario N4T 1J1 (rtd.).

Dr. H.C. Rowsell, 57 Raby's Shore Drive, P.O. Box 608, Fenelon Falls, Ontario K0M 1N0 (rtd.).

Dr. J.H. Wong, Director of Assessments, CCAC, 315-350 Albert Street, Ottawa, Ontario K1R 1B1.

* * * * *

Comité *ad hoc* de la Asociación Canadiense de Psicología (ACP)

Dr. C.D. Heth, Department of Psychology, University of Alberta, Edmonton, Alberta T6G 2E1.

Dr. H. Jenkins, McMaster University (rtd.)

Dr. B.G. Rule, University of Alberta (dec.)

Dr. R.W. Tait, Associate Head, Graduate, Department of Psychology, Rm. P515, Duff Roblin Bldg., The University of Manitoba, Winnipeg, Manitoba R3T 5V5.

Dr. W.G. Webster, Dean, Social Sciences, Brock University, Merrittville Highway, St. Catherines, Ontario L2S 3A1.

[[Contenido](#)] [[Capítulo Siguiente](#)]

[[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)



[CCPA, Manual vol. 1 \(2nda edición\) 1998](#)

Capitulo I - Responsabilidad para el cuidado y uso de los animales de experimentación

LISTA DE SIGLAS

| Español | English | Français |
|--|---|--|
| Asociación Canadiense de Ciencias de Animales de Laboratorio (ACCAL) | Canadian Association for Laboratory Animal Science (CALAS) | Association canadienne pour la science des animaux de laboratoire (ACSAL) |
| Asociación Canadiense de Ciencias de Animales de Laboratorio (ACCAL) | Association of Canadian Medical Colleges (ACMC) | Association des facultés de médecine du Canada (AFMC) |
| Asociación Canadiense de Facultades de Medicina (ACFM) | Association of Canadian Faculties of Dentistry (ACFD) | Association des facultés dentaires du Canada (AFDC) |
| Asociación Canadiense de Facultades de Odontología (ACFO) | Canadian Food Inspection Agency (CFIA) | Agence canadienne d'inspection des aliments (ACIA) |
| Agencia Canadiense de Inspección de Alimentos (ACIA) | Canadian Association for Laboratory Animal Medicine (CALAM) | Association canadienne pour la médecine des animaux de laboratoire (ACMAL) |
| Asociación Canadiense de Medicina de Animales de Laboratorio (ACMAL) | Canadian Veterinary Medical Association (CVMA) | Association canadienne des médecins vétérinaires (ACMV) |
| Asociación Canadiense de los Medicos Veterinarios (ACMV) | Canadian Psychological Association (CPA) | Société canadienne de psychologie (SCP) |
| Asociación Canadiense de Psicología (ACP) | Pharmaceutical Manufacturers' Association of Canada (PMAC) | Association canadienne de l'industrie du médicament (ACIM) |
| Asociación de la Industria Farmacéutica de Canadá (AIFC) | International Air Transportation Association (IATA) | Association de transport aérien internationale (ATAI) |
| Asociación Internacional de Transporte Aéreo (AITA) | World Veterinary Association (WVA) | Association mondiale vétérinaire (AMV) |
| Asociación Mundial Veterinaria (AMV) | Association of Universities and Colleges of Canada (AUCC) | |
| Asociación de Universidades y | Atomic Energy Control Board (AECB) | Association des universités et |

| | | |
|--|---|--|
| Colegios de Canadá (AUCC) | of Canada | Collèges du Canada (AUCC) |
| Comisión de Control de la Energía Atómica (CCEA) del Canadá | Canadian Council of Departments of Psychology (CCDP) | Comission de contrôle de l'energie atomique (CCEA) du Canada |
| Consejo Canadiense de Facultades de Psicología (CCFP) | Canadian Council on Animal Care (CCAC) | Conseil canadien des départements de psychologie (CDDP) |
| Consejo Canadiense de Protección de los Animales (CCPA) | Confederation of Canadian Faculties of Agriculture and Veterinary Medicine (CCFAVM) | Conseil canadien de protection des animaux (CCPA) |
| Confederación de Facultades Canadienses de Agricultura y Medicina Veterinaria (CFCAMV) | Medical Research Council (MRC) | Confédération des facultés d'agriculture et de médecine vétérinaire du Canada (CFAMVC) |
| Consejo Médico de Investigación (CMI) | National Research Council (NRC) | Conseil de recherches médicales (CRM) |
| Consejo Nacional de Investigación (CNI) | Natural Sciences and Engineering Research Council (NSERC) | Conseil national de recherches (CNR) |
| Consejo Nacional de Investigación en Ciencias Naturales e Ingeniería (CNICNI) | Heart and Stroke Foundation of Canada (HSFC) | Conseil de recherches en sciences naturelles et en génie (CRSNG) |
| Fundación Canadiense de las Enfermedades del Corazón (FCEC) | Canadian Federation of Biological Societies (CFBS) | Fondation des maladies du coeur du Canada (FMCC) |
| Federación Canadiense de las Sociedades de Biología (FCSB) | Canadian Federation of Humane Societies (CFHS) | Fédération canadienne des sociétés de biologie (FCSB) |
| Federación de las Sociedades Canadienses de Protección de los Animales (FSCPA) | National Cancer Institute (NCI) | Fédération des sociétés canadiennes d'assistance aux animaux (FSCAA) |
| Instituto Nacional del Cáncer (INC) | Agriculture and Agri-Food Canada (AAFC) | Institut national du cancer (INC) |
| Ministerio de Agricultura y Agro-Alimentos de Canadá (MAAAC) | Department of National Defense (DND) | Agriculture et Agro-alimentaire Canada (AAC) |
| Ministerio de Defensa Nacional (MDF) | Environment Canada (EC) | Ministère de la Défense nationale (MDN) |
| Ministerio del Medio-Ambiente (MMA) | Fisheries and Oceans Canada (FOC) | Environnement Canada (EC) |
| Ministerio de Océanos y Pesca (MOP) | Health Canada (HC) | Ministère des Pêches et Océans (MPO) |
| Ministerio de Salud de Canadá (MSC) | Canadian Bioethics Society (CBS) | Santé Canada (SC) |
| Sociedad Canadiense de Bioética (SCB) | Canadian Society of Zoologists (CSZ) | Société canadienne de bioéthique (SCB) |
| Sociedad Canadiense de Zoología (SCZ) | Royal Society of Canada (RSC) | Société canadienne de zoologie (SCZ) |
| | | La Société royale du Canada (SRC) |

Sociedad Real de Canadá (SRC)

[[Contenido](#)] [[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)



[About CCAC](#) [What's New](#) [Programs](#) [Publications](#) [Committees](#) [Contact](#) [Links](#) [Media](#)
[CCAC Programs -> Guidelines -> Manual sobre el cuidado y uso de los animales de experimentación - Capitulo I](#)

[CCPA, Manual vol. 1 \(2nda edición\) 1998](#)

Capitulo I - Responsabilidad para el cuidado y uso de los animales de experimentación

I. RESPONSABILIDAD PARA EL CUIDADO Y USO DE LOS ANIMALES DE EXPERIMENTACIÓN

Todo el uso y cuidado de animales de experimentación en este país está sujeto a las exigencias del Consejo Canadiense de Protección de los Animales (CCPA), una organización nacional de evaluación por los pares, creada en Ottawa en 1968. Su mandato es directo y conciso:

"trabajar para el mejoramiento del uso y cuidado de los animales en el Canadá entero".

A. NIVEL NACIONAL

1. Evolución del Consejo Canadiense de Protección de los Animales

Los años 1950 y 1960 fueron un periodo de crecimiento fenomenal para la investigación y los estudios avanzados, particularmente en las ciencias biomédicas. Durante este período, creció el interés público sobre el uso de animales de experimentación, con la conciencia de la comunidad científica frente a los problemas éticos y de responsabilidad que esto significaba.

En 1963, el Consejo Médico de Investigación (CMI) decidió que la materia merecía más atención. En el año siguiente, solicitó al Consejo Nacional de Investigación (CNI) establecer un comité para examinar el tema del cuidado y uso de los animales de experimentación en Canadá. El informe del Comité Especial sobre el Cuidado de Animales de Experimentación (1966) recomendó la creación de un programa voluntario de control ejercido por científicos en cada institución, sujeto a la evaluación por los pares y comprometido para implementar las directrices de un cuerpo consultivo independiente.

Se emprendió un estudio de factibilidad de estas propuestas (Rowse, 1967). Luego, todos los departamentos del gobierno y las universidades que utilizaban animales concordaron en apoyar la formación de un Consejo Canadiense de Protección de los Animales (Anon., 1967). El CCPA se estableció entonces en 1968 como Comité Permanente de la Asociación de Universidades y Colegios de Canadá (AUCC). Formada por doce organismos miembros, incluyendo la Federación de las Sociedades Canadienses de Protección de los Animales (FSCPA), su mandato incluía formular recomendaciones para mejorar:

- a) la adquisición y producción de animales de experimentación;
- b) las instalaciones y el cuidado de los animales de experimentación;

- c) el control sobre las experiencias que involucran animales.

En su asamblea de inauguración, realizada el 30 de enero de 1968, el CCPA adoptó como objetivo: "desarrollar directrices sobre el cuidado de animales de experimentación en el Canadá, y trabajar para su aplicación efectiva". Paneles de especialistas y de revisión del cuidado de animales se crearon para ayudar al secretariado en lograr sus objetivos. En los últimos años, las funciones del panel original de especialistas ha sido asumido por comités específicos, responsables por el desarrollo y la implementación de una política nacional sobre los recursos relacionados a los animales de laboratorio.

Antes del establecimiento del CCPA, las únicas directrices que se habían definido para el cuidado y uso de animales de experimentación en el Canadá, eran las que la Federación Canadiense de las Sociedades de Biología (FCSB). Esta las había escrito en un documento de una página, con el título: *Principios para el Cuidado de Animales Experimentales* (1961). En su primer año de existencia, el Consejo publicó directrices detalladas en su documento *Cuidado de los Animales de Experimentación: Una Manual para el Canadá*. Dichas directrices recomendaban el uso de métodos que evitan el sufrimiento, dondequiera que sea posible, y recomendaba que "cuando un animal deba ser utilizado, uno tiene la obligación de:

- a) proveer un tratamiento y cuidado humanitarios;
- b) minimizar el dolor y malestar;
- c) evitar el uso innecesario de animales."

2. El CCPA de hoy

Creado conjuntamente por las dos agencias financieras más importantes del país, el CMI y el Consejo Nacional de Investigación en Ciencias Naturales e Ingeniería (CNICNI), el CCPA comprende los siguientes veinte organismos miembros, cuyos representantes incluyen científicos, educadores, representantes de la industria y del movimiento de bienestar animal:

1. Asociación Canadiense de Facultades de Medicina (ACFM)
2. Asociación Canadiense de Facultades de Odontología (ACFO)
3. Asociación Canadiense de Ciencias de Animales de Laboratorio (ACCAL)
4. Asociación Canadiense de Medicina de Animales de Laboratorio (ACMAL)
5. Asociación de la Industria Farmacéutica de Canadá (AIFC)
6. Asociación de Universidades y Colegios de Canadá (AUCC)
7. Consejo Canadiense de Facultades de Psicología (CCFP)
8. Confederación de Facultades Canadienses de Agricultura y Medicina Veterinaria (CFCAMV)
9. Consejo Médico de Investigación (CMI)
10. Consejo Nacional de Investigación (CNI)
11. Consejo Nacional de Investigación en Ciencias Naturales e Ingeniería (CNICNI)
12. Fundación Canadiense de las Enfermedades del Corazón (FCEC)
13. Federación de las Sociedades Canadienses de Protección de los Animales (FSCPA)
14. Instituto Nacional del Cáncer (INC)
15. Ministerio de Agricultura y Agro-Alimentos de Canadá (MAAAC)
16. Ministerio de Defensa Nacional (MDN)
17. Ministerio del Medio-Ambiente (MMA)
18. Ministerio de Océanos y Pesca (MOP)
19. Ministerio de Salud de Canadá (MSC)
20. Sociedad Canadiense de Bioética (SCB)
21. Sociedad Canadiense de Zoología (SCZ)
22. Sociedad Real de Canadá (SRC)

Los grupos de evaluación del CCPA evalúan el cuidado a los animales de experimentación utilizados en universidades, colegios, así como en laboratorios gubernamentales y comerciales de Canadá. El efecto del programa de evaluación del CCPA fue el mejoramiento de la prácticas de gestión y de alojamiento. Así, aunque el número de investigadores haya crecido, el número de animales de experimentación ha declinado constantemente. Sin embargo, este número puede aumentar a causa del uso creciente de animales transgénicos y de manipulaciones genéticas. Esto ha ocurrido ya en el Reino Unido (Anon., 1992d).

Los comités del CCPA reflejan las preocupaciones del Consejo, en áreas tales como soluciones alternativas, biotecnología animal, normas de instalaciones, procedimientos inmunológicos, invertebrados y vertebrados silvestres. Estos comités están compuestos por especialistas en múltiples disciplinas biológicas y de representantes de la comunidad preocupada por el bienestar animal.

3. Programas de evaluación del CCPA

El CCPA lleva sus responsabilidades para el cuidado de los animales de experimentación implicándose en la educación en forma de talleres, publicaciones, presentaciones, etc. A través de su programa de evaluación se concentra en el cuidado y uso de animales y la eficiencia de los Comités de protección de los animales. La responsabilidad de estos comités es la de asegurar el uso de animales de manera ética, en conformidad con las directrices del CCPA al nivel local, y evaluar los aspectos éticos de los protocolos de investigación antes del inicio de los trabajos. (Léase en este capítulo el documento *Comités de protección de los animales; Mandato y directrices recomendadas.*) Las evaluaciones se basan en los Volúmenes 1 y 2 de este *Manual* y en las declaraciones de principios del CCPA. Evaluaciones completas se efectúan aproximadamente cada tres años. Además, visitas especiales no anunciadas se hacen si un equipo de evaluación o el Consejo juzgan que las condiciones de una institución lo exigen o si una institución lo pide.

a) El equipo de evaluación

Los miembros de un equipo de evaluación son escogidos por el CCPA a partir de una lista de científicos con la experiencia y los conocimientos específicos sobre varios aspectos del cuidado y la experimentación animal. Cuando es posible, son escogidos a partir de su experiencia en los campos mayores de investigación que se realizan en el establecimiento que debe ser evaluado. Además, cada equipo de evaluación tiene un miembro representante de la FSCPA, o de otro grupo que se dedica al bienestar animal, usualmente escogido en la región donde está ubicado el establecimiento. Todos los miembros del equipo son voluntarios y solo se les paga sus gastos de viaje. Un equipo de evaluación está usualmente compuesto por tres científicos y el representante de un grupo dedicado al bienestar animal, y el director o el director asociado de evaluaciones como miembro *ex-officio*. En las instituciones más grandes, puede ser necesario agregar otros miembros y dividir el equipo en dos. Para algunas de estas instituciones, las evaluaciones pueden hacerse sobre la base de una facultad o de un departamento.

b) Preparación a la visita de las instalaciones

Antes de cada visita de evaluación, el Consejo solicita a los establecimientos que le comunique las siguientes informaciones:

- i)** organización de la administración;
- ii)** personal responsable del cuidado de los animales;
- iii)** características del espacio, alojamiento y uso de los animales;
- iv)** utilización de los animales.

Los establecimientos entregan también un resumen de sus actividades, indicando las especies y el número de animales utilizados, así como información sobre los proyectos de investigación o de enseñanza en que participa. Eso permite al equipo de evaluación informarse sobre los proyectos específicos que sus miembros querrán examinar en profundidad, y sobre los cuales discutirán con los investigadores involucrados. El CCPA mantiene estadísticas actualizadas anualmente sobre el uso de animales mediante el Banco de Datos sobre el Uso de Animales.

c) La evaluación

La mayoría de las visitas de evaluación empiezan por una reunión con el Comité de protección de los animales y el personal administrativo del establecimiento. Durante esta reunión, los miembros del equipo de evaluación revisan el programa de cuidado a los animales y averiguan si la institución cumplió adecuadamente con el informe de la visita anterior. Otros temas de discusión pueden ser el mejoramiento de las instalaciones, los cambios de personal, los programas de salud y de seguridad en el trabajo, los cambios mayores en la utilización de animales, la alta tecnología para el cuidado de animales y la importancia del enriquecimiento del ambiente.

Se dedica mucho tiempo con los Comités de protección de los animales para revisar los términos de referencia, levantar actas de reuniones, y discutir el proceso de aprobación de protocolos, para asegurarse de esta forma que el comité funcione

adecuadamente.

Se visitan todos los locales donde están alojados animales, así como los locales donde se hacen manipulaciones e intervenciones sobre animales, tales como cirugías y pruebas de laboratorio. Durante estas visitas, los miembros del equipo de evaluación se reúnen y discuten con los investigadores y pueden observar intervenciones o técnicas especiales. Generalmente, el equipo está acompañado por uno o varios miembros del Comité de protección de los animales y administradores.

Una vez terminada la visita de las instalaciones, el equipo se reúne nuevamente con el Comité de protección de los animales y las autoridades competentes. Esta reunión es particularmente importante, sobre todo si los miembros del equipo de evaluación tienen preguntas serias sobre ciertos aspectos del cuidado y del uso de animales. En este caso, el equipo podrá exigir que se tomen inmediatamente las acciones apropiadas. Durante esta reunión, se hace un resumen de las observaciones del equipo de evaluación donde se trata las recomendaciones mayores o serias que serán parte del informe.

Se tomarán acciones inmediatas cuando se encuentran problemas serios, por ejemplo, cuando la vida de un animal esté en peligro. El hecho de no tomar medidas correctivas podría poner en peligro el bienestar animal y hacer que la institución sea declarada en no conformidad con las directrices del CCPA.

Los establecimientos tienen tres meses para corregir las deficiencias serias encontradas durante la visita. En cuanto a las recomendaciones regulares, que tocan en su mayoría la gestión de las instalaciones, el establecimiento debe corregirlas y ponerlas en práctica antes de la próxima evaluación completa.

d) Los informes de evaluación

Seguidamente, el equipo de evaluación prepara un informe completo que incluye las recomendaciones que tienen por meta ayudar al establecimiento y mejorar sus prácticas de cuidado de los animales o sus instalaciones, según las normas descritas en este *Manual*. Estos informes son enviados a los miembros del CCPA antes de llegar a la administración responsable de la institución. Son confidenciales. Sin embargo, las autoridades institucionales pueden distribuir las copias a quien quieran. La institución que decide publicitar su informe tiene que informar al CCPA con anterioridad. En caso de discrepancia de opiniones de un miembro del equipo de evaluación, este miembro tiene el derecho de entregar un informe diferente.

Las instituciones deben dar curso al informe dentro de seis meses y someter al CCPA un documento que describa las medidas que utilizarán para aplicar las recomendaciones del equipo de evaluación. En caso de que este informe de realización sea considerado insatisfactorio por el Consejo, el CCPA pide a su secretariado dar las razones que conducirán a la declaración de no conformidad y tomar las acciones consideradas necesarias. Por ejemplo, el CCPA va avisar al CMI y al CNICNI cuando una institución está declarada en no conformidad con sus directrices, y que no ha corregido la situación de una manera satisfactoria en el tiempo requerido. Una declaración producida en Marzo de 1985 nota que:

"A la recepción de una declaración de no conformidad y después de haber examinado la prueba en su totalidad, el CNICNI y el CMI se reservan el derecho, separada o simultáneamente, de informar de sus preocupaciones las autoridades competentes del establecimiento de investigación y de aplicar, si lo juzga necesario, sanciones financieras u otras que son de competencia de uno u de otro consejo. Dicha sanciones pueden ser aplicadas sin que importe que la no conformidad sea relacionada o no con la investigación financiada por uno u otro Consejo, y pueden ir hasta el bloqueo o el retiro de los fondos de investigación para cualquier programa de investigación o para todos ellos que están financiados por uno u otro o ambos Consejos de investigación en el establecimiento."

e) Resumen

Los programas del CCPA fueron bien recibidos y gozan del apoyo y de la colaboración de todos los establecimientos involucrados, incluyendo la industria y los gobiernos, cuyos fondos de investigación no dependen de organismos de subvención. Además, el efecto de estos programas fue el de incrementar los niveles de conciencia y de sensibilización a la ética en cuanto a la experimentación animal en los científicos y los investigadores. El Consejo sigue promoviendo el uso de soluciones de reemplazo de animales, siempre cuando se pueda, según el principio de las "Tres R" de Russell y Burch: Reemplazo, Reducción y Refinamiento (Russell y Burch, 1992; Smythe, 1978).

4. Declaraciones de principio del CCPA

Además de los Volúmenes 1 y 2 del *Manual*, el CCPA ha desarrollado y publicado declaraciones de principio sobre varios temas, las que son revisadas y corregidas periódicamente. Estas declaraciones, que se encuentran en anexo, son: *Principios éticos de la investigación con animales*, el *Directrices sobre los procedimientos inmunológicos aceptables por el CCPA* y *Categorías de técnicas invasivas en la experimentación animal*. El documento sobre *Las necesidades sociales y comportamentales de los animales de experimentación* se encuentra en el capítulo seis de este *Manual*.

5. Legislaciones que rigen el uso de los animales de experimentación

El bienestar animal está regido en Canadá en conformidad al artículo 446 del código criminal. Existe una legislación específica sobre los animales de experimentación en dos provincias Canadienses: la Ley sobre los animales destinados a la investigación en Ontario y la Universities Act en Alberta. Existen muchas otras leyes que tienen un impacto sobre animales utilizados en la investigación, en la enseñanza y en pruebas de inocuidad de medicamentos.

a) Legislación federal

El Código criminal de Canadá, artículo 446, Crueldad sobre los animales, prohíbe "causar sufrimientos inútiles". En este Código centenario (1892), se dice que cualquier persona: "Comete una infracción, quienquiera que cause voluntariamente o, si siendo el propietario, voluntariamente permite que se le esté causando a un animal o a un pájaro, un dolor, sufrimiento o herida sin necesidad...".

La Comisión de reforma del derecho de Canadá, después de 15 años de preparación (Anon., 1988a) y con mucha participación del público, ha propuesto varias enmiendas al Código criminal que compusieron un informe con el título: *Informe 31 para una nueva codificación del derecho penal* (LRCC, 1987; Anon., 1988b). Los cambios propuestos relativos a los animales se orientaban sobre la cuestión de tratar a los animales como seres dotados de sensación, y no como solamente bienes puestos a la disposición de los humanos, una posición que la Asociación Canadiense de los Médicos Veterinarios (ACMV), entre otras, consideró digna de apoyo (Olfert, Finley, Laniel *et al.*, 1989). El capítulo 20, con título: IV, Crímenes contra el orden natural, Crímenes contra los animales, se refería a tres sectores: la crueldad con los animales, la organización de eventos deportivos y la negligencia en el cuidado de los animales. Por ejemplo, está previsto que cualquier persona: "Comete un crimen quienquiera que, sin necesidad, hiera a un animal o le inflige dolores físicos graves". Pero esto no se aplica a: "la investigación científica, a menos que el riesgo de infligir heridas o dolores físicos graves está desproporcionado con relación a los beneficios que podrían resultar de la investigación". Aunque este informe fue entregado a las Cámaras de los Comunes de Canadá el 19 de Mayo de 1988 (Anon., 1988c), ninguna acción fue tomada hasta ahora para la implementación del informe.

La FSCPA propuso en 1989 una legislación federal relativa a los animales de experimentación, en la cual se postulaban sanciones económicas y más poder para los miembros de los Comités de protección de los animales que no utilizan animales (Anon., 1989). Esta propuesta de la FSCPA fue rechazada por el Ministerio de Salud de Canadá, el Honorable Perrin Beatty. Consideró que sería más cara administrarla que el programa del CCPA y que "no mejoraría el excelente nivel del cuidado animal que tienen actualmente los laboratorios Canadienses."

La ley federal llamada **Ley sobre la salud de los animales C66 (junio 1990, 3839 Elizabeth II, capítulo 21)** (que reemplaza la Ley sobre las enfermedades y la protección de los animales, y la Parte III de la Ley sobre los animales domésticos y sus productos) pretende proteger el ganado Canadiense contra las enfermedades contagiosas como la tuberculosis y la brucelosis, e impedir la introducción de enfermedades exóticas. En estos reglamentos, la ley prevé que: "el gobernador en consejo puede, por reglamento, tomar las medidas que tienen como finalidad proteger la salud de las personas y de los animales...incluyendo reglamentos para...

i) el tratamiento humanitario de los animales y para el cuidado, manejo y disposición de animales;

ii) regir su transporte tanto hacia el interior como a otro destino o procedencia del Canadá;

iii) prever el tratamiento, la destrucción o cualquier otra forma de disposición de animales mantenidos o transportados en condiciones inaceptables."

El Ministerio de Agricultura y Agro-Alimentos de Canadá a publicado Códigos de prácticas para cerdos, terneros, aves de corral, ganado lechero o de carne, zorros y visones (Agriculture Canada, 1819/E, 1988; 1757/E, 1989; 1831/E, 1989; 1853/E, 1990; 1870/E, 1991; 1898/E, 1993; CARC, 1996, 1998a, 1998b). Estos Códigos contienen las normas estándar actuales de la industria. La mayoría de estas normas representan los requerimientos mínimos que el CCPA exige a los establecimientos dedicados a la investigación agrícola. Los investigadores y otras personas que trabajan con los animales domésticos deben conocer el contenido de estos códigos.

La ley federal con título **Ley y reglamentos sobre alimentos y drogas** (5 de agosto de 1982) trata del uso de animales en la evaluación de nuevos medicamentos y vacunas, y de las toxinas en los alimentos. La Oficina de los productos biológicos de Salud Canadá es responsable de la vigilancia de los productos biológicos cuya virulencia y eficacia pueden ser evaluadas solamente en el animal vivo.

Se efectúan muy pocas pruebas de cosméticos y de productos químicos utilizados para el consumidor, porque ninguno de estos productos está fabricado en Canadá (Gilman, 1980). Eso dicho, los cosméticos están bajo la responsabilidad de la Dirección de las drogas, vía la Oficina de drogas no recetadas. Se requiere evidencia de seguridad por parte del fabricante, y podría significar pruebas *in vivo* (animales) en caso de nuevos productos químicos y de combinaciones de productos químicos.

La responsabilidad de la seguridad de alimentos o calidad nutricional corresponde a la Oficina de riesgos microbiológicos, de la seguridad química y de la nutrición. La identificación de microorganismos y toxinas en los alimentos exigen ciertas pruebas con animales (por ejemplo, el botulismo y las toxinas paralizantes de los crustáceos son probadas en ratones).

b) Legislación provincial

i) Saskatchewan

Según el Veterinarians Act de 1987 de la provincia de Saskatchewan (capítulo V-5.1), "una persona que utiliza un animal para un trabajo de investigación en una universidad," y que utiliza procedimientos aprobados por un Comité de protección de los animales en el cual esté presente un médico veterinario, está exenta de la disposición de la ley según la cual solo un miembro de la Asociación de los Médicos Veterinarios de Saskatchewan "puede comprometerse...en la práctica de la medicina veterinaria."

ii) Alberta

En 1966, el Alberta votó la **Universities Act** (artículo 50, "Control y adquisición de perros"; reglamentos 341-366). Según esta ley, está prohibido a los establecimientos de investigación comprar perros para fines de investigación, pero las perreras municipales tienen la obligación de entregar a las facultades de medicina, cuando se los pida, todos los perros no reclamados. En 1972, el reglamento 33-72 de Alberta fue revisado para incluir el tratamiento de los **animales**. Las condiciones relativas al transporte, el alojamiento, la utilización y la manera de disponer de los animales están especificadas, así como también la obligación de ejercitar a los perros mantenidos en jaula. Este reglamento prescribe el uso de anestésicos, de analgésicos y de normas de tratamiento post quirúrgicos. Además, incluye la exigencia que los usuarios de animales estén calificados y prevé medidas para permitir a los propietarios retirar a sus animales de las instalaciones de cuarentena o de aislamiento (Secord, 1974).

iii) Ontario

El uso de animales de experimentación en Ontario está regido por la **Ley sobre los animales destinados a la investigación** (Estatutos revisados del Ontario, 1980, capítulo 22 tal como fue enmendado en 1989, capítulo 72, art. 6 y reglamentos 16, 17, 18, 19. Reglamentos revisados de Ontario, 1980, marzo 1990). Antes de su adopción, después de mucha controversia en mayo 1971, el Ministerio de Agricultura y Agro-Alimentos de Canadá de esta época, el Honorable William Stuart, declaró el 19 de febrero 1969 a la legislatura provincial que: "Controlando el origen de animales y haciéndoles más disponibles a las instalaciones de investigación, prácticas indeseables tales como robos de perros y actividades de negociantes sin escrúpulos serán paradas..." (Stewart, 1969a). El 17 de junio 1969, el señor Stewart reiteró a la legislatura provincial que: "Cuando esta legislación será puesta en ejecución, el Gobierno de Ontario incluirá en sus reglamentos los principios relacionados con el cuidado de los animales de experimentación tales como fueron dictados por el Consejo Canadiense de Protección de los Animales

(CCPA)..." (Stewart, 1969b). Sin embargo, eso nunca fue hecho.

Esta ley, que está administrada por el Ministerio de Agricultura y de Alimentación de Ontario exige que las instalaciones de investigación de la provincia se registren cada año. Ciertas cláusulas prevén la obligación de utilizar anestésicos y analgésicos con el propósito de prevenir el sufrimiento animal y dolores inútiles, además de incluir como miembro de los Comités de protección de los animales a un veterinario autorizado en modificar los proyectos de investigación. Además, prevé normas mínimas de alojamiento, procedimientos y cuidados, la inspección de los lugares donde se realiza la investigación, y un plazo de reclamo mínimo de 72 horas para los animales (períodos que pueden ser extendidos por las municipalidades). En conformidad con la ley, después de este tiempo, las perreras pueden vender los perros que no fueron reclamados para ser usados como animales de compañía, de caza, o de experimentación en los establecimientos de investigación acreditados.

Según la Ley sobre los Animales destinados a la investigación, la **Ley sobre la Sociedad de protección de los animales de la provincia de Ontario de 1955** "no se aplica a los animales que están bajo la responsabilidad del director de una instalación de investigación acreditada (RSO 1980, c.22, s.19)."

En 1985, el **Bill 21**, una propuesta de ley presentada por Ed Philip, diputado provincial, dejaba a las municipalidades la elección de dar o no los animales vagabundos no reclamados a los establecimientos de investigación. En 1986, según la Oficina del Curador Público de Ontario, la Coalition Against Pound Seizure, un proyecto financiado por la Toronto Humane Society, gastó más de \$200,000 para oponerse a la Ley sobre los Animales destinados a la investigación (McAndrew, 1987). La Bill 21 no fue apoyado por las sociedades veterinarias (Sanderson, 1986) o por la Sociedad de Protección de los Animales de Ontario, que sugirió a sus miembros disociarse de la coalición. Los investigadores y los universitarios mantuvieron que trabajos muy importantes que pueden llegar a salvar vidas humanas, estaban amenazados por las presiones de tales grupos (Wilson, 1986).

Aunque la Bill 21 haya sido aprobado en la segunda lectura en 1985, no fue presentado en tercera (y última) lectura (Anon., 1987; Comeau, 1987; Sheppard, 1987; Wilson, 1986).

En 1988, C.J. "Bud" Wildman, diputado provincial, presentó la **Bill 190**, cuyo propósito era de enmendar la Ley sobre los Animales destinados a la investigación, prohibiendo la utilización de animales en las pruebas no medicinales. Se realizaron audiencias a fin de discutir esta propuesta en 1989 (Anon., 1989; Harvey, 1990), pero la segunda lectura no fue seguida por la tercera. Sin embargo, se realizaron reuniones en 1991/92 entre el Ministerio de Agricultura y de Alimentación de Ontario, el Hon. Elmer Buchanan, y diversos grupos. Como resultado, el Ministro decidió "incrementar la participación del público en los procesos de relativos a la investigación, y restringir el uso de animales en las pruebas."

iv) Quebec

Siguiendo al alegato de que 2,000 perros vagabundos habían sido robados en las calles de los alrededores de Montreal y vendidos a los EE.UU. para ser utilizados en investigación (CP, 1985), la SPA de Montreal realizó una encuesta. Descubrió que de 3,000 a 5,000 perros y de 2,000 a 3,000 gatos estaban siendo enviados anualmente fuera de Quebec, principalmente porque establecimientos de investigación del Nordeste de los EE.UU. habían adoptado leyes contra la venta de animales provenientes de perreras para la investigación (Duquette, 1986). La Canadian Society for the Prevention of Cruelty to Animals (CSPCA) luego desarrolló y propuso un proyecto de legislación sobre el uso de los animales (Duquette, 1986).

Recientemente, una mesa de concertación sobre la crueldad con los animales examinó el bienestar de los animales en la provincia de Quebec, y revisó la legislación sobre el bienestar animal propuesta por la CSPCA (Anon., 1991a). En su informe (1992), pidió que el CCPA asegure la adhesión integral a estas directrices en Quebec, a través de visitas de evaluación más frecuentes, en particular de visitas no anunciadas; que asegure que los Comités de protección de los animales funcionen de una manera eficiente; que se interese particularmente a la competencia de los investigadores y de los técnicos cuidadores de animales, en el uso de los animales; que asegure que el manejo y la vigilancia sean adecuados; que promueva fuertemente la adhesión al principio de las "Tres R" de Russel y Burch: Reemplazo, Reducción y Refinamiento (Russell y Burch, 1992); que asegure que los Comités de protección de los animales incluyan representantes de la comunidad, incluyendo sociedades de bienestar animal reconocidas.

También recomienda a los ministerios de Quebec relacionados con el uso de animales, asegurarse de que las directrices del CCPA estén aplicadas en todos los establecimientos financiados por el gobierno, y al CCPA entregar periódicamente al Ministro de

Agricultura, Pesca y Alimentación, una lista de los establecimientos evaluados, de manera que el Ministro pueda pedir copia de los informes de evaluación.

c) Legislación en el Reino Unido

La **Animals (Scientific Procedures) Act 1986** del Reino Unido, que reemplazó la ley centenaria (1876) sobre la crueldad para con los animales, da la responsabilidad al Ministro del Interior para juzgar del mérito científico de la investigación que autoriza, "para la cual será responsable frente al Parlamento" (Hollands, 1986). El artículo 5(4) estipula que "Habiendo determinando si aprobará una licencia para un proyecto, y cuales serán las condiciones del mismo, el Ministro deberá evaluar los efectos adversos posibles sobre los animales implicados, con relación a los beneficios que podrán resultar del programa de investigación descrito en la licencia." Esta cláusula fue incluida a instancias de una alianza formada por la Asociación de Veterinarios Británicos, del Comité para la Reforma de la Experimentación con Animales, y del Fondo para el Reemplazo de Animales en Experimentos Médicos (Smith, 1988).

Balls (1989), comentando esta exigencia, dice: "Lo que va a suceder entonces pondrá un peso decisivo en la balanza, pero hasta que punto debemos estar seguros de que un programa de investigación en particular llevará a la disminución o a la eliminación del sufrimiento humano (o animal), antes que permitamos que procedimientos, de todos modos dolorosos, sean impuestos a los animales de laboratorio? Una parte de la respuesta debería ser la aplicación de un análisis humanitario más riguroso y con más consideración en el futuro que en el pasado, cuando (de acuerdo con Les Brown) (Brown, 1988), era suficiente expresar los supuestos beneficios en forma de generalidades tales como 'el incremento del conocimiento'. Además, tratemos en el futuro de ser más abiertos a la idea de dar el beneficio de la duda a los animales-pues quien puede saber, de antemano, de manera satisfactoria y convincente, en que medida los progresos en la investigación médica podrían ser afectados?"

La Ley prevé también un Comité de revisión de procedimientos de las intervenciones sobre los animales y que estaría autorizado en aconsejar al Ministro del Interior, quien controla los límites permitidos de sufrimiento. También prescribe que todos los animales usados en investigación, salvo algunas excepciones (por ejemplo los animales domésticos y los animales silvestres capturados), sean comprados a proveedores acreditados (Balls, 1986). El Comité de procedimientos animales debía establecer mecanismos de debates éticos. Sin embargo, uno de sus miembros, Judith Hampson, ex-responsable del control de las experimentaciones con animales en la Sociedad Real para la Prevención de la Crueldad en los Animales (RSPCA), dijo que el Comité se ocupaba únicamente de algunos casos enviados por el Ministerio del Interior y "que no ha logrado encargarse adecuadamente de los problemas que interesan particularmente al público...y que hay muy poca responsabilidad pública." Solicitó la formación de comités de ética institucional con una representación de la comunidad (Hampson, 1992).

El **Animals (Scientific Procedures) Act** fue muy discutido y criticado antes y después de su aprobación (Balls, 1990; Aldhous, 1990; McKie, 1986; Fisher, 1990), aún fue calificado por los activistas de los derechos de los animales como "el manual del dolor del viviseccionista" (Churchward, 1986). Otras personas se preguntaron después si la Ley no había faltado (Balls, 1990; Anon., 1990) cuando experimentos hechos sobre un conejo mal anestesiado por un neurofisiólogo anciano del Instituto Nacional para la Investigación Médica, fueron expuestos con mucha publicidad por un grupo antiviviseccionista (Anon., 1990), apoyado por un videocasete. La organización demostró luego que "el Ministro había faltado en la evaluación adecuada de los beneficios de la investigación con relación a los efectos adversos sobre los animales."

El investigador y su asistente renunciaron a su licencia, y una encuesta subsecuente del CMI reveló que, efectivamente, las exigencias de la Ley no habían sido observadas (Anon., 1991b). Sin embargo, muchas personas pensaron que este caso era un incidente aislado; la Asociación de Veterinarios Británica concluyó que en general, la Ley funcionaba bien, aunque eran necesarios mejoramientos a nivel de su administración y de su funcionamiento (Anon., 1991c).

d) Legislación en los Estados Unidos

En los EE.UU., existen dos leyes principales sobre el uso de animales en experimentación. El **Health Research Extension Act (o NIH Authorization Act)** decretado en 1985, exige la formación de Comité de protección de los animales y la conducción de evaluaciones por los Comités (Traystman, 1990). El **Animal Welfare Act** (1985) estipula que deben ser provistos los cuidados veterinarios adecuados con el uso apropiado de anestésicos, analgésicos, tranquilizantes o de la eutanasia según el caso; que el investigador principal debe considerar las otras alternativas posibles en cualquier procedimiento que pueda causar dolor o angustia; que se deben establecer Comité de protección de los animales, en los cuales haya un veterinario.

El 15 de marzo de 1989, el Departamento de Agricultura, Servicio de Inspección de la Salud de Animales y Plantas, publicó el *Animal Welfare; Proposed Rules* en el *Federal Register* (pgs. 33447-33531), para enmendar el *Animal Welfare Act* (7 U.S.C. 2131-2157), que era una enmienda al *Farm Bill* (1985). Las enmiendas de 1985 prescribían normas de cuidado pre y post quirúrgicos, inspecciones de las instalaciones de investigación, la formación de Comité de protección de los animales, el establecimiento de un servicio de información en la Biblioteca Nacional de Agricultura, sesiones anuales de entrenamiento para el personal de laboratorio, y el incremento de las multas para las instalaciones que no observan los estándares de bienestar animal (Schwindaman, 1990).

Después de muchas consultas públicas y de debates acerca del tema (Meyers, 1990), fueron publicadas el 31 de agosto de 1989 las Reglas Finales, Parte Uno (definiciones) y Parte Dos (reglamentos) en el *Federal Register* (pgs. 36112-36163). Aunque estos reglamentos ratificaban el manejo de pequeños animales, la Parte Tres proponía "directrices adicionales orientadas principalmente al ejercicio para los perros, el bienestar psicológico de primates, y las normas de las instalaciones de investigación" (Schwindaman, 1990).

Finalmente, las Regulaciones Finales fueron promulgadas el 15 de febrero de 1991, y publicadas en el *Federal Register* (pgs. 6426-6505). Estaban "basadas en resultados" es decir que la salud de los animales tenía más importancia que los detalles de su alojamiento (Anon., 1991c). Antes del 14 de agosto de 1991, los establecimientos debían entregar los programas previstos de ejercicios para los perros y de mejoramiento del bienestar psicológico de los primates no humanos (PNH) (Myers, 1991). Sin embargo, un juez americano invalidó estos reglamentos porque no contenían estándares mínimos (Mervis, 1993).

Siguiendo un pleito iniciado por la Sociedad Humanitaria de los EE.UU. y el Fondo de Defensa Legal de los Animales, los ratones, las ratas y los peces utilizados en investigación, están ahora protegidos por la legislación americana. El 8 de enero de 1992, la corte de distrito de EE.UU. en Washington, D.C., declaró que el Departamento de Agricultura de los EE.UU. (USDA) había violado la Ley federal sobre el bienestar animal, porque no aseguraba una protección de base para los 15 millones de ratones, de ratas y de aves utilizados anualmente en investigación en los EE.UU. (Anon., 1992a). Sin embargo, el gobierno apeló de esta decisión (Mervis, 1993). Los Comités de protección de los animales americanos deben ahora revisar todos los protocolos de investigación que implican especies animales, como lo exigió el CCPA desde su fundación (Orlans, Simmonds and Dodds, 1987).

Una recopilación de las leyes de los estados americanos relativas al uso de animales en la investigación, fue publicada recientemente (NABR, 1991), así como una legislación relacionada con los animales, presentada en el 102 Congreso (Anon., 1992b). El 26 de agosto de 1992, los EE.UU. adoptaron el "Animal Enterprise Protection Act of 1992" (Public Law 102-346), que consideraba como delito federal el hecho de entrar sin autorización en un laboratorio de investigación, y "robar, destruir o utilizar sin autorización animales de investigación, equipamiento o datos" (Heflin, 1992; Anon., 1992c).

6. El uso pre-universitario de animales

Antes del establecimiento de las directrices del CCPA, el uso pre-universitario de animales estaba regido por un documento de una página preparado por la FCSB. Esta federación exigía la conformidad con sus directrices, agregando que "todos los experimentos que utilizan animales deben ser realizados bajo la supervisión de un profesor calificado."

El uso de animales en las escuelas está actualmente sometido a las exigencias de leyes tales como la Ley sobre la salud de los animales (Bill C-66), el Código criminal de Canadá, artículo 446, sobre la crueldad con los animales, y legislaciones provinciales, cuando existen. La primera responsabilidad en cuanto al uso de animales al nivel pre-universitario depende, sin embargo, de la Fundación Ciencias Juventud (904-151 Slater St., Ottawa, Ontario Canada K1P 5H3), que exige la conformidad con las directrices del CCPA cuando se hacen investigaciones biológicas.

Dentro de sus responsabilidades, la Fundación Ciencias Juventud reglamenta los experimentos animales durante las ferias o exposición. Cualquier investigación realizada para los expo-ciencias debe ser verificada por un comité que conoce las exigencias corrientes; si ningún comité está disponible, hay que contactar la Fundación Ciencias Juventud. Los reglamentos de los exposiciones de ciencias permiten el uso de formas de vida inferior (bacteria, hongos, protozoarios, insectos, plantas y animales invertebrados). Los animales vertebrados (aves, peces, mamíferos, reptiles, anfibios) "no deben ser utilizados en ninguna experiencia que pueda tener efectos adversos sobre la salud, la comodidad o la integridad física del animal...". Sin embargo, se permite la observación de animales silvestres, de zoológicos, domésticos y de compañía.

Vale notar que antes de emprender tales proyectos, se deben tomar las medidas apropiadas relativas al cuidado de los animales usados en clase, y sobre la manera de luego disponer de ellos, que puede implicar la eutanasia.

Algunos consejos escolares, tales como el Peel Board of Education, produjeron sus propias directrices (Henshall, Scott and Scott, 1986). El Ontario Egg Producers' Marketing Board (7195 Millcreek Dr., Mississauga, Ontario Canada L5N 4H1) también ha publicado *A Teacher's Guide to Hatching Eggs in the Classroom (1990)*. Un manual americano sobre embriología aviar, llamado *Beginning of Life*, está también disponible (Publ. #408-029. Virginia Co-operative Extension Service; Clinton, V. Turner, Administrator, 1890 Extension Program, Virginia State University, Petersburg, VA).

Se publicaron también directrices en los EE.UU. (NABT, 1990; Orlans, 1977; McGiffin and Brownley, 1980; ILAR, 1989), y en el Reino Unido por el RSPCA (1985) (Causeway, Horsham, West Sussex RH12 1HG, U.K.).

B. NIVEL LOCAL

1. Comité de protección de los animales

Es esencial de sea reconocida la necesidad y las ventajas de un control eficiente del cuidado y uso de animales de experimentación. Este control será libre o regido por medidas legales, los establecimientos tienen el deber de conocer la naturaleza de todos los experimentos realizados en sus laboratorios, y de asegurarse de su calidad. Un Comité de protección de los animales eficiente, bajo la autoridad de un administrador competente, es el mecanismo más apropiado para cumplir con esta responsabilidad. El Comité de protección de los animales debe elaborar y aplicar una política relativa a todo lo que se refiere al cuidado y al uso de animales, tal como es descrito en el mandato siguiente:

"TÉRMINOS DE REFERENCIA Y DIRECTRICES PARA LOS COMITES INSTITUCIONALES DE PROTECCIÓN DE LOS ANIMALES

El *Manual sobre el Cuidado y Uso de los Animales de Experimentación* del Consejo Canadiense de Protección de los Animales (CCPA) exige que cada establecimiento en Canadá donde se utilizan animales con fines de investigación, de enseñanza y de pruebas, será dotado de un Comité de protección de los animales en actividad. Las funciones del Comité están indicadas, pero no limitadas en el mandato expuesto a continuación.

Los Comités de protección de los animales, también referidos como consejos de ética en la investigación sobre animales; comités institucionales de bioética; comités institucionales para la protección y el bienestar de los animales, deberían estar bajo la responsabilidad directa de las autoridades del establecimiento (rector, vice rector, presidente, director, etc.). Los comités de facultad o de departamento deberían estar directamente bajo la autoridad superior de la facultad o del departamento, y ser representados dentro del comité institucional.

1. Composición

La composición de los comités variará y deberá ser determinada según las necesidades de cada establecimiento, pero, de toda manera, deberá incluir:

- a) científicos e investigadores experimentados en el cuidado y uso de los animales de experimentación;
- b) un veterinario, de preferencia con experiencia en el cuidado y uso de animales de laboratorio;
- c) un miembro que no usa animales;

- d) por lo menos, un miembro de la comunidad que representa sus intereses y preocupaciones.

Se deben hacer provisiones para adjuntar nuevos miembros, si las necesidades del comité se incrementan más específicamente en relación con la revisión de los protocolos.

2. Autoridad

El Comité de protección de los animales debería ejercer, en representación del responsable del establecimiento, la autoridad siguiente:

- a) interrumpir cualquier procedimiento reprobable, si considera que se infligen sufrimientos inútiles a los animales;
- b) terminar inmediatamente cualquier uso de animales que se desvíe del proyecto autorizado y cause dolor y angustia para los animales involucrados;
- c) destruir un animal de una manera humanitaria, cuando sea imposible aliviar el dolor o la angustia que siente.

3. Responsabilidad

Es la responsabilidad del Comité de protección de los animales:

- a) asegurar que ningún proyecto de investigación, de prueba o de enseñanza (incluyendo los estudios de campo), que involucren el uso de animales, no sean implementados sin la aprobación previa, por el Comité de protección de los animales, de un protocolo escrito relativo al uso de los animales; el comité debe, además, asegurarse de que no se adquieran animales antes de obtener dicha aprobación. Eso se aplica también para proyectos financiados con recursos internos.

- b) El protocolo de uso de animales debe incluir la información siguiente:

- 1) el título del proyecto;
- 2) el o los director(es) del proyecto;
- 3) los investigadores principales y otras personas autorizadas;
- 4) la afiliación del departamento;
- 5) las fechas propuestas de inicio y de terminación del estudio;
- 6) la agencia de financiamiento;
- 7) el número de curso, cuando se trata de un programa de enseñanza;
- 8) una indicación de la aprobación del financiamiento;
- 9) una indicación del uso de agentes con bio-riesgo, infecciosos, biológicos o químicos;
- 10) una indicación de la aprobación del comité de bio-riesgo;
- 11) una indicación del uso de radioisótopos;
- 12) una indicación de los tipos de procedimientos invasivos y de la clasificación de la investigación basada sobre la utilización principal;
- 13) la anestesia y la analgesia, incluyendo las dosis y los métodos de uso;
- 14) el método de eutanasia, si fuera necesaria;
- 15) una descripción detallada de los procedimientos utilizados en los animales;
- 16) las especies y el número de animales a ser utilizados;
- 17) cualquier otra información considerada importante, necesaria y pertinente.

Cualquier información se debe presentar de manera tal que todos los miembros del Comité de protección de los

animales la puedan comprender fácilmente. Deben:

- c) conocer todas las modificaciones en los protocolos. Cuando estas modificaciones incluyan cambios importantes en la utilización de animales, se deben someter nuevos protocolos;
- d) revisar todos los protocolos anualmente, con un plazo de un año a partir del inicio del proyecto;
- e) revisar y evaluar todos los protocolos del uso de animales, con énfasis en el *Manual sobre el Cuidado y Uso de los Animales de Experimentación y Principios éticos de la investigación con animales*. Además, cuando sea necesario, solicitará información adicional al investigador o lo encontrará para asegurarse que todos los miembros del Comité entiendan las intervenciones que afectan a los animales. También, el Comité se debe asegurar que todos los procedimientos utilizados sean conformes con las directrices del CCPA; en caso de no cumplimiento, el Comité debe exigir justificaciones sobre las variaciones, con motivos científicos;
- f) asegurarse que todos los usuarios de animales tengan la oportunidad de familiarizarse con el *Manual* del CCPA y con los *Principios éticos*, con los reglamentos federales, provinciales o municipales pertinentes, así como las exigencias del establecimiento;
- g) asegurarse que los animales reciban el cuidado adecuado a lo largo de su vida. Deben estar disponibles cuidados veterinarios. Cuando no haya disponibilidad de personal bien capacitado en la institución, se debería obtener, por lo menos en consulta, los servicios de un veterinario;
- h) establecer los procedimientos que aseguren que:
 - se evita el dolor y la angustia inútiles;
 - la anestesia y la analgesia, cuando sean necesarias, estén bien y eficientemente utilizadas; la única excepción sería cuando no se pueden utilizar ciertos productos, como requerimiento del estudio;
 - todos los experimentos dolorosos que se deben realizar sin anestesia o analgesia, serán estudiados cuidadosamente, no sólo antes de su aprobación, sino también durante la experimentación;
 - los cuidados postoperatorios serán conformes con los métodos actuales de la medicina veterinaria.
- i) establecer e implementar políticas que puedan asegurar un sistema de cuidado de los animales, que responde a las necesidades del establecimiento y que incluya:
 - el requerimiento de que todo el cuidado para los animales y todas las experimentaciones sean conformes con las directrices indicadas en el *Manual* del CCPA, y con todos los reglamentos federales, provinciales e institucionales vigentes;
 - el empleo de personal encargado de cuidar a los animales;
 - la capacitación y la calificación profesional de los usuarios de animales y del personal de cuidado animal;
 - las normas aplicables al manejo, a las instalaciones y al equipamiento;
 - cualquier actividad o procedimiento que involucren animales;
 - procedimientos para la eutanasia.

4. Reuniones

Los Comités de protección de los animales deberían reunirse **por lo menos una vez al año** (la mayoría de las instituciones de Canadá tienen programas que requieren reuniones más frecuentes), y tan frecuentemente como fuera necesario para cumplir con su mandato, y para asegurarse de que el uso de todos los animales en el sector, que

depende de su jurisdicción, está conforme con los reglamentos internos, municipales, provinciales y federales, y con las recomendaciones del *Manual* del CCPA. El comité debería comprometerse en realizar de vez en cuando, pero por lo menos una vez por año, visitas a todos los bioterios y los laboratorios de experimentación de su institución.

5. Generalidades

a) El Comité de protección de los animales debería regularmente:

- revisar sus términos de referencia, para cumplir con las necesidades cambiantes en su establecimiento, en la comunidad científica y en la sociedad en general, y ampliar estos términos para satisfacer las exigencias de cada establecimiento;
- revisar las preocupaciones de los organismos dedicados al bienestar de los animales, particularmente en su propia comunidad;
- revisar las medidas de seguridad de los bioterios y de las instalaciones de investigación;
- revisar los procedimientos operativos standardizados;
- revisar las políticas y los procedimientos relativos al monitoreo del cuidado de los animales y de las modalidades de experimentación en su establecimiento.

b) mantener el contacto con la secretaría del CCPA y, donde se aplique, con las autoridades provinciales;

c) desarrollar y mantener contactos con los organismos "bona fide" de bienestar de los animales, en particular con los que están reconocidos por la Federación de las Sociedades Canadienses de Protección de los Animales (FSCPA), y promover una política abierta con dichos organismos;

d) patrocinar, de vez en cuando, seminarios o talleres sobre la ciencia de los animales de experimentación, y sobre la ética de la experimentación sobre los animales;

e) tratar de adquirir y de mantener una alta reputación en la institución y en la comunidad, para tranquilizar el público sobre la experimentación con animales;

f) estar preparado para enfrentar críticas que a veces se pueden plantear.

En la mayoría de los casos, debería ser suficiente que el Comité de protección de los animales revise los protocolos desde el punto de vista de la ética del procedimiento y de la aceptabilidad de las metodologías propuestas. Sin embargo, el Comité de protección de los animales puede exigir la revisión por pares del exterior para determinar el valor científico de proyectos que no fueron revisados, y puede evaluar el protocolo para establecer su valor desde los puntos de vista ético y científico. En tales casos, sería tal vez prudente de contar con científicos bien informados en el área de investigación indicada en el protocolo.

Tal como ha sido mencionado, ningún proyecto de investigación que implique animales, se debería iniciar sin haber sido previamente aprobado por el Comité de protección de los animales. El Comité de protección de los animales puede querer delegar la responsabilidad de otorgar una aprobación provisora al director del cuidado de los animales, y al presidente o a un subcomité del Comité de protección de los animales; sin embargo, estas aprobaciones provisionarias están sujetas a la aprobación definitiva del comité plenario.

Revisado octubre de 1989

2. El veterinario

La disponibilidad de un veterinario profesional, que se interesa y tiene experiencia en la investigación científica con animales de laboratorio, es muy importante para lograr y mantener condiciones óptimas sobre el cuidado de los animales. Además de su práctica regular de la medicina con animales de laboratorio, el veterinario debería ser un colaborador importante en el desarrollo de políticas y de procedimientos relativos al cuidado animal de cada institución.

El "cuidado veterinario adecuado", tal como definido por la Asociación Canadiense de Medicina de Animales de Laboratorio (ACMAL), (originalmente basado sobre las directrices preparadas por el Colegio Americano de la Medicina de Animales de Laboratorio, es la base del desarrollo de la política del CCPA. Incluye: la implementación de procedimientos operativos estandarizados (SOP, en inglés) para el control de la salud y las enfermedades en los animales de experimentación; la prevención de zoonosis; y la responsabilidad de asegurarse que las precauciones apropiadas están tomadas para la contención y el control de enfermedades para colonias especiales tales como: los animales transgénicos, los ratones que sufren de inmunodeficiencia combinada severa (Severe Combined Immune Deficiency-SCID, en inglés), los estudios sobre los riesgos biológicos y el personal que trabaja con estos animales.

Los veterinarios que trabajan en instalaciones involucradas en la ejecución y evaluación de métodos de manejo de producción intensiva de ganado, enfrentan un desafío importante. El mismo incluye asegurarse que los problemas del estrés causado por un espacio restringido, posiblemente relacionado con el comportamiento y el bienestar de los animales, estén tratados de una manera objetiva (Mench, Mayer y Krulisch, 1992; Spira, 1986) (véase también Las necesidades sociales y comportamentales de los animales de experimentación).

a) Responsabilidades generales

i) Prevención de las enfermedades

Las tareas del veterinario incluyen la responsabilidad de establecer un programa de prevención de las enfermedades para todos los animales alojados en la institución, cuidar a todos los animales enfermos o heridos, llevar registros apropiados de salud, aconsejar sobre las dosis de anestésicos y analgésicos, antibióticos, ansiolíticos, y otros agentes terapéuticos propios a asegurar el cuidado humanitario de los animales. El veterinario debe asegurar de que se conducen solamente métodos de eutanasia aprobados y que se ejecutan de manera adecuada (vease también Eutanasia). Además, debe ser disponible para consultas y debe ayudar durante procedimientos técnicos y quirúrgicos

ii) Educación

En los establecimientos de enseñanza, el veterinario puede tener un papel importante en la enseñanza de los principios de cirugía y otros aspectos del cuidado y de la manipulación de los animales de experimentación, encargándose de dictar cursos a estudiantes de primer y de segundo ciclo, técnicos e investigadores.

iii) Cuarentena/condicionamiento

Las pruebas serológicas son importantes para controlar las características epidemiológicas de las infecciones de una colonia (Richter, Lehner y Henrickson, 1984). Además de confirmar si un animal tiene una enfermedad que represente un peligro para la colonia, la cuarentena sirve también de período de acondicionamiento.

Un veterinario o un técnico bien capacitado y experimentado debe examinar a todos los animales cuando llegan, para averiguar señales evidentes de enfermedades que pueden haber sido exacerbadas por el estrés del transporte (Love, 1980; Reinhardt, 1992). Según la especie, el origen, etc., la cuarentena debería incluir tratamientos de rutina contra parásitos internos y externos (Owen, 1992), aseo, limpieza, y la provisión de agua y alimentos limpios (véase El cuidado de los animales de laboratorio; prácticas generales).

El veterinario tiene la responsabilidad de asegurarse que los animales que parecen enfermos a su llegada, o que están sospechados de haber sido expuestos a una infección, estén aislados, examinados y tratados. Si el costo no permite actuar así, los animales deberán ser objeto de una eutanasia de manera humanitaria.

Los roedores pequeños provenientes de abastecedores de confianza deben solamente tener un examen prueba físico a su llegada.

No es necesario que este examen de rutina sea hecho por el veterinario; sin embargo, este debe ser bien informado(a) de cualquier problema relacionado con el bienestar del grupo de animales observado por el técnico, o por los investigadores involucrados a la llegada de los animales.

Información sobre el método de transporte, sobre el perfil del control de calidad del proveedor y sobre el ambiente anterior del animal debe estar disponible. Si no, hay que exigirlo a cada abastecedor.

Generalmente a su llegada, se tiene muy poca información sobre la historia clínica y genética de los gatos, perros, primates no humanos, y animales domésticos grandes que provienen de fuentes desconocidas. El examen y la cuarentena para estos animales deben ser conducidos de manera rigurosa; se deben establecer pruebas específicas de diagnóstico y procedimientos de inmunización que serán aplicados según los procedimientos normalizados de funcionamiento de la institución para cada especie en particular.

Los reglamentos del gobierno federal sobre la cuarentena, cuando aplicables, varían según las especies, el origen y el estado de los animales. Se pueden obtener estos reglamentos del veterinario del distrito más cerca, de la Agencia Canadiense de Inspección de Alimentos (ACIA).

3. Personal responsable del cuidado animal

Somos moralmente responsables de cualquier ser vivo que hemos puesto bajo nuestra dependencia, incluyendo los animales usados en la investigación, en la enseñanza y en las pruebas. Cualquier persona que tiene la responsabilidad de mantener animales en cautividad debe aplicar normas ejemplares de cuidado y de tratamiento humanitarios. Evidentemente, edificios y equipamiento adecuados son necesarios; sin embargo, lo más importante es el sentido común y el interés que debe tener el personal en todos los niveles involucrados en el cuidado y uso de los animales de experimentación. Entonces, solamente se puede describir aquí las responsabilidades generales que tienen estas personas; los detalles varían según los establecimientos y los programas de cada institución.

En cualquier institución donde se utilizan animales, hay que nombrar un profesional competente que tenga la responsabilidad del conjunto de las tareas relativas al cuidado de los animales de experimentación.

a) Jefe o director

El Jefe o el Director del cuidado para los animales, en los establecimientos grandes, es responsable del manejo de las instalaciones de cuidado animal. Debe ser directamente bajo una autoridad superior y también ser miembro *ex-officio* del Comité de protección de los animales; estar capacitado en una disciplina científica apropiada; tener una gran experiencia con diversas especies; comprender las exigencias de la investigación; y ser un administrador competente.

Esta persona tiene la responsabilidad de establecer o promover la participación en programas educativos. Al nivel técnico, estos programas mejoran la calidad y la eficiencia del cuidado para los animales; al nivel profesional, contribuyen a la capacitación de futuros investigadores en el área del uso de los animales de experimentación.

Además, tiene la responsabilidad de asegurarse que los animales usados en la investigación, en la enseñanza y en las pruebas sean de alta calidad, y respondan a las exigencias de los investigadores o estudiantes.

En las instituciones pequeñas, las responsabilidades del "Director para el cuidado animal" pueden ser atribuidas sobre una base de tiempo parcial.

b) El profesor - científico

El profesor - científico debe conocer las características, el cuidado y la manipulación de la especie animal que usa, y debe comprometerse en seguir las directrices relativas al cuidado y uso ético de los animales tales como están descritas en este *Manual*.

El investigador es el primer responsable para la prevención del dolor y del malestar durante la experimentación.

c) Personal para el cuidado animal

La institución tiene la responsabilidad, a través de su Comité de protección de los animales, de asegurarse que sus técnicos tengan la posibilidad de llegar a estar muy bien capacitados. Como en cualquier campo de actividad, se les debería dar la oportunidad de mejorar su educación, y todo el personal debería ser estimulado en este sentido. El personal de apoyo está en una posición privilegiada para asegurar una alta calidad del cuidado para los animales y el éxito de una experimentación, a través de su dedicación y del desenvolvimiento diario de sus tareas. Está reconocido que la angustia en los animales no se limita solamente a las condiciones experimentales, y puede también resultar de un alojamiento o de manipulaciones inadecuadas. Los animales son muy receptivos a la amabilidad y a la atención de las personas que les cuidan.

El personal de apoyo que trabaja con los animales puede encargarse de su mantenimiento diario, o ejecutar procedimientos experimentales sencillos, o una combinación de ambos.

Es importante que estas personas sean hábiles y concienzudas, porque el bienestar de los animales y el éxito de las experimentaciones dependen de ellas. Además de la capacitación interna de la institución, están ahora disponibles en 15 colegios en Canadá cursos de capacitación sobre la salud animal y la tecnología del cuidado para los animales. Existen organismos que dan programas de capacitación para los técnicos que trabajan con animales, y que otorgan un diploma en este campo de actividad, por ej., la Asociación Canadiense de Ciencias de Animales de Laboratorio (ACCAL). Se implementó recientemente un proyecto de cooperación entre empresarios y un colegio comunitario (Benn y McLaughlin, 1992).

C. REFERENCIAS

1. AGRICULTURE CANADA. Publication 1819/E. Recommended code of practice for the care and handling of mink. Communications Branch, Agriculture Canada, Ottawa, Ont. K1A 0C7. 1988.
2. IBID. Publication 1757/E. Recommended code of practice for the care and handling of poultry from hatchery to processing plant. 1989.
3. IBID. Publication 1831/E. Recommended code of practice for the care and handling of ranched fox. 1989.
4. IBID. Publication 1853/E. Recommended code of practice for the care and handling of dairy cattle. 1990.
5. IBID. Publication 1870/E. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-beef cattle. 1991.
6. IBID. Publication 1898/E. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-pigs. 1993.
7. ALDHOUS, P. Lax enforcement of animal rules alleged. Nature 1990; 345: 190.
8. ANIMAL WELFARE ACT. 7 U.S.C., 2131-2157. Rev. 1985.
9. ANON. Animal care council outlined. Toronto Globe and Mail August 1, 1967.
10. ANON. Pound law to the boneyard. Toronto Star 1987 January 23.
11. ANON. (editorial) A Criminal Code fit for our time. Toronto Star May 21, 1988a: D2.
12. ANON. It's time to reform the Criminal Code. Ottawa Citizen 1988b May 21: B2.
13. ANON. Take Zundel's 'false news' crime off the books, law commission urges. The Montreal Gazette May 20, 1988c.
14. ANON. CFHS President announces campaign for lab animal legislation. CFHS (Canadian Federation of Humane Societies) Animal Welfare in Focus 1989 Fall: 1.

15. ANON. Special investigation-Professor Wilhelm Feldberg, CBE, FRS. *Advocates for Animals Quarterly*, 79th Annual Report, year ending Dec. 31, 1990: 21-32.
16. ANON. Quebec considers research animal law. *CCAC (Canadian Council on Animal Care) Resource* 1991a; 15(2): 3.
17. ANON. MRC reports on the Feldberg case. *Vet. Rec.* 1991b; 128(6): 120.
18. ANON. More monkey business. *Nature* 1991c; 349: January 3: 5.
19. ANON. The day the mice roared. *Animal Activist Alert* 1992a; 10(1): 1.
20. ANON. Legislation introduced in 102nd Congress. *Washington Vet. News* 1992b; 16(1): 4-5.
21. ANON. Animal Enterprise Protection Act is law. *NABR (National Association for Biomedical Research) Update* 1992c; 13(16): 1.
22. ANON. Decline in animal experiments halted. *Vet. Rec.* 1992d; 131(5): 86.
23. BALLS, M. Animals (Scientific Procedures) Act 1986: The Animal Procedures Committee. *ATLA (Alternatives To Live Animals)* 1986; 14: 6-13.
24. BALLS, M. (editorial) Animal experimentation: the weighing of benefit and suffering. *ATLA (Alternatives To Live Animals)* 1989; 16: 212.
25. BALLS, M. (editorial) Has the Animals (Scientific Procedures) Act 1986 failed? *ATLA (Alternatives To Live Animals)* 1990; 17(4): 284.
26. BENN, D.M. and McLAUGHLIN, S.M. Training programs for personnel working with laboratory animals. In: *Animal care committees: Role and responsibilities*. Ottawa, Ont.: Canadian Council on Animal Care, 1992: 43-47.
27. BROWN, L. *Cruelty to animals-the moral debt*. Basingstoke: McMillan Publications, Ltd., 1988.
28. CANADIAN AGRI-FOOD RESEARCH COUNCIL. Recommended code of practice for the care and handling of farmed deer (Cervidae). Canadian Venison Council, Ottawa, Ont., K1P 5H7. 1996.
29. IBID. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-veal calves. Ontario Veal Association, Guelph, Ont., N1K 1B1. 1998a.
30. IBID. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-horses. CARC, Ottawa, Ont., K1A 0C6. 1998b.
31. CANADIAN PRESS. Quebec companies supply stray pets for research in U.S. *Toronto Globe and Mail* 1985 July 31.
32. CHURCHWARD, P. The vivisectionists' guide to pain. *Liberator* June/July 1986: 11.
33. COMEAU, P. Bill would keep pets from labs. *Toronto Sun* 1987 January 28.
34. DUQUETTE, M. Quebec's pound animals. *Canadian SPCA Animag* 1986 Fall: 10-11.
35. FISHER, C. Stepping up the pace. *Liberator* Autumn 1990: 20-21.
36. GILMAN, J.P.W. Safety testing of toxic substances. A survey. Ottawa, Ont.: Canadian Federation of Humane Societies, 1980: x.

37. HAMPSON, J. The secret world of animal experiments. *New Scientist* April 11, 1992: 24-27.
38. HARVEY, I. Researchers, activists in battle over animals. *Sunday Sun* March 25, 1990: 36.
39. HEALTH RESEARCH EXTENSION ACT OF 1985, Public Law 99-158, November 20, 1985, "Animals in Research."
40. HEFLIN, H. S.544. *Animal Welfare Information Center Newsl.* 1992; 3(3): 1, 7-8.
41. HENSHALL, P., SCOTT, J.M. and SCOTT, J.L., eds. *The use and care of animals in the classroom.* Cooksville, Canada: Peel Board of Education, 1986.
42. HOLLANDS, C. The Animals (Scientific Procedures) Act 1986. *Lancet* July 5, 1986: 32-33.
43. INSTITUTE OF LABORATORY ANIMAL RESOURCES. Principles and guidelines for the use of animals in precollege education. *ILAR News* 1989; 31(3): A2-A3.
44. LAW REFORM COMMISSION OF CANADA. Report 31. Recodifying criminal law. Ottawa, Ont.: Law Reform Commission, 1987: 97-99.
45. LOVE, J. Primate diseases. In: Johnston, C.E., ed. *Proc. Animal diseases workshop.* Halifax, November 15, 1980. Halifax: Atlantic Provinces Inter-University Committee on the Sciences, 1980: 87-94.
46. McANDREW, B. Humane society spent \$200,000 fighting law. *Toronto Star* 1987 May 21.
47. McGIFFEN, H. and BROWNLEY, N., eds. *Animals in education. The use of animals in highschool biology classes and science fairs.* Washington, DC: Institute for the Study of Animal Problems, 1980.
48. McKIE, D. The Animals (Scientific Procedures) Act 1986. *Lancet* March 1, 1986: 513.
49. MENCH, J.A., MAYER, S.J. and KRULISCH, L. *The well-being of agricultural animals in biomedical research.* Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1992.
50. MERVIS, J. U.S. judge throws out laboratory rules for dogs, primates. *Nature* 1993, 362(6415): 5.
51. MYERS, C. U.S. eases proposed regulations on care of laboratory animals; Researchers are relieved, but welfare groups are critical. *Chronicle of Higher Education* 1990 September 5: A20.
52. MYERS, C. Universities must draw up written plans for their treatment of research animals. *Chronicle of Higher Education* 1991 April 17: A21, A24.
53. NATIONAL ASSOCIATION FOR BIOMEDICAL RESEARCH. *State laws concerning the use of animals in research.* Washington, DC: NABR, 1991.
54. NATIONAL ASSOCIATION OF BIOLOGY TEACHERS. *The responsible use of animals in biology classrooms. Including alternatives to dissection.* NABT, 19-11250 Roger Bacon Drive, Reston, VA, 22090; 1990.
55. OLFERT, E.D., FINLEY, G.G., LANIEL, A.-M., LONGAIR, J.A. and ROWSELL, H.C. The proposed new cruelty to animals law- Implications for veterinarians. *Can. Vet. J.* 1989; 30: 115-116.
56. ORLANS, F.B. *Animal care from protozoa to small mammals.* Menlo Park, CA; Don Mills, Ont.: Addison-Wesley Publishing Co., 1977.
57. ORLANS, F.B., SIMMONDS, R.C. and DODDS, W.J., eds. *Effective animal care and use committees.* Bethesda, MD: SCAW

- (Scientists Center for Animal Welfare), 1987.
58. OWEN, D.G. Parasites of laboratory animals. Laboratory handbooks No. 12. (Published for Laboratory Animals Ltd.) London: Royal Society of Medicine Services Ltd., 1992.
 59. REINHARDT, V. Transport-cage training of caged rhesus macaques. Anim. Tech. 1992; 43(1): 57-61.
 60. RICHTER, C.B., LEHNER, N.D.M. and HENRICKSON, R.V. Primates. In: Fox, J.G., Cohen, B.J. and Loew, F.M., eds. Laboratory Animal Medicine. Orlando, San Diego, San Francisco, New York, London, Toronto, Montreal, Sydney, Tokyo, Sao Paulo: Academic Press, 1984: 298-321.
 61. ROWSELL, H.C. Report of a feasibility survey on the establishment of a Canadian Council on Animal Care. Ottawa, Ont.: Association of Universities and Colleges of Canada, 1967.
 62. ROYAL SOCIETY FOR THE PREVENTION OF CRUELTY TO ANIMALS. Animals in schools. 2nd Ed. West Sussex: RSPCA, 1985.
 63. RUSSELL, W.M.S. and BURCH, R.L. The principles of humane experimental technique. London: Methuen. Universities Federation for Animal Welfare (UFAW), Potters Bar, Herts, UK: England. Special edition, 1992: 238.
 64. SANDERSON, T.A.H. (letters) CVMA issues statement on use of pound animals in medical research. Can. Vet. J. 1986; 27 (5): A7-A8.
 65. SCHWINDAMAN, D.F. Regulatory requirements for exercise of dogs. In: Mench, J.A. and Krulisch, L., eds. Canine research environment. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 3-7.
 66. SECORD, D.C. The Alberta research animal legislation. Can. Vet. J. 1974; 15(3): 92-94.
 67. SHEPPARD, R. Little hope to save pound pups. Toronto Globe and Mail 1987 January 23.
 68. SMITH, M. (editorial) The weighing of benefit and suffering. FRAME (Fund for the Replacement of Animals in Medical Experiments) News 1988; 20: 1-2.
 69. SMYTHE, D.H. Alternatives to animal experiments. London: Scolar Press-Royal Defence Society, 1978.
 70. SPECIAL COMMITTEE ON THE CARE OF EXPERIMENTAL ANIMALS. Report. Ottawa, Ont.: National Research Council of Canada, 1966.
 71. SPIRA, H. Here's what you can do to make a difference. Factory farming. Animal Rights Coalition Co-ordinator's Report '86: September 1986: 4. (Animal Rights International, New York.)
 72. STEWART, W.A. Debates in the Province of Ontario Legislature, February 19, 1969a: 1352.
 73. STEWART, W.A. Debates in the Province of Ontario Legislature, June 17, 1969b: 5722.
 74. TRAYSTMAN, R.J. (commentary) The goal of animal welfare, animal "rights," and antivivisectionist groups in the United States. J. Neurosurg. Anesthesiol. 1990; 2(3): 153-158.
 75. WILSON, D. Researchers irked by move on strays. Toronto Globe and Mail July 9, 1986.

[About CCAC](#) [What's New](#) [Programs](#) [Publications](#) [Committees](#) [Contact](#) [Links](#) [Media](#)
[CCAC Programs -> Guidelines -> Manual sobre el cuidado y uso de los animales de experimentación - Capítulo II](#)

[CCPA, Manual vol. 1 \(2nda edición\) 1998](#)

Capítulo II - Instalaciones para los animales de laboratorio

II. INSTALACIONES PARA LOS ANIMALES DE LABORATORIO

A. INTRODUCCIÓN

Una instalación para animales de laboratorio (bioterio) debe facilitar la investigación mediante la disminución de variables experimentales imprevistas, mientras provee todos los requerimientos fisiológico, sociales y de comportamiento del animal. Proyectos de investigación diferentes, y/o especies diferentes de animales, requieren a menudo ambientes e instalaciones distintos. Para satisfacer tales necesidades, un bioterio debe tener áreas separadas para ejecutar varias funciones, salas y equipo especializados, y condiciones ambientales muy bien controladas.

Los bioterios dotados de los medios apropiados para estos requerimientos son muy caros. Por lo tanto, es muy importante hacer todo lo posible para asegurarse que los nuevos bioterios sean programados, diseñados y construidos en función del tamaño y de la extensión para el uso animal del momento, pero con la polivalencia suficiente para satisfacer futuras necesidades.

Existen varias alternativas en la manera de concebir el diseño, que permitan lograr cualquier exigencia funcional. Por ejemplo, el *Handbook of Facilities Planning, Volume 2: Laboratory Animal Facilities* (Ruys, 1991), es un trabajo práctico para consultar en la fase de planificación. Otras referencias y asistencia técnica pueden ser obtenidas del Consejo Canadiense de Protección de los Animales (CCPA). Se recomienda fuertemente consultar al CCPA en el inicio de la fase de planificación, y que los planos sean evaluados por el Consejo antes del comienzo de la construcción.

B. UBICACIÓN

Los bioterios deberían estar ubicados en lugares donde haya un mínimo de acceso del público o de circulación de personal, y un mínimo de movimiento de animales, jaulas, basura, etc., en los corredores y ascensores de uso común. Los bioterios deberían ser fácilmente accesibles por los usuarios de los animales, pero siendo seguros. Es deseable que haya un acceso directo exterior, para recoger las entregas de insumos y para la eliminación de basura. Los bioterios ubicados en pisos más altos deberían ser accesibles por lo menos con dos ascensores, uno para materiales limpios y otro para materiales sucios, a menos que se tomen medidas apropiadas para limpiar y desinfectar un ascensor único siguiendo el transporte de materiales sucios. Para los bioterios muy pequeños o satélites, pueden ser aceptables precauciones alternativas para minimizar la contaminación.

C. SERVICIOS MECÁNICOS

Los sistemas de calefacción, de aire acondicionado y de ventilación para bioterios son generalmente muy sofisticados y costosos (véase también El ambiente). La ubicación de estos sistemas debe permitir que su mantenimiento se efectúe con un mínimo de perturbación para los animales. Esto se puede conseguir mediante la colocación de los servicios mecánicos en el piso encima del bioterio, para que el mantenimiento no requiera entrar en el bioterio. Sin embargo, es más común ubicar los sistemas mecánicos en el espacio entre pisos. En este caso, el acceso a los sistemas mecánicos se debe hacer desde los pasillos, y no desde las salas

de los animales o de las zonas restringidas tales como las áreas de riesgos biológicos.

D. DISEÑO

El tamaño del bioterio debería ser determinado teniendo en cuenta a las especies a ser alojadas y los tamaños variados de corrales, jaulas y de estantes para jaulas a ser incluidos, se permitiendo un mantenimiento y una ventilación adecuados. Los bioterios deben ser diseñados para que sean de mantenimiento fácil, y, para estos fines, tendrán un mínimo de equipo permanente. En muchos casos, un fregadero pequeño para lavarse las manos puede ser suficiente. La ubicación de las salas de alojamiento y de los anexos dependerá de las especies, de su uso experimental y de la calidad microbiana. El diseño debería permitir el sentido de la circulación del lado más limpio hacia las áreas más sucias. Las salas más frecuentemente usadas por los investigadores deberían ser ubicadas cerca de la entrada de los bioterios para minimizar la circulación.

E. DIVISIONES FUNCIONALES IMPORTANTES

El diseño de una instalación de animales experimentales debería tomar en cuenta las necesidades de los animales utilizados y de los requerimientos de los científicos y del personal técnico. Los buenos bioterios deben permitir la ejecución de varias funciones separadas y, a veces, incluir áreas altamente especializadas (Clough, 1986; Home Office, 1986). Los locales de alojamiento de los animales deberían ser separados de las salas donde se realizan las experiencias. Algunos aspectos importantes de un buen diseño son la provisión de un sistema de saneamiento eficiente y efectivo, una circulación eficiente del trabajo y una expansión metódica. Un bioterio ideal tendría las principales áreas funcionales siguientes:

1. Área de recepción de los animales

El área de recepción debe ser ubicada de manera tal que los animales que entran en esta área no tengan que pasar por las áreas de alojamiento o de experimentación. De igual manera, el material desechado no debería pasar por el área de recepción. Esta área debe tener el espacio suficiente para el desembalaje y el examen inicial de los animales, y para mantenerles bajo condiciones ambientales apropiadas, hasta que sean ubicados en el área de acondicionamiento o en una de las salas para animales.

2. Cuartos de acondicionamiento

En estos cuartos los animales reciben un examen detallado, están puestos bajo observación y acondicionados antes de la experimentación. La disponibilidad de cuartos apropiados para acondicionamiento es particularmente importante cuando se adquieren animales de fuentes desconocidas (p. ej., perros, gatos, primates no humanos, y animales silvestre). En algunas circunstancias y cuando el espacio lo permite, es posible y hasta deseable ubicar inmediatamente a los animales en los cuartos de experimentación, cuando los animales provienen de una misma fuente, evitando así los contactos con otros animales.

3. Salas de alojamiento

Deben estar disponibles locales de alojamiento separados para cada especie, según su origen y para cada proyecto de un investigador. Consiguientemente es preferible de tener varias salas pequeñas antes que pocas salas grandes. Se pueden hacer excepciones cuando los investigadores utilizan las mismas especies provenientes de la misma fuente, para proyectos diferentes (p. ej., producción de anticuerpos en conejos). El alojamiento mezclado se debe limitar a grupos de animales de una misma especie, de compatibles condiciones social y de salud. Cuando hay que mezclar varias especies, es posible lograr cierto grado de aislamiento por un diseño especial de la sala, por la selección del equipo y/o de las jaulas. Se pueden reducir los riesgos de contaminación cruzada con el uso de cubículos de aire controlado, de unidades de flujo laminar portátiles, y de varios tipos de jaulas de aislamiento. Se deben prever salas especiales para el uso de radioisótopos, agentes infecciosos y sustancias altamente tóxicas. También se pueden necesitar de locales para propósitos especiales (p. ej., la crianza de colonias, estudios con ambiente controlado, alojamiento de animales domésticos y de animales silvestres).

Es importante cuando se diseñan las salas de alojamiento, considerar posibles usos futuros de estas instalaciones. Donde el uso de animales ha sido uniforme por varios años, todos los locales se pueden diseñar para el uso de especies animales específicas. Sin embargo, en muchos bioterios el uso de animales fluctúa considerablemente; por esta razón, la polivalencia es sumamente importante. Una sala de alojamiento polivalente es un local que encuentra los requerimientos aceptables para el alojamiento de

especies diferentes.

4. Salas de cuarentena/aislamiento

Dentro de la instalación pero separadas del área de acondicionamiento, se pueden requerir salas de cuarentena/aislamiento, para alojar a los animales enfermos o a los animales que vuelven al bioterio después de haber sido utilizados en el laboratorio de un investigador.

5. Instalaciones para las manipulaciones y los tratamientos

Las manipulaciones experimentales no se deben efectuar en los locales de alojamiento de los animales, a menos que sea necesario según el protocolo experimental o por razones de contención, y que sea aprobado por el Comité de protección de los animales. Instalaciones separadas deben ser disponibles para la cirugía, la eutanasia, etc., pero no necesitan estar todas ubicadas dentro de los bioterios. Por lo tanto, las salas de alojamiento deben estar ubicadas lo más cerca posible de los laboratorios de investigación y de enseñanza.

Los bioterios pueden incluir salas para algunas o todas las actividades siguientes: preparación prequirúrgica, cirugía, cuidados postoperatorios (véase también Normas para la cirugía en animales de experimentación), radiología, necropsia, servicios diagnósticos, preparación de dietas especiales, droguería o farmacia, etc. El diseño y la organización de instalaciones especiales dependerá de como serán utilizados. Sin embargo, aun con instalaciones de poca importancia, siempre se debe prever un área especial o un local reservado para cirugías menores y/o tratamientos, además de una sala de necropsia.

Puede ser difícil de prever salas de diagnóstico separadas para los bioterios menores. En tales casos, habrá que tomar las medidas necesarias para la provisión de tales servicios.

6. Instalaciones de apoyo

a) Instalaciones de lavado y esterilización

Las instalaciones de lavado y esterilización del equipamiento y del material deberían ser diseñadas para estos fines y estar ubicadas donde provocarán menos molestia para los animales, el personal y los servicios vecinos. La ventilación debería ser suficiente para eliminar los olores, el exceso de calor y de vapor del resto de la instalación. Los fregaderos o lavatorios para la limpieza de manos y de piezas especiales de equipo son muy útiles, así como también los fregaderos profundos y grandes. Se puede colocar los autoclaves y otros equipos especiales en esta área. Idealmente, el área de lavado debería ser diseñada para separar el material limpio del sucio. Si el lavado de las jaulas o los estantes de jaulas se hace por pulverización, se recomienda instalar una sector separado por muros y con agua caliente y fría, además de un distribuidor de desinfectante.

b) Eliminación de desechos

El área de eliminación de desechos debe proveer espacio para el almacenaje apropiado de material relacionado a los animales, excrementos, camas sucias, etc. Mientras estén recogidos, los desechos se deben guardar en una heladera o en una cámara fría reservada para este fin. Los desechos colocados afuera de las instalaciones se deben mantener en recipientes cerrados herméticamente. Los bioterios deben cumplir con los reglamentos locales de almacenaje y de eliminación de los desechos. La manipulación de los desechos tóxicos, infecciosos o radioactivos debe cumplir con los reglamentos institucionales y federales (HC, 1996), y con otros reglamentos (véase también Salud y seguridad en el trabajo).

c) Conservación de los alimentos y de camas

Se puede conservar pequeñas cantidades de alimentos y de cama en las salas de los animales, en recipientes cubiertos apropiados. Para minimizar el deterioro y la contaminación de los alimentos, se deben almacenar en cámaras frías (<15°C), secas, a prueba de roedores e insectos. En cuanto a los alimentos para el ganado, que como el heno pueden contener plagas, deben aislarse de los alimentos y cama de los otros animales de laboratorio.

d) Almacenaje del equipamiento

La falta de espacio de almacenaje es una de las deficiencias más serias y más frecuentes encontradas en el diseño de una instalación. No se debe almacenar equipamiento en los vestíbulos, pasillos, o en salas donde se alojan animales. También el equipamiento limpio, destinado para uso en salas donde se alojan animales, debería ser llevado solamente cuando sea requerido. Las áreas usadas para almacenar equipamiento limpio deberían estar separadas de las áreas de recepción del sucio. En una instalación media, un espacio de almacenaje de 11% (espacio neto) se estima adecuado. En instalaciones donde se manipulan varias especies de animales guardados en condiciones diferentes, este porcentaje deberá ser incrementado hasta un 20% o más.

7. Áreas para el personal, las oficinas y la recepción

Estas áreas funcionales se pueden combinar o separar. Es preferible que estén contiguas, y no adentro de las instalaciones de los animales. Se debe prever un espacio suficiente para acomodar a todo el personal administrativo, ocasionalmente a técnicos, y para recibir los numerosos archivos que se deben guardar.

8. Instalaciones para el personal

Las instalaciones para el personal deben favorecer altas normas de higiene personal y proveer salas fácilmente accesibles con armarios, duchas, lavamanos e inodoros, donde el personal se pueda cambiar. Según el diseño de la instalación, puede ser necesario tener este tipo de salas en varios sectores. Se debe proveer ropa protectora apropiada (véase también Salud y seguridad en el trabajo).

También se deben proveer salas donde el personal pueda descansar, comer y hacer reuniones. Es preferible que estén contiguas, pero fuera del área de alojamiento de los animales. Además sería muy útil tener un centro de información para el personal (que puede incluir libros, revistas, boletines, catálogos y otras fuentes de material pertinente).

F. SEGURIDAD

El acceso a los bioterios debe ser limitado a fin de asegurar un control constante del ambiente y para minimizar las interferencias que pueden modificar los resultados experimentales. Las entradas y salidas deben ser limitadas y los bioterios mantenidos bajo llave en todo momento. Solamente el personal autorizado puede tener acceso. Cuando un gran número de investigadores usan las mismas instalaciones, es aconsejable tener cerraduras individuales para cada sala. Sistemas electrónicos de control de acceso deberían estar disponibles.

G. NORMAS DE CONSTRUCCIÓN PARA SALAS DE ANIMALES

1. Pisos y desagüados

Los pisos deben ser sin ranuras, duraderos, no resbaladizos, estancos al agua y fáciles de desinfectar. Deben unirse con las paredes con una curva a fin de eliminar los ángulos agudos. Deben ser inclinados hacia los desagüados y el nivel apropiado de esta pendiente se debe averiguar en todas las nuevas construcciones. El grado mínimo de pendiente recomendada para los pisos es de 2.1 cm/m (0.25"/pie). Se debe prestar una especial atención para asegurar que este componente crítico de la construcción de los pisos esté adecuadamente efectuado.

Se recomienda que los desagüados estén equipados con que un mecanismo de descarga de agua, que permita mantener un sello de agua limpia (es decir, que siempre quede agua limpia en la trampa). Sin embargo, se debe ubicar la descarga de agua en un lugar que no interfiere con la colocación de las jaulas o de los corrales. Los desagüados tendrán una rejilla y una trampa movable para desechos. El diámetro de los desagüados y de los caños de evacuación debe ser por lo menos de 10.5 cm (4"), y de 15.0 cm (6") donde se evacúan excrementos de perros. Los desagüados de piso usados para la eliminación de desechos deben estar ubicados al final de la línea principal de drenaje. Se debe verificar los desagüados regularmente para asegurar su funcionamiento apropiado, su estanqueidad y la ausencia de insectos. Se deben cubrir y sellar los desagüados que no están en uso.

No se necesitan desagüados de piso en las salas diseñadas únicamente para alojar especies pequeñas. En vez, se pueden usar

sistemas de aspiración de agua que permitan sacar los desechos y limpiar con desinfectantes o con productos de limpieza.

2. Paredes y techos

Las paredes deben ser construidas con materiales impermeables, sin fisuras, sólidos, y fáciles para limpiar y desinfectar. Es difícil reducir el ruido con estos tipos de materiales. No es necesario que las paredes sean tan resistentes como los pisos, con tal que estén protegidas por cenefas o por topes. Las aperturas en los techos y las paredes para los caños de servicio deben ser adecuadamente cerradas y selladas para impedir la entrada de roedores e insectos.

Los techos en todas las salas deben ser sin juntas y sin fisuras, con uniones estancas con las paredes. En algunos pasillos, puede ser necesario colocar tejas en los techos, a fin de permitir el acceso a los sistemas mecánicos. Estas tejas serán hechas con materiales fáciles para desinfectar y que impidan la entrada de roedores en el espacio del techo.

3. Puertas

Las puertas de los bioterios deben ser diseñadas y construidas para impedir la entrada de roedores. Se prefieren las puertas que cierren solas, de metal o cubiertas de metal, con ventanas de observación que se puedan cerrar. Un faldón reemplazable se debe instalar en la parte inferior de las puertas si el espacio excede 0.32 cm (1/8"). Las dimensiones mínimas recomendadas para las puertas son 107 cm (42") de ancho y 213 cm (84") de alto, para permitir el libre paso de equipamientos.

4. Ventanas

Las ventanas exteriores complican el control de la temperatura, debido a la radiación y a la conducción que pueden poner en peligro la salud de los animales y los resultados de las investigaciones. También interfieren con el control del fotoperiodo. Si las ventanas ya están instaladas, se deben diseñar o modificar para minimizar los efectos mencionados y para favorecer al máximo la limpieza.

5. Pasillos

Los pasillos deben estar ubicados estratégicamente para facilitar la circulación prevista en los programas de trabajo. Puede ser más eficiente dividir los bioterios en sectores con pasillos simples, que utilizar un sistema de pasillos dobles (limpio/sucio; llegada/vuelta).

Las normas de diseño para los pisos de pasillos, los desagüaderos, las uniones paredes/pisos, topes, etc. son las mismas que fueron descritas para las salas de los animales. Los pasillos de tránsito deben ser por lo menos de 1.82 m (6') de ancho. Los otros pasillos deben ser suficientemente anchos para permitir el movimiento libre del personal y del equipamiento. No se deben fijar objetos protuberantes a menos de una altura de 213 cm (84"), y proteger adecuadamente aquellos ya instalados. Los rincones expuestos deben ser protegidos con placas de acero o con otro material resistente. Todos los protectores y dispositivos deben ser sellados para excluir roedores. Los pasillos que llevan a áreas ruidosas deben tener puertas dobles u otro dispositivo contra el ruido.

6. Servicios

Las cañerías de servicio deben ser ubicados en el piso superior de los bioterios, o en el espacio de techo arriba de los pasillos, para no tener que hacer el mantenimiento en los locales de alojamiento de los animales. Cada local debe tener agua caliente y fría para el lavado de manos, limpieza y para los bebederos automáticos. Cada sala debe tener por lo menos un sector del servicio eléctrico; que debe ser a prueba de agua, de insectos y de explosiones. Los conmutadores y los termostatos se deben diseñar en forma similar. Además, se debe tener acceso a un generador en caso de emergencia.

H. JAULAS

El tamaño de las jaulas elegidas debe ser apropiado para cada especie alojada (véase el Anexo I). Las jaulas y los corrales no deben permitir solamente guardar los animales de una manera segura, sino también asegurar su comodidad y seguridad, permitiendo ajustes de postura y de comportamiento normales, y por contribuir al enriquecimiento ambiental. Los animales

sociales por naturaleza no se deben alojar solos, a menos que eso sea un requerimiento del protocolo de investigación, y que sea aprobado por el Comité de protección de los animales (véase también Las necesidades sociales y comportamentales de los animales de experimentación).

Las jaulas deben ser adecuadamente ventiladas, permitir un campo visual satisfactorio y un acceso fácil a los animales. Los sistemas de bebederos y de distribución de alimentos deben ser planificados y ubicados para permitir su acceso fácil, sin que se contaminen con excrementos. El diseño de las jaulas debe facilitar su limpieza y desinfección.

La intensidad luminosa percibida por los animales, el nivel de ruido al que están expuestos, la ventilación y la temperatura de su microambiente, están afectados por el material y el diseño de las jaulas. Se debe tomar mucho cuidado cuando se elige una jaula para una especie y un uso específicos. El alojamiento de animales en jaulas diseñadas para otras que las especies convencionales de laboratorio, requiere una consideración especial.

A menos que sea contraindicado por la naturaleza de la investigación (p. ej., estudios sobre nutrición), las jaulas de piso entero serán utilizadas (en vez de jaulas con fondo alambrado) para los roedores y los cobayos, porque permiten la creación de microambientes y facilitan el enriquecimiento ambiental (véase también Las necesidades sociales y comportamentales de los animales de experimentación).

1. Jaulas rectangulares

Las jaulas rectangulares, o "shoe-box" (cajas de zapatos), se utilizan principalmente para roedores pequeños, y convienen particularmente para la reproducción. Están generalmente hechas de plástico, tal como el policarbonato, el poliestireno y el polipropileno. El policarbonato es transparente, resiste al autoclave y a la mayoría de los desinfectantes. El poliestireno y el polipropileno no resisten bien a temperaturas elevadas. Las jaulas de polipropileno son translúcidas y permiten más intimidad para los animales, lo que puede ser beneficioso para algunas razas o especies silvestres. Sin embargo, no se debe colocar las jaulas opacas sobre estantes arriba del nivel de los ojos, dado que no se pueden observar fácilmente los animales.

Se usa de una cama de contacto (p. ej., viruta de madera, espiga de maíz molido, etc.) en el fondo de las jaulas rectangulares, lo que permite al animal modelar su propio microambiente. Estas jaulas son confortables e ideales para la reproducción. Sin embargo, los animales en ellas están en contacto con sus excrementos y la circulación de aire está reducida. Por lo tanto, es importante limpiarlas frecuentemente. Las tapas filtros reducen aun más la circulación de aire si las jaulas no están ventiladas individualmente. La acumulación rápida de amoníaco, de gas carbónico y de humedad requiere una limpieza más frecuente (hasta tres veces por semana pueden ser necesarias). Las jaulas rectangulares se pueden equipar con un fondo de alambrado para ciertos proyectos que requieren que no haya contactos con las excretas.

2. Jaulas más grandes de fondo entero

Se utilizaron con éxito grandes cubetas de plástico para alojar grupos de cobayos y de conejos. Estas deben ser suficientemente fuertes para aguantar el peso de los animales que contienen, tener rincones redondeados para facilitar la limpieza y ser resistente a los desinfectantes. Se usan camas de contacto.

3. Jaulas suspendidas

Las jaulas suspendidas pueden ser provistas con puertas en la parte superior o delantera. La mayoría de las jaulas con apertura en la parte superior utilizan el estante como techo de la jaula. Se usan principalmente para roedores pequeños, mientras que las jaulas con apertura en la parte delantera convienen más para cobayos, gatos, perros, conejos y primates no humanos (PNH).

La mayoría de las jaulas suspendidas tienen un piso alambrado, de barras de acero, de metal o de plástico perforado, arriba de una bandeja de recolección o de un piso entero. Es sumamente importante que el tamaño de las perforaciones de piso sean apropiadas para las especies alojadas. Estas perforaciones deben ser suficientemente grandes para permitir que las excretas las atraviesen fácilmente, pero suficientemente pequeñas para impedir heridas de pata o de pie. El tamaño de las mallas debe soportar el peso de los animales sin encorvarse. Los pisos deben ser diseñados de tal manera que los pies se puedan afirmar cuando los animales se mueven, y para prevenir el resbalamiento. Los pisos de alambre no son apropiados para los cobayos o para las jaulas de maternidad de los roedores.

En jaulas suspendidas, los animales no están en contacto con sus excretas y las jaulas están generalmente bien ventiladas. Las bandejas de recolección de las excretas se pueden limpiar más frecuentemente que las jaulas, lo que molesta menos a los animales.

Los animales, sin embargo, no tienen la oportunidad de crear su propio microambiente, de manera que el control del ambiente de la sala llega a ser más importante. Se recomienda que estas jaulas estén hechas de acero inoxidable u otra aleación de metal tejido, de plástico resistente a la corrosión y/o, en el caso de algunas jaulas con abertura delantera, de fibra de vidrio. La fibra de vidrio es fuerte, caliente al tocar, y más resistente al ruido que otros materiales, de manera que conviene especialmente para las jaulas de cuidado postoperatorio. Los PNH y los gatos deben tener a su alcance una o más tablas de descanso o plataformas a niveles diferentes. Un dispositivo de inmovilización, construido en la jaula, facilita la inmovilización de los PNH.

4. Otras jaulas

Muchas jaulas están diseñadas para ser usadas según requerimientos específicos. Por ejemplo las jaulas de metabolismo, las que tienen con dispositivos de ejercicio mecánicos, las comunitarias, las de traslado, las de inmovilización, y las jaulas que permiten entrar y son utilizadas para alojar grupos de animales.

Se puede encontrar información adicional sobre el alojamiento de aves de corral y de animales domésticos grandes, en la publicación del Ministerio de Agricultura y Agro-Alimentos de Canadá, llamada *Manual Canadiense de las instalaciones agrícolas* (Agriculture Canada, 1822/E, 1988), (véase también *Instalaciones y ambiente* para los animales domésticos, así como también *Las necesidades sociales y comportamentales de los animales de experimentación*, en este *Manual*). Directrices para el uso de animales domésticos también fueron publicadas en los EE.UU. (Curtis, 1988).

Para obtener más información sobre las jaulas para animales silvestres, llamar al Secretario-Tesorero de la Asociación Canadiense de Parques Zoológicos y Acuarios, c/o Metro Toronto Zoological Society, P.O. Box 280, West Hill, Ontario M1E 4R5.

Se puede obtener información sobre cajas de expedición y de transporte para una gran variedad de animales domésticos, silvestre y de laboratorio, en el volumen más reciente de Reglamentaciones sobre animales vivos del la Asociación Internacional de Transporte Aéreo (IATA, 1992), 2000 Peel, Montreal, Quebec H3A 2R4.

Todos los tipos de jaula deben ser construidos con el propósito de asegurar el bienestar de los animales durante su confinamiento.

I. REFERENCIAS

1. AGRICULTURE CANADA. Publication 1822/E. Canadian farm building handbook. Communications Branch, Agriculture Canada, Ottawa, Ont., K1A 0C7. 1988.
2. CLOUGH, G. The animal house: Design, equipment and environmental control. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. New York, NY: Churchill Livingstone Inc. 1986: 108-158.
3. CURTIS, S.E., ed. Guide for the care and use of agricultural animals in agricultural research and teaching, 1988. Consortium for Developing a Guide for the Care and Use of Agricultural Animals in Agricultural Research and Teaching, 309 West Clark Street, Champaign, IL 61820.
4. HEALTH CANADA. Laboratory biosafety guidelines. Cat. No. MR 21-1/1996-E (2nd edn.). Ottawa, Ont.: Supply and Services Canada, 1996.
5. HOME OFFICE. Code of practice for the housing and care of animals used in scientific procedures. Act Eliz. II 1986 c.14 Section 21, Animals (Scientific Procedures) Act. London: Her Majesty's Stationary Office 1986: 4-8.

6. INTERNATIONAL AIR TRANSPORT ASSOCIATION. Live Animals Regulations. 19th Ed. Montreal, Quebec: IATA, 1992.
7. RUYS, T., ed. Handbook of facilities planning. Laboratory animal facilities. New York, NY: Van Nostrand Reinhold, 1991: 2.

[[Capítulo Anterior](#)] [[Contenido](#)] [[Capítulo Siguiente](#)]

[[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)

III. EL AMBIENTE

Hay muchos factores físicos, químicos y biológicos que pueden tener influencia sobre los animales de experimentación y que modifican posteriormente los resultados de las investigaciones (Melby, 1983; Small, 1983). Los resultados experimentales logrados son, en principio, válidos para las condiciones en las cuales fueron obtenidos y útiles para la comparación, solamente están disponibles todas las informaciones pertinentes y relativas a las condiciones experimentales.

Entre los factores ambientales que deben registrarse para ser incluidos si fuera necesario en los informes científicos, se encuentran: la temperatura (C y variaciones), la humedad relativa (% y variaciones), y si estos factores están o no controlados; los cambios de aire/hora, la proporción del aire fresco y del recirculado, y las concentraciones de partículas o de gas en el aire; la iluminación (natural y/o artificial, el fotoperiodo, y la intensidad); el tipo de agua, su calidad y su tratamiento previo; el tipo de cama, su calidad y su tratamiento previo; la densidad del alojamiento; el equipamiento de los locales del alojamiento; y las medidas físicas para proteger las condiciones microbiológicas. El estado microbiológico del animal debe ser mencionado [convencional, exento de organismos patógenos específicos (SPF, en inglés), o gnotobiótico con microorganismos específicos] (WCBCLA, 1985).

A. CONTROL DEL AMBIENTE

Las exigencias ambientales varían según la especie animal y el protocolo experimental. Los parámetros del ambiente están habitualmente evaluados al nivel del local del alojamiento. Sin embargo, el más importante es el micro ambiente de la jaula, porque las condiciones entre uno y el otro pueden variar considerablemente (Woods, 1980; Corning y Lipman, 1992). Un resumen de algunos parámetros ambientales para algunas especies individuales está dado en el Anexo I.

El diseño de la instalación para los animales debe permitir ajustar los mecanismos de control del ambiente, a fin de cumplir con las necesidades de las especies y el protocolo experimental. Idealmente, cada sala donde se guarden los animales debería tener su propio sistema de control. En las instalaciones no originalmente construidas con este sistema, es posible mediante un manejo apropiado, instalar cronómetros automáticos de iluminación, reóstatos, ventiladores de escape con control termostático, humidificadores, y unidades de aire acondicionado.

1. Temperatura

Los datos publicados sobre temperaturas óptimas para alojar animales de laboratorio son variables (CCAC, 1984; Clough, 1984; NRC, 1985). Fueron considerados cuando se publicaron las directrices del Consejo de Europa (European Convention, 1986).

Es esencial que equipos de emergencia estén disponibles para mantener las temperaturas ambientales, particularmente en salas que alojan animales pequeños de laboratorio, peces, y primates no humanos (PNH).

En casos especiales, por ejemplo, cuando se alojan animales muy jóvenes o sin pelo, puede ser necesario mantener temperaturas en las salas más altas que las indicadas en el Anexo I.

Las temperaturas en las salas de los animales deben ser controladas diariamente y, preferentemente, registradas 24 horas por día. Otra alternativa mucho más barata es el uso de un termómetro máxima/mínima, que se examina y se reajusta todos los días. Sin embargo, esto no indica cuanto tiempo la sala estuvo mantenida a una temperatura en particular, y es sumamente importante saberlo (McSheehy, 1983). Si las prácticas de manejo o el protocolo experimental requieren que un animal sea alojado a temperaturas fuera de las variaciones recomendadas, se le debe dar el tiempo necesario para adaptarse (Baker, Lindsey y Weisbroth, 1979). La temperatura del micro ambiente deberá también ser controlada. Los factores que afectan la temperatura en la jaula incluyen el tipo de jaula y el material de la cama o de nidación, el uso de tapas filtros, la edad, el sexo, la sepa, las especies y la densidad de alojamiento (Woods, 1980; Corning, 1992).

Las temperaturas ambientales y sus variaciones pueden afectar la investigación y las pruebas con los animales, hasta llegar a influir la respuesta de un animal a drogas, la susceptibilidad a las enfermedades infecciosas, la fertilidad, la producción, la toma de agua y de alimentos, las curvas de crecimiento, y los parámetros hematológicos (Baker, Lindsey y Weisbroth, 1979; Lindsey, 1978; Yamauchi, 1981). Ocasionalmente, la temperatura óptima para el animal de experimentación no es la más cómoda para el personal; sin embargo, las preferencias humanas no deberían comprometer los requerimientos experimentales o la salud y comodidad del animal.

2. Humedad

La mayoría de los animales de laboratorio prefieren una humedad relativa alrededor de 50%, pero pueden tolerar variaciones de 40-70% mientras sea de manera relativamente constante y que las variaciones de temperatura sean adecuadas (Clough, 1987). Resulta en un malestar para el animal cuando los niveles de humedad afectan su capacidad para mantener su homeostasis térmica. En las instalaciones donde es difícil de controlar el control de la humedad dentro de variaciones aceptables, puede ser necesario instalar deshumidificadores o humidificadores.

Los niveles de humedad pueden afectar los resultados experimentales, influyendo la regulación de la temperatura, el desempeño del animal, y la susceptibilidad a las enfermedades.

3. Ventilación

La ventilación influye la temperatura, la humedad, las partículas gaseosas y contaminantes en las jaulas y locales de los animales. El diseño del sistema de ventilación del edificio debe permitir el mantenimiento de estos parámetros dentro de límites aceptables. El índice requerido de circulación de aire varía según diferentes factores, principalmente la edad de los animales, el sexo, la especie, la densidad de la población, la frecuencia de la limpieza, la calidad del aire que entra desde afuera, la humedad y la temperatura del medio, y la construcción de cercados primarios y secundarios. Se recomienda usualmente una frecuencia de 15-20 cambios de aire por hora (sin corrientes de aire) para salas alojando animales pequeños de laboratorio en condiciones convencionales (Clough, 1984). Pero tal frecuencia no garantiza la ventilación adecuada al nivel de la jaula, particularmente si se usan tapas filtros (Keller, White, Sneller *et al.* 1989). Los aparatos y los locales con flujo laminar proveen una buena ventilación con una circulación de aire unidireccional sin demasiadas corrientes o torbellinos de aire. Estos sistemas pueden aislar eficientemente las jaulas entre ellas y controlar la diseminación de olores y agentes patógenos transportados en el aire (Phillips y Runkle, 1973; McGarrity y Coriell, 1976).

Las diferencias de presión del aire pueden usarse para inhibir el pasaje de agentes patógenos entre salas. Presiones más altas se usan en áreas limpias unidas con áreas sucias o con riesgos biológicos, a fin de minimizar las contaminaciones (Hessler y Moreland, 1984). En las instalaciones donde el confinamiento y la exclusión de microorganismos del aire dependen en parte de las diferencias de presión de aire, se pueden utilizar manómetros o varillas graduadas magnéticas inclinadas para medir la diferencia entre las presiones altas y bajas en milímetros de agua. Generalmente, se debe mantener una diferencia de 2.5-5.0 mm (0.1-0.2 pulgadas) (Small, 1983).

El diseño del sistema de ventilación debe tomar en cuenta la conservación de energía (Besch, 1980). Aunque sean preferibles los sistemas que cambian el aire, no son especialmente económicos en regiones con temperaturas extremas (Hessler, 1984). Los sistemas de recirculación de aire deben ser dotados con filtros eficaces (y depuradores de aire, si necesario) para evitar la

diseminación de enfermedades y para quitar partículas y contaminantes gaseosos (p. ej., NH_3) (Hessler, 1984).

4. Iluminación

Las tres características de iluminación que pueden influir sobre los animales de laboratorio son la intensidad, la calidad, y el fotoperiodo. La iluminación debe proveer una buena visibilidad y una luz uniforme y sin reflejos. Las recomendaciones previas de 807-1345 lux (75-125 pc) a 76 cm del piso ocasionaron degeneración de la retina en ratas albinas (Belhorn, 1980; NRC, 1985; Semple-Rowland y Dawson, 1987). El nivel recomendado de 323 lux (30 pc) aproximadamente a 1m del piso fue juzgado suficiente para el desempeño de tareas de rutina con los animales y no ocasiona retinopatía fototóxica en los roedores (Belhorn, 1980). Un nivel de aproximadamente 200 lux no parece causar daños a la retina y se ha demostrado que era adecuado para la reproducción y el comportamiento social normal entre la mayoría de los roedores (Weihe, 1976). A este nivel, una fuente de iluminación adicional controlada por un interruptor separado es necesaria para mejorar la iluminación durante las actividades de mantenimiento.

La intensidad luminosa experimentada por animales alojados cerca de la fuente puede diferir notablemente con la que experimentan otros más alejados, porque la intensidad es inversamente proporcional al cuadrado de la distancia de la fuente luminosa. Además, dicha intensidad dentro de una jaula depende de la construcción y del tipo de jaula, de la posición de la jaula sobre el soporte, del tipo de soporte, y puede variar notablemente desde el frente hacia atrás (McSheehy, 1983). La intensidad luminosa puede influir sobre la agresividad y la incidencia de canibalismo en roedores (Weihe, 1976; Fall, 1974). Los cambios graduales entre los períodos de oscuridad y claridad dan tiempo para el ajuste del comportamiento y la expresión de comportamientos crepusculares. Los peces y los anfibios pueden tomar hasta treinta minutos para su adaptación intraocular a los cambios de intensidad luminosa (Allen, 1980).

Existen pocos estudios sobre el efecto de la calidad de la luz o del espectro luminoso sobre animales de laboratorio. Se ha constatado que la iluminación en las salas donde se alojan animales deberían tener en la medida de lo posible las características de la luz solar. Hay algunos desacuerdos sobre si esto es necesario en todos los casos (Belhorn, 1980; Small, 1983). En los roedores de laboratorio, un espectro luminoso que difiera notablemente de la luz del sol puede reducir el rendimiento de la crianza, ocasionar anomalías del comportamiento y favorecer el desarrollo espontáneo de tumores (Weihe, 1976). Niveles altos de ultravioleta (UV) pueden inducir cataratas en ratones de laboratorio (Belhorn, 1980). La longitud de onda a la cual los guppys están expuestos influye la fecundidad y tiene repercusiones sobre el desarrollo y relación de sexo de los recién nacidos (Mulder, 1971). La exposición a la luz ultravioleta puede ocasionar daños epiteliales en algunas especies sensibles a agentes fotosensibilizadores. Las ondas electro-magnéticas fuera del espectro visible pueden influir el comportamiento y la actividad de ratas de laboratorio (Mulder, 1971). Tubos de iluminación que imitan el espectro de la luz del sol están disponibles comercialmente.

El fotoperiodo es probablemente la característica de la luz que influye más a los animales de laboratorio. Tiene una influencia sobre los ritmos circadianos encontrados en los aspectos bioquímicos, fisiológicos, y de comportamiento en los modelos animales estimulados y sincronizados mediante la vía neuroendocrina. El ciclo circadiano puede afectar la respuesta del animal a drogas o su resistencia a organismos infecciosos inoculados (McSheehy, 1983). La relación luz/oscuridad puede afectar el desempeño reproductivo y la madurez sexual. Se cree que si un cambio ocurre en el fotoperiodo de un animal, no se deben ejecutar experiencias con él durante por lo menos una semana (Davis, 1978). Si el período de luz está interrumpido por la oscuridad, hay pocos efectos importantes; por lo contrario, si ocurre el revés, los ritmos endógenos pueden ser significativamente afectados (Davis, 1978). Eso es una razón para tener cronómetros automáticos para controlar ciclos de luz en todas las salas donde se alojan animales. La pauta horaria establecida debería controlar o engancharse a un sistema de alarma. Además, debe ser posible cerrar totalmente todas las ventanas de los locales.

Las diferencias en la luz, la temperatura y el flujo de aire entre las jaulas sobre los estantes pueden afectar los resultados experimentales y deberían ser minimizados al rotar las jaulas en diferentes posiciones sobre los estantes, o asignando a los animales en las jaulas basadas en una tabla de números aleatorios.

B. OTROS FACTORES AMBIENTALES

1. Ruido

Los efectos del ruido sobre animales de laboratorio dependen de su intensidad, su frecuencia, la rapidez de aparición, su duración y las características del animal (especies, cepa, antecedentes de exposición al ruido). La sensibilidad y susceptibilidad auditiva al ruido que conduce a la sordera difiere según la especie. La exposición prolongada a niveles altos de ruido puede ocasionar en animales lesiones auditivas. Aunque fue recomendado un ruido máximo de fondo de 85 dB (Baker, 1979), ocurrieron cambios adversos en ratas expuestas a ruidos intermitentes de 83 dB (Gerber, Anderson y Van Dyne, 1966). La exposición a patrones uniformes de estímulo puede conducir más rápidamente a la pérdida del oído, mientras que la exposición a patrones irregulares puede probablemente ocasionar desórdenes debidos a la activación repetida del sistema neuroendócrino (Peterson, 1980).

Un ruido intenso puede ocasionar alteraciones en los sistemas gastrointestinales, inmunológicos, reproductivos, nerviosos, y cardiovasculares, como así también cambios en el desarrollo, el nivel de hormonas, la estructura suprarrenal, el número de los glóbulos sanguíneos, el metabolismo, el peso de los órganos, la ingestión de alimentos y el comportamiento (Agnes, Sartorelli, Abdi *et al.* 1990; Bailey, Stephens y Delaney, 1986; Fletcher, 1976; Kraicer, Beraud y Lywood, 1977; Nayfield y Besch, 1981; Pfaff, 1974; Gerber y Anderson, 1967). Ruidos intensos y súbitos pueden provocar sobresaltos y acelerar la aparición de crisis epileptiformes en varias especies y cepas de animales de laboratorio (Iturrian, 1971; Pfaff, 1974). Emisiones de ultrasonidos pueden ocasionar perturbaciones al comportamiento en una variedad de especies (Algers, 1984). Aunque no se establecieron criterios firmes para la tolerancia al ruido en los animales de laboratorio como se hizo para el hombre (Falk, 1973; Welch y Welch, 1970), se puede presumir que ruidos innecesarios y excesivos constituyen una variable experimental importante y un peligro posible para la salud.

El ruido se puede controlar en los bioterios mediante un diseño y construcción apropiada, una selección atenta del equipo, buenas prácticas y manejo adecuado. Los animales naturalmente ruidosos deben ser ubicados a donde no molestarán las especies más tranquilas y sensibles al ruido. Los alarmas de incendio que operan a baja frecuencia son perceptibles por el hombre, pero no perturban ratones y ratas. Los teléfonos no deben ser puestos en las salas de los animales. Muchas fuentes de ruido en los bioterios emiten ultrasonidos (Sales, Wilson, Spencer *et al.* 1988). Estas incluyen grifos que gotean y sillas que chirrían. Debemos hacer esfuerzos para identificar y corregir estas fuentes de ruido.

El ruido puede también perturbar o perjudicar al personal de los bioterios, los investigadores, y a otras personas que trabajan cerca. Puede ser necesario proveer protectores de tímpanos a las personas que trabajan con algunos tipos de animales tales como: perros, cerdos, monos, o en salas donde se limpian las jaulas.

2. Productos químicos

Los productos químicos en el ambiente pueden causar de muchas maneras problemas al animal de laboratorio. Los compuestos o metabolitos tóxicos pueden en sí tener efectos locales o sistémicos sobre más o menos todas las especies. Aunque muchos de los productos químicos que se pueden encontrar en los bioterios pueden ser responsables de desarreglos en la actividad enzimática microsómica del hígado, se detectaron otros problemas a nivel de la función inmunitaria o del comportamiento, de los alérgenos, mutagénesis, teratogénesis y carcinogénesis. Los efectos son modulados por la interacción entre factores químicos (la concentración; las propiedades fisicoquímicas; la duración, la frecuencia y vía de exposición; la interacción con otros agentes) y factores del huésped (especie, edad, sexo, cepa, estado nutricional, función inmunitaria y estado de salud) (Baker, Lindsey y Weisbroth, 1979).

Los productos químicos llegan al micro ambiente mediante el aire, el agua, los alimentos, la cama y las superficies de contacto. Los contaminantes comunes del aire incluyen las partículas y polvo de cama, los desinfectantes con amoníaco, las feromonas, los solventes orgánicos, los anestésicos volátiles, los insecticidas, y perfumes o desodorantes.

El contaminante del aire más importante en las salas con animales es el amoníaco (NH_3) que proviene de la descomposición de residuos nitrogenados (Broderson, Lindsey y Crawford, 1976). El amoníaco causa irritación del epitelio respiratorio y aumenta la susceptibilidad de los roedores a la micoplasmosis respiratoria (Broderson, Lindsey y Crawford, 1976; Lindsey, Connor y Baker, 1978). Cambios patológicos subclínicos en el sistema respiratorio debido al amoníaco, complican los estudios de toxicidad por inhalación en roedores de laboratorio (Gamble, 1976). En humanos, 25 ppm o menos no tiene efectos nocivos con una exposición de 8 horas/día, 5 días/semana [American Conference of Government and Industrial Hygienists Threshold Limit Value (TLV, en inglés)]. El umbral de detección del olor en los humanos es de 8 ppm, en comparación con un valor limitado del umbral de VLU es

17 mg/m³.

El micro ambiente del animal debe ser verificado así como también la sala, porque las condiciones difieren a menudo y significativamente entre los dos (Corning y Lipman, 1992). Los niveles de amoníaco aumentan cuando las estructuras de producción (especies, sexo, densidad de población, cama) exceden las estructuras de eliminación (diseño de las jaula, cambio de aire, frecuencia de la limpieza) (Serrano, 1971). La tapa filtro que reduce el cambio de aire al nivel de la jaula, puede conducir rápidamente a concentraciones nocivas de NH₃. El control del NH₃ dentro de niveles seguros requiere una atención constante de la densidad del abastecimiento de aire y la frecuencia de limpieza de la jaula.

Nunca se deben usar perfumes y desodorantes para enmascarar los olores de amoníaco u otros olores animales en lugar de una limpieza apropiada. Estas sustancias pueden ser nocivas para los animales (Baker, Lindsey y Weisbroth, 1979; Pakes, Lu y Meunier, 1984). Los anestésicos volátiles deberían usarse solamente con aparatos apropiados de depuración.

Pueden entrar en el ambiente del animal productos químicos mediante el agua. Además de la verificación de los contaminantes bacterianos y salvo en los animales acuáticos, la calidad del agua raramente está controlada se usa habitualmente el agua clorada de los municipios. Más de 700 compuestos orgánicos fueron aislados de tales fuentes - 90% son productos naturales de descomposición. Estos pueden reaccionar con el cloro para producir cloroformo (Pakes, Lu y Meunier, 1984). Soluciones inorgánicas, particularmente el cobre (que proviene de caños de cobre) y el cloro, son especialmente peligrosos para los organismos acuáticos.

Los alimentos pueden ser contaminados por metales pesados (p. ej., plomo, arsénico, cadmio, níquel, mercurio), por toxinas naturales (p. ej., micotoxinas, alcaloides del tizón, alcaloide de la piroлизидина, compuestos estrogénicos), por productos agrícolas químicos (p. ej., herbicidas, plaguicidas, fertilizantes), y aditivos (p. ej., antibióticos, colorantes, agentes de conservación, condimentos, drogas incorporadas involuntaria-mente) (Baker, Lindsey y Weisbroth, 1979; Pakes, Lu y Meunier, 1984; Silverman y Adams, 1983).

Los productos químicos que se encuentran sobre los superficies de contacto incluyen los agentes de limpieza tales como: jabones, agentes líquidos, detergentes, solventes y desinfectantes (Burek y Schwetz, 1980). Al menos que no sea especificado en el modo de uso recomendado por el fabricante y que la substancia no presenta ningún riesgo, estas sustancias deberán ser completamente enjuagadas en las superficies con las cuales los animales entran en contacto. La eficacia del ciclo de enjuague del lavador de jaula debe ser verificado periódicamente.

El material que compone la cama, particularmente los productos de madera, pueden introducir aceites volátiles naturales, herbicidas, plaguicidas y agentes de conservación en el micro ambiente del animal. Otro contaminantes posibles incluyen los PCB y antibióticos (Silverman y Adams, 1983). Los hidrocarburos volátiles contenidos en las virutas del cedro y del pino pueden inducir la síntesis de enzimas hepáticas microsómicas (Weisbroth, 1979).

3. Cama

La elección de materiales de cama y de fondo de jaula puede influir profundamente el micro ambiente de los pequeños roedores. En la mayoría de los casos, se recomienda cama de contacto. Se debe proveer para la mayoría de las especies animales, un fondo lleno y una cama antes del parto. Algunas características deseables de la cama de contacto se enumeran más adelante.

Se debe siempre tomar en consideración el material de cama cuando se elabora un protocolo experimental, y usar los mismos a lo largo del estudio, dada su influencia sobre las respuestas de comportamiento y fisiológicas, y sobre la toxicidad y de carcinogénesis.

Las camas no esterilizadas son una fuente posible para la introducción de enfermedades en colonias de roedores. Los roedores silvestres gustan anidar en las bolsas de cama, y los gatos podrán defecar en la cama floja (Newman y Kowalski, 1973). Se discute en el Volumen 2 de este *Manual* de los materiales de cama recomendados para cada especie.

4. Densidad de población y limitaciones de espacio

La densidad de población y el tamaño de los grupos influyen el estado fisiológico y psicológico de los animales y pueden afectar profundamente las respuestas experimentales (Baer, 1971; Clough, 1976). La productividad, el crecimiento y el comportamiento de los ratones de laboratorio pueden ser seriamente alterados por variaciones solo en la superficie del piso. La supervivencia y crecimiento de los ratoncillos, tanto como el comportamiento materno, pueden ser

CRITERIOS DESEABLES PARA LA CAMA DE CONTACTO DE LOS ROEDORES (Kraft, 1980)

| | |
|---|--|
| Absorbe la humedad | Desagradable al gusto, difícil de masticar o de guardar en la boca |
| Exenta de polvo | No tóxica |
| No permite el crecimiento bacteriano | No maloliente |
| No comestible | Apropiada para la nidación |
| No mancha | Apropiada a la incineración |
| No ocasiona traumatismos | Fácil de obtener |
| Fija el amoníaco | Relativamente barata |
| Se puede esterilizar | Resistente al fuego |
| No forma productos indeseables después de la esterilización | Químicamente estable a lo largo del uso |
| Fácil de almacenar | Uniformidad entre los lotes |
| No es desecante para los animales | Optimiza el comportamiento normal |
| No contaminada | No es perjudicial para los lavajaulas |
| No nutritiva | No presenta peligro o riesgos para el personal |

afectados negativamente por superficies de piso demasiado grandes. La mortalidad de los recién nacidos en jaulas grandes puede ocurrir por la incapacidad de las hembras para alimentar a los jóvenes, debido a la inhibición del desarrollo mamario. El comportamiento de nidación en las ratas está muy perturbado en los cercados adonde hay una gran densidad poblacional, lo que se traduce por una tendencia creciente a ignorar a los jóvenes y por la mortalidad infantil. La densidad puede afectar la eficiencia en la toma de alimentos y la incidencia de lesiones de piel (Les, 1968, 1972).

El estrés de aislamiento puede resultar en un incremento de la nerviosidad, la agresividad, la susceptibilidad a convulsiones y a algunas drogas, el metabolismo y la actividad córtico-suprarrenal (Balazs y Dairman, 1967; Hatch, Weiberg, Zawidzka *et al.* 1965; Moore, 1968). Siempre y cuando sea posible, el tipo de alojamiento y las densidades animales deben ser uniformes a lo largo de un estudio. Se pueden obtener detalles adicionales sobre el alojamiento adecuado (véase también Instalaciones para animales de laboratorio). Los requerimientos de cada especie se discuten en el Volumen 2 de este *Manual* (véase también Las necesidades sociales y comportamentales de los animales de experimentación). Las densidades recomendadas de alojamiento se enumeran en Anexo I.

C. CONTROL MICROBIOLÓGICO

Los efectos que los agentes microbianos pueden tener sobre los resultados experimentales y la salud de los animales de laboratorio fueron ampliamente documentados (Baker, Lindsey y Weisbroth, 1979; Lindsey, Connor y Baker, 1978; Pakes, Lu y Meunier, 1984). Es necesario el control del estado microbiológico de un animal experimental y de su ambiente para obtener resultados científicos válidos y garantizar el bienestar animal. Las fuentes de contaminación microbiana incluyen las pestes, los animales de laboratorio infectados experimentalmente y los enfermos espontáneamente o sus tejidos o tumores, el aire, los alimentos, el agua, la cama, el equipo auxiliar y el personal. Hay que tener un buen manejo de las instalaciones y ejercer una vigilancia constante para minimizar la introducción de microbios indeseables. Se debe además ejercer un estricto control sobre los insectos y las pestes (roedores) o eliminarlos de las instalaciones (Small, 1983).

Se debería establecer cuando sea posible la condición de salud de todos los animales, idealmente antes de llevarlos a las instalaciones. Los animales de condición sanitaria desconocida se deberían poner en cuarentena y someter a pruebas antes de admitirlos en las instalaciones (Loew y Fox, 1983). Además, todas las líneas celulares y los tumores se deberían probar antes de ser utilizadas (Small, 1984). Las investigaciones sobre enfermedades contagiosas deben efectuarse en las instalaciones de

contención apropiadas (vea 3. más adelante).

El veterinario encargado de los animales de laboratorio debe ser consultado sobre la vigilancia rutinaria del estado de salud de los animales en el bioterio, ya que es importante averiguar el estado microbiológico para la publicación de resultados experimentales y para minimizar contaminación entre áreas (Baker, Lindsey y Weisbroth, 1979). El uso de animales centinelas es un método probado, sensible y práctico en un programa de vigilancia sanitaria animal (Loew y Fox, 1983). Los programas de vigilancia deben considerar la fuente y la especie animal, las prácticas de manejo animal, la naturaleza de la investigación efectuada, y la asociación de personal con animales de laboratorio en otros locales. La eficacia de las condiciones sanitarias del equipo y de las jaulas debería probarse periódicamente por medio de cultivos microbianos, como también comprobando indicadores físicos (Baker, Lindsey y Weisbroth 1979; Small, 1983). También se deben hacer periódicos cultivos sobre los alimentos, el agua y la cama. La frecuencia e intensidad de la vigilancia microbiológica depende del manejo animal, del nivel de confianza deseado, de los factores de riesgo asociados, y de consideraciones económicas, además de los factores ya mencionados (Small, 1984).

Se debe informar el personal sobre las precauciones que deben tomarse para evitar la introducción de enfermedades en las instalaciones. Las precauciones específicas variarán entre áreas e instalaciones, dependiendo de la naturaleza de la instalación, la condición de los animales y el tipo de investigación en curso. La cooperación de todo el personal que trabaja con animales, en ambos sectores del cuidado y de las actividades experimentales, es esencial para el mantenimiento de las instalaciones y de los estándares científicos.

1. Instalaciones convencionales

Una instalación o una sala son de tipo convencional cuando no están diseñados especialmente para los procedimientos de aislamiento. Una unidad de aislamiento puede operar de manera convencional si no se emplean las prácticas de manejo de aislamiento. Las prácticas siguientes reducen la probabilidad de contaminación en una facilidad convencional:

- El personal debe tener ropa limpia y mamelucos en las instalaciones.
- El personal debe lavarse las manos al entrar y al salir de una sala.
- No se permiten ningún movimiento de personal y de equipo entre salas que alojan animales de condición microbiana diferente, sin tomar las precauciones apropiadas.
- Los animales que entran en instalaciones compartidas, tales como los laboratorios, las salas de cirugía, de irradiación, etc., no deben volver a la sala de alojamiento a menos que el equipo y sala compartida hayan sido desinfectados entre los grupos de animales.
- Se deben aplicar las prácticas de limpieza y de mantenimiento sanitario, tal como han sido descritas en El cuidado de los animales de laboratorio.

2. Instalaciones barrera

Los animales gnotobióticos, las colonias SPF, las colonias de animales utilizadas en estudios sobre el envejecimiento, y los animales inmunodeficientes o inmunosuprimidos, requieren un nivel más alto de control del ambiente microbiano que el control ejercido en los locales de alojamiento convencional (Hessler y Moreland, 1984). El alojamiento bajo barreras impide la introducción de agentes infecciosos y evita infectar a los animales. Se pueden establecer barreras tanto a nivel de una sala como en la producción comercial a gran escala de roedores libres de enfermedades; alrededor de grupos de jaulas en lo que concierne a los gnotobióticos o los núcleos de colonias de crianza mantenidas en cajas de aislamiento de paredes flexibles y adaptables; o al nivel de las jaulas individuales y de micro aislamiento.

Los sistemas de barrera cerrados emplean variaciones de los siguientes principios:

- La sala, el aislador, o la jaula de aislamiento se esteriliza química o físicamente antes de la entrada de los animales, de las provisiones o del equipo.
- Los animales penetran a través de las entradas del aislador, o por los contenedores de transporte, a fin de prevenir la contaminación.
- Todos los demás materiales, provisiones y equipos, se esterilizan antes de atravesar las barreras.
- Los sistemas efectivos de salida y entrada incluyen autoclaves de doble puerta, cámaras de traslado esterilizadas de doble puerta, o tanques de remojo germicida.

- Las salidas de las grandes barreras pueden hacerse mediante compartimentos estancos, cuando el escape de aire que viene desde adentro es fuerte.
- Antes de entrar por una barrera grande, el personal debe ducharse, vestirse con ropa estéril, y colocarse un sombrero o cofia, máscara o barbijo y guantes.
- Se tiene acceso al interior de aisladores menores mediante guantes de goma o de neoprene sellados a la unidad de aislamiento.
- El aire entrante se pasa a través de filtros de aire de alta eficiencia (HEPA, en inglés) y las presiones de aire se equilibran cuidadosa y continuamente para impedir un retorno de aire en la barrera.
- El agua se esteriliza por filtración, rayos ultravioleta, acidificación o autoclave.
- Los alimentos y la cama son esterilizados mediante autoclave o irradiados antes de entrar por la barrera.
- Se deben usar dietas enriquecidas especiales si los alimentos están esterilizados mediante autoclave (Hessler y Moreland, 1984).

Las jaulas de micro aislamiento se usan generalmente para proteger a los animales en salas convencionales. Con estaciones de cambio de caja a flujo laminar, y con procedimientos especiales de manejo (esterilización de los alimentos, el agua, la cama, etc.), los animales altamente susceptibles a enfermedades, tales como los ratones que sufren de inmunodeficiencia combinada severa (SCID, en inglés), pueden mantenerse exitosamente en una sala convencional. Sin embargo, se debe mantener una vigilancia microbiológica rigurosa y averiguar previamente la condición de salud de los animales alojados en sistemas de barrera.

3. Confinación de riesgo biológico

Se deben encerrar los animales expuestos a microorganismos infecciosos conocidos. Los procedimientos de confinación y de manejo varían según la clasificación de los riesgos biológicos de los microorganismos, basada en el grado de riesgo para el hombre y otros animales (HC, 1996). Se puede requerir del personal que tome una ducha antes de salir de la unidad de contención. Todas las jaulas y los materiales estarán esterilizados antes de dejar la área. Las presiones de aire estarán equilibradas para que la presión más alta se encuentra afuera de la área de contención. El aire que sale de la instalación se diluye con aire limpio, filtrado, o esterilizado. Ya que los rayos ultravioletas presentan riesgos para el personal y los animales, generalmente no se recomiendan para la desinfección del aire en el laboratorio. La unidad de enfermedades infecciosas debería ser aislada del bioterio tanto como fuera posible. Los requerimientos específicos difieren con el grado de riesgo. Según el riesgo, la contención de grupos pequeños de animales puede realizarse con aisladores de paredes flexibles transparentes o con jaulas a micro aislamiento. El uso de soportes de jaulas a flujo laminar tiene el propósito de prevenir la contaminación cruzada entre las jaulas, y debe ser evaluado con cuidado, ya que en algunas circunstancias la propagación de algunos agentes patológicos puede ser favorecida (Clough, 1973). Las unidades de enfermedades infecciosas deben ser desinfectadas inmediatamente después del uso. Las recomendaciones para el control de los riesgos biológicos pueden ser encontrados en el libro Guías para la Bioseguridad en Laboratorios, Laboratory Biosafety Guidelines (HC, 1996) y en otras partes (Barkley y Richardson, 1984). Para las manipulaciones experimentales deben ser utilizados gabinetes biológicos de seguridad aprobados y adecuados al nivel de riesgo biológico. Estos gabinetes deben ser inspeccionados y probados anualmente por personal calificado (HC, 1996). Las personas que trabajan en las unidades de enfermedades infecciosas deben protegerse con un programa completo de salud y de seguridad del trabajo.

D. ÁREAS DE UTILIZACIÓN DE PRODUCTOS QUÍMICOS Y DE LOS ISÓTOPOS RADIOACTIVOS

En Canadá, el uso en laboratorio de isótopos radioactivos es regulado por la Comisión de Control de la Energía Atómica (CCEA), de acuerdo con los reglamentos de control específicos. La CCEA emite permisos a las instituciones para la posesión de material radioactivo. Cuando isótopos radioactivos están siendo utilizados SOP, son evaluados y la CCEA emite un permiso para la utilización experimental del isótopo Radio en los animales. Se deben aplicar y definir procedimientos operativos estandarizados (SOP, en inglés) para asegurarse que los riesgos inherentes son minimizados. Además, la CCEA recomienda que el responsable de la seguridad de las radiaciones de la institución participe en el Comité de Seguridad y de Salud laboral como miembro *ex-officio*.

El sistema de información sobre las materias peligrosas utilizadas en el trabajo está reglamentado por las autoridades federales y provinciales de salud y de seguridad. Ellas legislan sobre las cuestiones de exigencias de etiquetado, la disponibilidad de los datos escritos relativos a la Ficha técnica salud-seguridad y los programas de formación necesarios para que el personal trabaje de manera segura con algunas sustancias riesgosas.

Las áreas de riesgos químicos y de radiación deben estar separadas de los locales de alojamiento y de trabajo. Las áreas de trabajo deben ser claramente identificadas y su ingreso debe ser reservado al personal autorizado. No se deben llevar las cajas contaminadas a los pasillos. Si es necesario, se deben desarrollar procedimientos y equipamientos de transporte seguros. Se recomienda la utilización de estaciones de cambio de jaulas a flujo laminar a fin de proteger al personal contra los contaminantes en aerosol (Hessler y Moreland, 1984) (véase también Salud y seguridad en el trabajo).

E. REFERENCIAS

1. AGNES, F., SARTORELLI, P., ABDI, B.H. and LOCATELLI, A. Effect of transport loading or noise on blood biochemical variables in calves. *Am. J. Vet. Res.* 1990; 51: 1679-1681.
2. ALGERS, B. A note on behavioural responses of farm animals to ultrasound. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1984; 12: 387-391.
3. ALLEN, D.M. A device providing gradual transitions between light and dark periods in the animal room. *Lab. Anim. Sci.* 1980; 30: 252-254.
4. BAER, H. Long-term isolation stress and its effects on drug response in rodents. *Lab. Anim. Sci.* 1971; 21: 341-349.
5. BAILEY, K.J., STEPHENS, D.B. and DELANEY, C.E. Observations on the effects of vibration and noise on plasma ACTH and zinc levels, pregnancy and respiration rate in the guinea pig. *Lab. Anim.* 1986; 20: 101-108.
6. BAKER, H.J., LINDSEY, J.R. and WEISBROTH, S.H. Housing to control research variables. In: Baker, H.J., Lindsey, J.R. and Weisbroth, S.H., eds. *The laboratory rat*. Toronto, Ont.: Academic Press, 1979(1): 169-192.
7. BALAZS, T. and DAIRMAN, W. Comparison of microsomal drug-metabolizing enzyme systems in grouped and individually caged rats. *Toxicol. Appl. Pharmacol.* 1967; 10: 409-410.
8. BARKLEY, W.E. and RICHARDSON, J.H. Control of biohazards associated with the use of experimental animals. In: Fox, J.G., Cohen, B.J. and Loew, F.M., eds. *Laboratory animal medicine*. Toronto, Ont.: Academic Press, 1984: 595-602.
9. BELHORN, R.W. Lighting in the animal environment. *Lab. Anim. Sci.* 1980; 30: 440-450.
10. BESCH, E.L. Environmental quality within animal facilities. *Lab. Anim. Sci.* 1980; 30: 385-406.
11. BRODERSON, J.R., LINDSEY, J.R. and CRAWFORD, J.E. The role of environmental ammonia in respiratory mycoplasmosis of rats. *Am. J. Path.* 1976; 85: 115-127.
12. BUREK, J.D. and SCHWETZ, B.A. Considerations in the selection and use of chemicals within the animal facility. *Lab. Anim. Sci.* 1980; 30: 414-421.
13. CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE. Guide to the care and use of experimental animals. Vol. 2, Ottawa, Ont.: CCAC, 1984.
14. CLOUGH, G., HILL, A. and BLACKMORE, D.K. Evaluation of a filter rack for laboratory rodents. *Lab. Anim.* 1973; 7: 149-159.
15. CLOUGH, G. The immediate environment of the laboratory animal. In: McSheehy, T., ed. *Control of the animal house environment*. Laboratory animal handbook 7. Buckden Huntingdon, Cambs., U.K.: Laboratory Animals Ltd., 1976: 77-94.
16. CLOUGH, G. Environmental factors in relation to the comfort and well-being of laboratory rats and mice. Proc. of LASA-UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) Symposium "Standards in Laboratory Animal Management" UFAW, 1984 (1): 60-64.

17. CLOUGH, G. The animal house: design, equipment and environmental control. In: Poole, T., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987.
18. CORNING, B.F. and LIPMAN, N.S. A comparison of rodent caging systems based on microenvironmental parameters. *Lab. Anim. Sci.* 1992; 41: 498-503.
19. DAVIS, D.E. Social behavior in a laboratory environment. In: National Research Council Institute of Laboratory Animal Resources. Laboratory animal housing. Washington, DC: National Academy of Sciences, 1978: 44-64.
20. EUROPEAN CONVENTION FOR THE PROTECTION OF VERTEBRATE ANIMALS USED FOR EXPERIMENTAL AND OTHER SCIENTIFIC PURPOSES. Appendix A: Guidelines on accommodation and care. Report No. 123, HMSO, London 1986.
21. FALK, S.A. and WOODS, N.F. Hospital noise levels and potential health hazards. *New Eng. J. Med.* 1973; 289: 774-781.
22. FALL, M.W. The use of red light for handling wild rats. *Lab. Anim. Sci.* 1974; 24: 686-687.
23. FLETCHER, J.L. Influence of noise on animals. In: McSheehy, T., ed. Control of the animal house environment. Laboratory animal handbook 7. Huntingdon, U.K.: Laboratory Animals Ltd., 1976.
24. GAMBLE, M.R. and COUGH, G. Ammonia buildup in animal boxes and its effect on rat tracheal epithelium. *Lab. Anim.* 1976; 10: 93-104.
25. GERBER, W.F., ANDERSON, T.A. and VAN DYNE, V. Physiologic response of the albino rat to chronic noise stress. *Arch. Environ. Health* 1966; 12: 751-754.
26. GERBER, W.F. and ANDERSON, T.A. Cardiac hypertrophy due to chance audiogenic stress in the rat, *Rattus norvegicus* and rabbit, *Lepus cuniculus*. *Comp. Biochem. Physiol.* 1967; 21: 273-277.
27. HATCH, A.M., WIBERG, G.S., ZAWIDZKA, Z., CANN, M., AIRTH, J.M. and GRICE, H.C. Isolation syndrome in the rat. *Toxicol. Appl. Pharmacol.* 1965; 7: 737-745.
28. HEALTH CANADA. Laboratory biosafety guidelines. Cat. No. MR 21-1/1996-E (2nd edn.). Ottawa, Ont.: Supply and Services Canada, 1996.
29. HESSLER, J.R. and MORELAND, A.F. Design and management of animal facilities. In: Fox, J.G., Cohen, B.J. and Loew, F.M., eds. Laboratory animal medicine. Toronto, Ont.: Academic Press, 1984: 505-526.
30. ITURRIAN, W.B. Effect of noise in the animal house on experimental seizures and growth in weanling mice. In: National Academy of Sciences. Defining the laboratory animal. Washington, DC: National Academy of Sciences, 1971.
31. KELLER, L.S.F., WHITE, W.J., SNIDER, M.T. and LANG, C.M. An evaluation of intracage ventilation in three animal caging systems. *Lab. Anim. Sci.* 1989; 39: 237-242.
32. KRAFT, L.M. The manufacture, shipping, and receiving and quality control of rodent bedding materials. *Lab. Anim. Sci.* 1980; 30: 366-376.
33. KRAICER, J., BERAUD, G. and LYWOOD, D.W. Pars intermedia ACTH and MSH content: effect of adrenalectomy, gonadectomy and a neurotropic (noise) stress. *Neuroendocrinol.* 1977; 23: 352-367.
34. LES, E.P. Cage population density and efficiency of feed utilization in inbred mice. *Lab. Anim. Care* 1968; 18: 305-313.
35. LES, E.P. A disease related to cage population density, tail lesions and C3H/HeJ mice. *Lab. Anim. Sci.* 1972; 22: 56-60.

36. LINDSEY, J.R., CONNER, M.W. and BAKER, H.J. Physical, chemical, and microbial factors affecting biologic response. In: National Research Council/Institute of Laboratory Animal Resources. Laboratory animal housing. Washington, DC: National Academy of Sciences, 1978: 44-64.
37. LOEW, F.M. and FOX, J.G. Animal health surveillance and health delivery systems. In: Foster, H.L., Small, J.D. and Fox, J.G., eds. The mouse in biomedical research. III. Normative biology, immunology, and husbandry. Toronto, Ont.: Academic Press, 1983: 83-100.
38. MCGARRITY, G.J. and CORIELL, L.L. Maintenance of axenic mice in open cages in mass airflow. Lab. Anim. Sci. 1976; 26: 746-750.
39. MCSHEEHY, T. Overview of the state-of-the-art in environmental monitoring. In: Melby, E.C. Jr. and Balk, M.W., eds. The importance of laboratory animal genetics, health, and the environment in biomedical research. Toronto, Ont.: Academic Press, 1983; 161-182.
40. MELBY, E.C. JR. and BALK, M.W., eds. The importance of laboratory animal genetics, health, and the environment in biomedical research. Toronto, Ont.: Academic Press, 1983.
41. MOORE, K.E. Studies with chronically isolated rats: tissue levels and urinary excretion of catecholamines and plasma levels of corticosterone. Can. J. Physiol. Pharmacol. 1968; 46: 553-558.
42. MULDER, J.B. Animal behaviour and electromagnetic energy waves. Lab. Anim. Sci. 1971; 21: 389-393.
43. NATIONAL RESEARCH COUNCIL. Committee on Care and Use of Laboratory Animals of the Institute of Laboratory Animal Resources, Commission on Life Sciences. Guide for the care and use of laboratory animals. NIH Publication No. 85-23. Bethesda, MD: United States Department of Health and Human Services, Public Health Service, National Institutes of Health, 1985.
44. NAYFIELD, K.C. and BESCH, E.L. Comparative responses of rabbits and rats to elevated noise. Lab. Anim. Sci. 1981; 31: 386-390.
45. NEWMAN, E. and KOWALSKI, J.J. Fresh sawdust bedding - a possible source of Klebsiella organisms. Am. J. Vet. Res. 1973; 34: 979-980.
46. PAKES, S.P., LU, Y.S. and MEUNIER, P.C. Factors that complicate animal research. In: Fox, J.G., Cohen, B.J. and Loew, F.M., eds. Laboratory animal medicine. Toronto, Ont.: Academic Press, 1984: 649-665.
47. PETERSON, E.A. Noise and laboratory animals. Lab. Anim. Sci. 1980; 30: 422-439.
48. PFAFF, J. Noise as an environmental problem in the animal house. Lab. Anim. 1974; 8: 347-354.
49. PHILLIPS, G.B. and RUNKLE, R.S. Biomedical applications of laminar airflow. Cleveland, OH: CRC Press, 1973.
50. SALES, G.D., WILSON, K.J., SPENCER, K.E.V. and MILLIGAN, S.R. Environmental ultrasound in laboratories and animal houses: a possible cause for concern in the welfare and use of laboratory animals. Lab. Anim. 1988; 22: 363-375.
51. SEMPLE-ROWLAND, S.L. and DAWSON, W.W. Retinal cyclic light damage threshold for albino rats. Lab. Anim. Sci. 1987; 37: 289-298.
52. SERRANO, L.J. Carbon dioxide and ammonia in mouse cages: effects of cage covers, population, and activity. Lab. Anim. Sci. 1971; 21: 75-85.
53. SILVERMAN, J. and ADAMS, J.D. N-nitrosamines in laboratory animal feed and bedding. Lab. Anim. Sci. 1983; 33: 161-164.

54. SMALL, J.D. Environmental and equipment monitoring. In: Foster, H.L., Small, J.D. and Fox, J.G., eds. The mouse in biomedical research. III. Normative biology, immunology, and husbandry. Toronto, Ont.: Academic Press, 1983: 83-100.
55. SMALL, J.D. Rodent and lagomorph health surveillance - quality assurance. In: Fox, J.G., Cohen, B.J. and Loew, F.M., eds. Laboratory animal medicine. Toronto, Ont.: Academic Press, 1984: 709-723.
56. WEIHE, W.H. The effect of light on animals. In: McSheehy, T., ed. Control of the animal house environment. Laboratory animal handbook 7. Buckden, Huntingdon, Cambs., U.K.: Laboratory Animals Ltd., 1976: 63-76.
57. WEISBROTH, S.H. Chemical contamination of lab animal beddings: problems and recommendations. Lab. Animal Nov.-Dec. 1979: 24-34.
58. WELCH, B.L. and WELCH, A.S., eds. Physiological effects of noise. New York, NY: Plenum Press, 1970.
59. WOODS, J.E. The animal enclosure - a microenvironment. Lab. Anim. Sci. 1980; 30: 407-413.
60. WORKING COMMITTEE FOR THE BIOLOGICAL CHARACTERIZATION OF LABORATORY ANIMALS/GV-SOLAS. Guidelines for specification of animals and husbandry methods when reporting the results of animal experiments. Lab. Anim. 1985; 19: 106-108.
61. YAMAUCHI, C., FUJITA, S., OBARA, T. and UEDA, T. Effects of room temperature on reproduction, body and organ weights, food and water intake, and hematology in rats. Lab. Anim. Sci. 1981; 31: 251-258.

[[Capítulo Anterior](#)] [[Contenido](#)] [[Capítulo Siguiente](#)]

[[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)



IV. INSTALACIONES Y AMBIENTE PARA LOS ANIMALES DOMÉSTICOS

Las directrices descritas en este capítulo se refieren a los animales domésticos utilizados en la enseñanza y la en la investigación agropecuaria. Donde se utilizan especies de animales domésticos, como modelo para los humanos en proyectos de investigación biomédica y en laboratorios de enseñanza, estas especies animales estarán alojadas en instalaciones compatibles con las necesidades normales de cada animal y bajo condiciones que minimizarán el estrés, tomando en cuenta las condiciones requeridas para las especies no agrícolas utilizadas para fines similares de experimentación.

Cuando los animales domésticos están utilizados en el laboratorio, se debe tomar en cuenta la transición entre las condiciones externas de su ambiente (p. ej., temperatura fría, fotoperiodo), para que el periodo de transición sea tan fácil como posible. Los animales que provienen de un ambiente frío experimentarán cambios fisiológicos (p. ej., hiperventilación en ovejas) que también se reflejarán en cambios en sus necesidades alimenticias. Los procedimientos de manejo tales como la esquila en ovejas, el corte de cascos, pueden también ayudar a los animales en este momento. El tiempo de adaptación de los animales a un medio experimental varía según las especies animales.

La transición contraria, es decir de un ambiente experimental hacia el que no lo es, también debe ser bien planificada, no solamente con lo que se refiere a las condiciones climáticas del ambiente pero también relativamente al agrupamiento de los animales.

Se encontrarán en el capítulo VI (Las necesidades sociales y comportamentales de los animales de experimentación) de este *Manual*, las directrices completas sobre el enriquecimiento ambiental, así como también sobre el alojamiento de animales grandes en jaulas de metabolismo.

El uso de jaulas o cajas de metabolismo disminuye las actividades sociales y cambia el comportamiento de los animales. Por lo tanto, esta práctica no debería ser usada únicamente para inmovilizar a los animales y, en cambio, debería ser reservada para estudios sobre el metabolismo aprobados previamente. *Los animales alojados de esta manera deben ser vigilados estrechamente para expertos en comportamiento durante todo el periodo del estudio* (véase también Las necesidades sociales y comportamentales de los animales de experimentación).

A. INSTALACIONES

El *Código Canadiense de construcción de instalaciones agrícolas* del Consejo Nacional de Investigación (CNI), contiene información básica y adecuada sobre las instalaciones y condiciones de alojamiento para animales domésticos destinados a la producción (NRC, 1990). También, como referencias útiles, se pueden consultar los diversos códigos de práctica recomendados

para el ganado y las aves de corral, publicados por el Ministerio de Agricultura y Agro-Alimentos de Canadá (Agriculture Canada, 1757/E, 1989; 1853/E, 1990; 1870/E, 1991; 1898/E, 1993; CARC, 1996; 1998a; 1998b).

Si se prevé una nueva instalación o modificaciones importantes en instalaciones existentes, hay que discutir de los planos con ingenieros agrónomos expertos (de los ministerios de agricultura provinciales y colegios agrícolas regionales). Se encuentra información detallada en la edición más reciente del *Código Canadiense de construcción de instalaciones agrícolas* (NRC, 1990), y en la publicación: el *Manual Canadiense de las instalaciones agrícolas* (Agriculture Canada, 1822/E, 1988).

El *Manual Estadounidense Guide for the Care and Use of Agricultural Animals in Agricultural Research and Teaching* (Curtis, 1988) contiene mucha información útil. El Centro de Científicos por el Bienestar Animal, también ha publicado un manual sobre el bienestar de los animales domésticos (Mench, Mayer y Krulisch, 1992).

Varios artículos sobre el alojamiento de los animales domésticos fueron recopilados y publicados como artículos principales por el *Veterinary Record* (Wathes, Jones y Webster, 1983; Linklater y Watson, 1983; Sainsbury, 1983). La Fundación para el Bienestar Animal de la Asociación de Veterinarios Británicos, ha publicado recomendaciones sobre como detectar y aliviar el dolor en muchas especies de animales domésticos (Edwards, 1985; Gentle, 1985; Oldham, 1985; Silver, 1985). También ha publicado normas sobre el transporte de animales domésticos (Gibson y Paterson, 1986).

El diseño de las instalaciones y la naturaleza de los principales corrales usados para alojar animales domésticos tienen un impacto considerable sobre el bienestar de estos animales. Frecuentemente, las condiciones para la investigación pecuaria orientada a la producción se deben simular y a veces intensificar. Esto ocurre en el diseño comercial de actividades de manejo intensivo para la producción de animales de carne (Fraser, 1975). Con otras especies, sin embargo, intentar imponer un confinamiento total puede provocar un estrés grave y sesgar los resultados de la investigación.

El factor más importante para asegurar el cuidado apropiado de los animales domésticos es, probablemente, instaurar la preocupación por el bienestar animal por parte del personal encargado del cuidado de los animales.

La domesticación es un proceso continuo, y actualmente, una gran parte de la producción ganadera de diversas especies implica el uso de animales provenientes de cepas genéticas seleccionadas para crecer o reproducirse en ambientes variados y bajo grados variables de control (Siegel, 1984).

Actualmente, no existe ninguna medida objetiva y precisa que permita evaluar el nivel de estrés producido por los sistemas de crianza de ganado. No se puede confiar totalmente en los parámetros fisiológicos del estrés, debido a problemas inherentes del control bioquímico (Freeman, 1971). La sugerencia de que la alta productividad no constituye un indicio confiable de ausencia de estrés puede, en algunos casos, ser correcta. Sin embargo, la aceptación generalizada de la correlación negativa entre el estrés y la productividad ha sido muy útil y beneficiosa. En ese sentido, la aceptación de este concepto por productores ocasionó en estos esfuerzos continuos para mejorar las condiciones ambientales (Mann y Harvey, 1971; Wilson, 1971; Agriculture Canada, 1822/E, 1988). En Inglaterra, por medio de su *Report of the Technical Committee to Enquire into the Welfare of Animals Kept Under Intensive Livestock Husbandry Systems*, Brambell concluye que un solo factor no puede ser suficiente por sí para evaluar el bienestar, y que el hecho de que los animales domésticos produzcan normalmente debe solamente servir como guía al respecto (Brambell, 1965). El bienestar de los animales domésticos se evaluará, probablemente mejor, mediante un sistema integrado por indicadores conjuntos de cuatro categorías: 1) desempeño en reproducción y producción; 2) características patológicas y inmunológicas; 3) características fisiológicas y bioquímicas; y 4) tipos de comportamiento (Curtis, 1988; Duncan, 1981; Curtis, 1982; Smidt, 1983).

Las jaulas y los corrales deberían servir no solamente para confinar el animal, como también para asegurar su comodidad y seguridad para permitir moverse y actuar normalmente. Una ventilación adecuada, un acceso fácil tanto a los alimentos como al agua, y la posibilidad de poder observar convenientemente a los animales en confinamiento también es obligatoria. El Informe Brambell, con relación a las implicaciones de la tecnología moderna sobre el bienestar animal, resume este concepto haciendo una sugerencia que, sin dar importancia al sistema de manejo, establece cinco necesidades fundamentales que tienen que respetarse para todos los animales domésticos: tener libertad para pararse, acostarse, asearse normalmente, darse vuelta y estirarse (Brambell, 1965). Cuando encontramos críticas que mencionan que estos criterios no se cumplen totalmente, y que los sistemas de cría intensivos de ganado restringen el espacio de alojamiento y, en algunos casos, incluso restringen drásticamente la libertad de movimiento, están frecuentemente justificadas. De hecho, la problemática es que no se sabe hasta que punto el estrés

potencial de confinamiento está contrabalanceado por elementos tales como el período de tiempo que dura el estrés, la prevención de heridas y un mejor control de enfermedad.

Si se usan pisos total o parcialmente enrejados, el espaciado entre las rejas y el anchura de las mismas variarán según las especies, pero deberán siempre proveer un soporte adecuado y minimizar el riesgo de heridas, además de permitir el drenaje libre de los excrementos sólidos y líquidos (Smith y Robertson, 1971). El material de las rejas deberá ser duradero. También hay que considerar la posibilidad de que pueden emanar gases tóxicos del sistema de eliminación del estiércol líquido, lo que puede ser peligroso tanto para el ganado como para el personal.

Los pisos enteros o completos, deberán estar realizados o cubiertos con materiales que minimicen la posibilidad de resbalar, reduciendo así las probabilidades de heridas. Los pisos realizados en resina epoxi se recomiendan para cerdos, cuando están adecuadamente sellados. El uso de un revestimiento de goma espesa (colchoneta de goma para vacas) puede ser práctico en las cajas de parto y para animales atados, así como también para el ganado sujeto en corrales. Las medidas que se toman en las instalaciones para atar los animales uno cerca del otro, y cerca de las áreas de mantenimiento, pueden influir considerablemente sobre el bienestar, la salud y la producción de los animales. Por ejemplo, las cerdas alojadas en corrales y atadas, estarán generalmente más vigorosas si pueden verse con las otras mientras se alimentan.

B. CONSIDERACIONES AMBIENTALES ESPECIFICAS

Con relación a las exigencias de las instalaciones y de los requerimientos ambientales, se dio más atención al ganado y a las aves de corral, que a las otras especies de animales domésticos. Estas dos especies sirven como referencia para ilustrar varios de los requerimientos ambientales comunes para otras especies de aves y de mamíferos domésticos.

1. Ganado

Las condiciones de alojamiento para el ganado de carne y de tambo, apropiada a las condiciones climáticas del hemisferio norte, están bien descritas en varias publicaciones de los EE.UU. y de Canadá (NRC, 1990; Agriculture Canada, 1822/E, 1988; Curtis, 1988; MWPS, 1987). **Se debe recordar que la importancia de un manejo bueno e inteligente aumentará proporcionalmente al refinar los sistemas de producción utilizados.**

i) Temperatura

El ganado puede soportar grandes variaciones de temperaturas siempre que esté saludable, bien alimentado, y protegido de las condiciones extremas de radiación solar, de humedad o de vientos muy fuertes (Webster, 1983). Las condiciones sanitarias indeseables, barro, enfermedades, parásitos y diversos insectos, reducen la tolerancia a variaciones extremas de temperatura.

Los terneros recién nacidos son más vulnerables a los extremos y a las fluctuaciones de temperatura que los animales más viejos; las fluctuaciones tienden a ser más críticas que las temperaturas absolutas. Para las vacas lecheras y los terneros alojados sistemas cerrados, la temperatura ideal es cerca de 20°C, con una gama aceptable entre 10 y 25°C (Sainsbury y Sainsbury, 1988).

El ganado mantenido en corrales y en otros sistemas de estabulación libre, escoge frecuentemente quedarse en áreas donde la temperatura está cerca o bajo 0°C. El ganado mantenido en ambientes fríos requiere más alimentos integrales para satisfacer fácilmente los requerimientos extras de mantenimiento, que son de aproximadamente el 1% más por cada reducción en 1°C en la temperatura ambiental real. Bajo estas condiciones, la productividad no baja y el ganado no parece incómodo.

Cuando la temperatura llega a más de 25°C, el consumo de alimentos y el desempeño del ganado muy bien alimentado comienza a ser afectado y los animales pueden llegar a ser fisiológicamente estresados. La tolerancia al calor y al frío varía con el genotipo. En general, el ganado de carne parece soportar mejor el invierno que las vacas lecheras. De hecho, una temperatura de apenas -7°C es probablemente la más baja que pueden aguantar las vacas lecheras muy bien alimentadas y alojadas, mientras que los animales de carne pueden aguantar hasta -20°C. Se recomienda el uso de cortavientos en áreas ventosas, y de refugios en las

regiones con lluvias frías y nieve, para todos tipos y razas de ganado.

ii) Ventilación y humedad

El objetivo de un sistema de ventilación es el de efectuar los cambios de aire necesarios para el mantenimiento de la humedad y de la temperatura ambientales dentro de límites aceptables. Además, deberá evacuar el metano y el gas carbónico expulsados del rumen y de los pulmones de los animales, el amoníaco que proviene de la descomposición de los excrementos y de la orina, el polvo de la cama y de los alimentos, y los microorganismos en suspensión en el aire.

En invierno, la eliminación del vapor es esencial a fin de evitar la condensación dentro de la instalación. Un aislamiento térmico adecuado y, en algunos casos especiales, una fuente de calor adicional (p. ej., ciertos tipos de alojamiento para terneros) ayudarán también en mantener un ambiente seco. El régimen de ventilación por tiempo frío debería ser suficiente para mantener la humedad relativa entre el 40 y el 80% (Curtis, 1983). Durante el tiempo frío, la ventilación en los locales de los animales recién nacidos, debe mantener una calidad de aire aceptable sin enfriarlos. En el verano, la ventilación ayuda en mantener la temperatura ambiental abajo del nivel crítico de 25°C. Idealmente, el régimen de la ventilación debería ser lo suficientemente alto como para impedir que la temperatura interior supere la temperatura externa por más de 3°C, cuando la temperatura atmosférica está por encima de los 25°C (Curtis, 1988).

En el invierno, un sistema de ventilación adecuado debe mover la cantidad de aire necesaria para eliminar la humedad y los agentes de contaminación, y, durante el verano, el calor, la humedad y los agentes de contaminación. El sistema debe proveer una temperatura relativamente uniforme, eso siendo más importante que la temperatura absoluta. Similarmente, la circulación de aire en la instalación debe ser uniforme, para evitar las corrientes y las bolsas de aire.

Los sistemas abiertos de alojamiento deben ser construídos de manera tal que permitan ampliamente los movimientos del aire en el verano, y un mínimo de corrientes de aire en el invierno. La dirección de estas corrientes también tienen un papel importante en el invierno, en relación con la acumulación de nieve. El ganado debe poder alimentarse, descansar y hacer ejercicios sin estar demasiado expuesto a los vientos fríos y las caídas de nieve.

En los edificios, la gama de humedad relativa recomendada oscila entre el 25 y el 75%, según el *Código Canadiense de construcción de instalaciones agrícolas*. Los niveles entre el 50 y el 55% de humedad pueden ser considerados ideales, y tienen una influencia mínima sobre los efectos fisiológicos de otros parámetros ambientales, como la temperatura y la ventilación. La zona de comodidad para los animales se reduce (o es más restringida) a temperaturas altas y bajas, y en condiciones de humedad elevada. Un grado de humedad elevada en locales cerrados, en condiciones de temperaturas bajas, produce condensación; y la humedad resultante aumenta los riesgos de transmisión de enfermedades.

iii) Olores

Los olores son resultantes de la rumia, de los excrementos y de la orina, del ensilaje, de los alimentos averiados, etc. Pueden echar a perder la leche y, si son particularmente repugnantes para el personal, pueden también resultar en un menor cuidado a los animales. Los olores indican frecuentemente la presencia de gases que pueden ser nocivos tanto para el personal como para los animales. Es el caso, principalmente, con los sistemas modernos de manejo del estiércol líquido donde hay una producción de ácido sulfhídrico (H₂S), de amoníaco (NH₃) y de metano (CH₄). Fuertes concentraciones de H₂S son mortales, y tanto los niveles bajos como los moderados de H₂S y de NH₃, contribuyen a un deterioro de la salud y de la productividad de los animales.

Concentraciones altas de CH₄ son explosivas, y, a niveles más bajos, el CH₄ es un simple gas asfixiante. El CO₂ resulta primariamente de la fermentación del rumen y de las exhalaciones del ganado. Con la excepción de casos extremos de instalaciones mal ventiladas y asociados con la fermentación del estiércol líquido, la acumulación de CO₂ no está considerada como peligrosa ni para el ser humano o los animales. Las normas de salud en el trabajo, con relación a los gases, se encuentran en la tabla 1.

TABLA 1 NORMAS DE SEGURIDAD EN EL TRABAJO PARA GASES

| Gas | VLU ^a ppm | Factor de difusión ^b | Limite MTP ^c ppm |
|------------------|----------------------|---------------------------------|-----------------------------|
| H ₂ S | 10 | 2 | 20 |
| NH ₃ | 25 | 1.5 | 37.5 |
| CO ₂ | 5000 | 1.25 | 6250 |

- a VLU (Valor Limite Umbral) designa las condiciones bajo las cuales se cree que casi todo el personal puede ser expuesto repetidamente durante una jornada de ocho hora y por una semana de trabajo de 40 horas, sin que haya efectos adversos.
- b Factor de difusión: designa la magnitud de la difusión aceptable con respecto al VLU.
- c Limite de la MTP (Media del Tiempo Ponderado) designa la concentración máxima permitida para un período corto de exposición. $VLU \times \text{Factor de difusión} = \text{Limite de la MTP}$.

iv) Iluminación

Se debe proveer una iluminación con una intensidad adecuada para mantener una alta calidad de manejo. Por ejemplo, una intensidad de 538 lux (50 pc) es deseable al nivel de la ubre en una sala de ordeño, para que el operador pueda dar los cuidados necesarios. Doscientos y quince (215) lux (20 pc) son suficientes en condiciones habituales de alojamiento de ganado. Aunque está generalmente considerado como aceptable la distribución de horas aproximadamente iguales de luz y de oscuridad, ciertos estudios demostraron que los periodos más largos de iluminación incrementan la toma de alimentos y la producción.

v) Cama

El material de cama utilizado en corrales y cuadras se elige según su disponibilidad, su costo, su pertinencia y su necesidad. El sistema de alojamiento, y en particular el sistema de evacuación del estiércol, determinará en gran parte el material de cama (si es necesario), y la cantidad apropiada. La paja u otro material apropiado están usualmente utilizados con o sin colchoneta de goma, y colocados sobre los pisos de cemento, madera o arena. La comodidad y la limpieza de los animales dependen no solamente de la cantidad y del tipo de cama, sino también del número de animales alojados, del tipo de cobertizo, del nivel de humedad y de la temperatura. En instalaciones abiertas, bajo condiciones frías, la paja floja contribuye de manera importante a minimizar la pérdida de calor para el ganado, y una base de paja y de estiércol suficientemente espesa para permitir la fermentación, puede proveer calor adicional. En casos donde el ganado consume grandes cantidades de cama, es muy importante que la cama sea libre de material tóxico.

vi) Densidad de la población

Las condiciones de alojamiento de ganado de carne y de vacas lecheras están bien descritas en el *Manual Canadiense de las instalaciones agrícolas* (Agriculture Canada, 1822/E, 1988). Los requerimientos de espacio varían según el tamaño y el tipo de animal, el tipo de cobertizo, el tipo de estabulación, el número de animales por grupo, y el nivel de manejo. **La calidad del manejo debe mejorar en relación con la intensidad de producción de los animales.**

2. Carneros

Muchas publicaciones, libros y monografías, proveen información general sobre los requerimientos de las instalaciones y de las condiciones ambientales apropiadas para la crianza y el mantenimiento de carneros en Canadá (Agriculture Canada, 1822/E, 1988; NRC, 1990; Curtis, 1988; Ensminger y Parker, 1986).

i) Temperatura

Los rangos de confort térmico (donde el calor puede ser provisto por lámparas de calentamiento) indicados para varias categorías son: corderos, ovejas y carneros, 7-24C; corderos de engorde, 5-21C; corderos recién nacidos hasta el destete, 24-27C; (Ensminger y Parker, 1986). Aunque estas variaciones se consideran como zonas de comodidad, los carneros pueden soportar temperaturas bajo -18°C, si tienen su vellón y si la humedad está baja.

ii) Ventilación

Los requerimientos en ventilación varían mucho según la ubicación geográfica. Durante el invierno, en instalaciones que alojan carneros, se recomienda una capacidad de ventilación de 0.6-0.7 m³/min. por oveja y 0.3 m³/min. por cordero. En el verano, el sistema de ventilación debería proveer 1.1-1.4 m³/min. por oveja y 0.65 m³/min. por cordero (Ensminger y Parker, 1986).

La humedad relativa ideal está alrededor de 60%, pero una diferencia del orden de 50% a 75% es aceptable (Ensminger y Parker, 1986).

iii) Iluminación

No existen requerimientos específicos de iluminación para carneros. Donde las ventanas ocupan el 3 a 5% o más del área del piso, la luz natural será suficiente. Puede ser necesario de regular el fotoperiodo para controlar el inicio del estro.

Aunque generalmente la luz natural sea normalmente suficiente para carneros, se debe proveer una iluminación adicional durante el período de parto.

iv) Cama

La paja es el material de cama más usado. Algunas instalaciones modernas usan un sistema de evacuación del estiércol líquido, con pisos de metal expandido, de alambre o de tablillas, sin cama. Estos sistemas son aceptables, siempre cuando la distribución del espacio sea adecuada.

v) Densidad de población

La tabla 2, sacada de la edición de 1988 del *Manual Canadiense de las instalaciones agrícolas* (Agriculture Canada, 1822/E, 1988), contiene las normas aceptadas para el alojamiento de carneros. La distribución de espacio citada **puede** considerarse **generosa** desde el punto de vista de la crianza comercial de carneros, **pero sólo aceptable para animales utilizados para la investigación y la enseñanza**.

Generalmente, el número de animales por corral no debería exceder en mucho las 100 ovejas preñadas o 50 ovejas con corderos, o 500 corderos de engorde.

3. Cerdos

Una información detallada y normas para el alojamiento de cerdos se encuentran en el *Manual Canadiense de las instalaciones agrícolas* (Agriculture Canada, 1822/E, 1988). La *Veterinary Infectious Disease Organization* ha publicado tres folletos con los títulos: *Farrowing Barn Design and Management*, *Swine Nursery Design*, y *Feeder Barn Design and Management*, con el objetivo de proveer a los productores de cerdos información actualizada sobre el diseño de las construcciones modernas y su operación (VIDO, 1986, 1987).

Las superficies internas de todas las porquerizas y el equipo deben ser fabricados con materiales lisos y no porosos, fáciles de limpiar y desinfectar. Los comederos y los tabiques divisores de los corrales, no deben tener aristas puntiagudas o protuberancias que puedan ocasionar heridas a los animales. Los pasillos y los pisos de los corrales deben tener desaguaderos eficaces. Todos los pisos, hechos de material sólido, de tablillas, o de alambre, deben favorecer un paso adecuado y no provocar heridas para los

cerdos.

No es factible establecer valores específicos relativos a parámetros del ambiente, tales como la temperatura, la humedad y la ventilación, que se apliquen a todas las clases de cerdos y en todas las situaciones posibles de la investigación y de la enseñanza. Los requerimientos particulares variarán considerablemente con la edad, el tipo de alojamiento, la densidad de

TABLA 2 ALOJAMIENTO PARA CORDEROS

| ALOJAMIENTO | OVEJAS Y CARNEROS | CORDEROS |
|---|-------------------|-----------|
| Sector de engorde (m ² /cabeza) | 1.4 | 0.6 |
| Superficie dura suelo ¹ | 6.5 | 2.8 |
| Superficie de refugio abierto (m ²) | 1.4 | 0.6 |
| Oveja preñada | 0.93 | |
| Oveja seca | 2.7 | 2.7 |
| Altura de techo mínima (m) | | |
| Pisos con ranuras (m ² /cabeza) ² | 0.65 | 0.4 |
| % del piso con ranuras | 100 | 100 |
| Anchura de las ranuras (mm) | 19 | 16 |
| Anchura de las tablas | 50-75 | 50-75 |
| Corales de parto, sin ranuras (m, mínimo) | 1.2 x 1.2 | |
| Corales de maternidad solo | 1.2 x 1.5 | |
| Corales de maternidad y de parto | | |
| Comedero, longitud por cabeza (mm) | 400 | 300 |
| Alimentación de grupo | 150 | 100 |
| Autoalimentación | | |
| Altura al cuello (mm) | 300 | 250 |
| Especies pequeñas | 375 | 300 |
| Especies grandes | | |
| Almacenaje de los alimentos | | |
| Heno | | |
| Especies pequeñas | | |
| Especies grandes | 1.4 | 0.9 |
| Granos (kg/día por cabeza) | 2.3 | |
| (mantenimiento) | | |
| (engorde) | 0.15 | 0.23 |
| | | 0.45-1.13 |
| Almacenaje de cama (kg/día por cabeza) | 0.34 | 0.11 |
| Superficie de bebedero (m ² /40 cabezas) | 0.1 | 0.1 |

¹ La superficie de los corrales de engorde con pisos de tierra, debería usarse solamente en las regiones donde las precipitaciones anuales son de menos de 500 mm. Se debe prever una faja pavimentada próxima a los comederos, de por lo menos 1.8 m de anchura, o de la anchura del tractor usado para la limpieza. Su declive debe ser de 1:25 a partir del comedero.

² El piso con ranuras para las ovejas, los carneros o los corderos, puede ser reemplazado por un enrejado de 25 x 50

mm de alambre, de metal expandido y aplastado de 4 mm de diámetro. Los pisos de enrejado de metal expandido pueden ser cubiertos con un tablero sólido destinado a retener la cama para el parto.

población, etc.; los márgenes mencionados, en la mayoría de los casos, se refieren a los límites superiores e inferiores de las zonas de confort generalmente aceptadas.

i) Temperatura

Con la excepción posible de los recién nacidos y de los cochinitos lactantes, los cerdos se adaptan muy bien y están cómodos en una gran variedad de condiciones climáticas, siempre cuando se les provea instalaciones apropiadas que les permitan conservar o eliminar el calor del cuerpo. Los cobertizos cubiertos solamente con un techo o la chozas pueden ser cómodos aún con temperaturas muy bajas, si la unidad tiene una población suficiente y está provista con cama adecuada y apropiada para crear un micro ambiente cómodo. Los animales que tienen acceso a pasillos de ejercicios o a corrales exteriores deben, en tiempo cálido, disponer de un espacio sombreado, preferentemente húmedo, para que puedan estirarse en el suelo y eliminar su calor corporal por conducción. El confinamiento total, sobre pisos de cemento, o sobre enrejados, puede interferir con la transferencia de calor por conducción. Los sistemas de soporte ambientales deben ser entonces adecuados para mantener una zona de confort satisfactoria a lo largo del año.

Para los adultos y la mayoría de los cerdos en crecimiento (>30 kg), la zona de confort está entre 15-25°C (Curtis, 1988). El área de parto presenta una dificultad especial, porque los requerimientos ambientales para la cerda y los recién nacidos son completamente diferentes. Para la comodidad de la cerda, se debe mantener una temperatura entre 15-26°C, mientras que el área para los cochinitos debe ser siempre seca, protegidos de las corrientes de aire y mantenidos a una temperatura entre los 26-32°C para los recién nacidos (Curtis, 1988).

ii) Ventilación y humedad

Los cerdos adultos y en crecimiento se desenvuelven muy bien en ambientes a donde la humedad relativa varía entre los 40-80% (Curtis, 1988). La ventilación, en el invierno, debe ser suficiente para controlar la humedad. En el verano, el régimen de circulación de aire que se necesita para disipar el calor producido por los animales, es 15-20 veces más alto que el necesario para el control de la humedad (VIDO, 1987). Es preferible poner barras de metal o de alambre en lugar de estructuras sólidas, porque facilitan la circulación de aire al nivel de los animales.

iii) Iluminación

El fotoperíodo tiene un efecto determinante sobre la edad a la cual el cerdo llega a su madurez sexual; puede también tener un efecto sobre su grado de crecimiento y sobre la eficiencia de los alimentos (Maybry, Jones y Seerley, 1983), aunque Berger, Mahone, Svoboda *et al.* (1980) sugieren que ningún fotoperíodo en particular es necesario para cerdos en crecimiento. Desde el punto de vista de un cuidado animal de calidad, la intensidad luminosa debería ser tal que los animales, en todas las áreas de la instalación, puedan ser fácilmente observables a todo momento.

iv) Ruido y olores

Algunos ruidos y olores están inevitablemente presentes en cualquier porqueriza. Se puede reducir al mínimo los olores con una limpieza eficaz, regular y una ventilación adecuada. Se puede mantener el nivel de ruido, asegurándose que el equipo mecánico opere relativamente suave, y minimizando los procedimientos que perturban a los animales.

v) Cama

Cuando se alojan cerdos en instalaciones pequeñas durante períodos cortos, se puede utilizar paja u otro material adecuado. No se usa cama en las instalaciones más grandes, donde la limpieza y la evacuación del estiércol se hacen automáticamente. Se debe proveer una cama de paja espesa, cuando los cerdos están mantenidos en establos o afuera, bajo abrigos.

vi) Densidad de población

Los animales jóvenes, hasta las 10 o 12 semanas de edad, se llevan muy bien en grupo, y se pueden guardar juntos en gran número en un corral (Curtis, 1988). Cuando crecen, llegan a ser agresivos y tienen tendencia a pelearse o a intimidarse, particularmente cuando están mucho tiempo en un grupo. Generalmente, para cerdas adultas y animales en última fase de crecimiento, los grupos deben ser limitados a 10 o menos (Sainsbury y Sainsbury, 1988). Cuando las instalaciones tienen comederos automáticos, puede ser más apropiado tener grupos más numerosos. En los grupos de cerdas recién formados, siempre ocurren peleas en los primeros días. Pero, a medida que se establece una jerarquía social, las interacciones beligerantes entre individuos del grupo deberían disminuir; sin embargo, es difícil agregar nuevos animales en un grupo ya establecido. Si la cantidad de alimentos que los cerdos deben comer está limitada, es importante que haya un espacio suficiente entre los comederos, para que todos los animales puedan comer al mismo tiempo.

Cuando se alojan cerdos adultos en corrales, estos deberían siempre ser suficientemente grandes para permitir a los animales estirarse completamente sin que su cabeza o su hocico toquen al comedero o a la parte delantera del corral. Los corrales deben también ser lo suficientemente anchos para permitir que los animales se acuesten completamente en decúbito lateral, con sus pies y patas extendidos. Un corral de 0.65 m de ancho cumplirá generalmente con este requerimiento.

Aunque el Consejo Canadiense de Protección de los Animales no lo recomienda, si se deben utilizar corrales donde los cerdos están atados, se debe tener mucho cuidado al elegir el tipo de collar o correa, y vigilar los animales estrechamente cuando estén atados por primera vez. Si ocurre cualquier herida en la región del collar, el animal debe ser liberado de inmediato. **Por regla general, el sistema de atadura no debería ser utilizado, a menos que los animales hayan sido acostumbrados a ello desde pequeños.** Cuando los pisos están totalmente o parcialmente enrejados, se debe cuidar de la anchura de las ranuras, para evitar riesgos de herida para las pezuñas de los animales. Se debe cuidar particularmente la estructura del piso con los lechones recién nacidos. Las tablas 3 y 4 dan el tamaño recomendado de los pisos de corrales para los cerdos en crecimiento, las cerdas de reemplazo y las cerdas; las normas recomendadas para cerdas están incluidas en el Código de prácticas recomendadas para el cuidado y la manipulación de animales domésticos-Cerdos (Agriculture Canada, 1898/E, 1993).

4. Caballos

Las condiciones básicas para el alojamiento y el mantenimiento de los caballos en un ambiente apropiado, están planteadas en el *Consortium Guide* (Curtis, 1988), y también en el *Horse Housing and Equipment Handbooks* (MWPS, 1986). El *Manual Canadiense de las instalaciones agrícolas* (Agriculture Canada, 1822/E, 1988), trata específicamente del alojamiento de los caballos de montar.

Para que los caballos se mantengan en buen estado de salud, que guarden su buena forma física y su tono muscular, tienen que estar alojados en caballerizas bien ventiladas y luminosas, además de hacer ejercicios en un corral exterior. El área de alojamiento debe tener pasillos suficientemente amplios para permitir a los caballos y al personal circular por ellos.

Para la construcción de corrales, es preferible usar madera dura de por lo menos 3.75 cm de espesor. Las puertas y los tabiques deben ser cubiertos de metal, especialmente a lo largo de

TABLA 3 SUPERFICIE RECOMENDADA DE CERCADO PARA CERDOS DE CRECIMIENTO, BASADO EN EL PESO VIVO.⁶⁶⁷

| Peso vivo | | Totalmente enlatados (0.035*PV. ⁶⁶⁷) ⁺⁺ | | Parcialmente enlatados (0.039*PV. ⁶⁶⁷) | | Piso lleno (0.045*PV. ⁶⁶⁷) | |
|-----------|-------|---|--------------------|---|--------------------|---|--------------------|
| | | m ² | (ft ²) | m ² | (ft ²) | m ² | (ft ²) |
| kg | (lbs) | | | | | | |
| 10 | 22 | 0.16 | (1.7) | 0.18 | (1.9) | 0.21 | (2.2) |
| 20 | 44 | 0.26 | (2.8) | 0.29 | (3.1) | 0.33 | (3.5) |
| 50 | 110 | 0.48 | (5.2) | 0.53 | (5.7) | 0.61 | (6.6) |

| | | | | | | | |
|-----|-----|------|-------|------|-------|------|--------|
| 75 | 165 | 0.62 | (6.7) | 0.69 | (7.4) | 0.80 | (8.6) |
| 90 | 198 | 0.70 | (7.5) | 0.78 | (8.4) | 0.91 | (9.7) |
| 100 | 220 | 0.76 | (8.2) | 0.85 | (9.1) | 0.97 | (10.4) |
| 110 | 242 | 0.81 | (8.7) | 0.89 | (9.6) | 1.03 | (11.1) |

++Para calcular: Peso Vivo (PV) en kg, superficie en m².

TABLE 4 SUPERFICIE RECOMENDADA DE CERCADO PARA CERCAS DE REEMPLAZO Y CERCAS

| Peso vivo | | Parcialmente enlatados ($0.054 * BW^{.667}$) ++ | | Piso lleno ($0.059 * BW^{.667}$) | |
|-----------|-----------|--|--------------------|---------------------------------------|--------------------|
| kg | (lb) | m ² | (ft ²) | m ² | (ft ²) |
| 100-150 | (220-330) | 1.5 | (16) | 1.7 | (18) |
| 150-200 | (330-440) | 1.8 | (19) | 2.0 | (22) |
| 200-250 | (440-550) | 2.1 | (23) | 2.3 | (25) |
| >250 | (>550) | 2.3 | (25) | 2.6 | (28) |

++Para calcular: Peso Vivo (PV) en kg, superficie en m².

la parte superior, para impedir al caballo roerlas. Además, no debe haber ninguna protuberancia que pueda herir al animal. Las paredes de los corrales deben ser suficientemente altas para impedir los contactos con los animales cercanos. Las puertas deben medir por lo menos 1.25 m de anchura, y 2.25 m de altura, para permitir a los caballos de moverse fácilmente sin peligro de heridas. La altura del techo y de las vigas debe ser suficiente, preferentemente de 3 m, para permitir al animal de quedarse en su posición normal sin riesgos de heridas en la cabeza.

Los pisos deben tener superficies duraderas y antideslizantes. El cemento rugoso es satisfactorio; se utilizan a menudo pisos de madera en los corrales; el uso de pisos de tierra apisonada puede, en algunos casos, ser aceptable. En condiciones experimentales e institucionales, se debe prever un local o un área diferente de la caballeriza para ejecutar procedimientos especiales (p. ej., la toma de grandes cantidades de sangre, etc.).

i) Temperatura

Los caballos pueden tolerar temperaturas frías, siempre cuando tengan acceso a un abrigo contra fuertes vientos, lluvias y nieve. Pueden también soportar un calor intenso, con sombra adecuada al exterior, y una buena ventilación y humedad en la caballeriza. Debe siempre tener a su alcance una cantidad grande de agua fresca y potable, particularmente cuando con tiempo cálido. Pueden tolerar también variaciones grandes de temperatura (-7 a 29°C) si están alojados en un ambiente seco sin corrientes de aire. Sin embargo, la temperatura ideal parece situarse entre 10 y 15°C (Ensminger, 1969). La humedad relativa en los corrales debería oscilar entre 50-80% (Curtis, 1988).

ii) Ventilación

La capacidad del régimen de ventilación debe ser por lo menos de 0.7 m³/min. por 450 kg de unidad animal, con temperaturas de -18 a -7°C, y de 2.8 m³/min. por 450 kg, con temperaturas de -1 a 10°C (MWPS, 1987). La capacidad deberá ser aumentada en tiempo caluroso.

iii) Iluminación

El nivel de iluminación en una caballeriza debe permitir de realizar un buen examen del caballo y de la cama. Se debe evitar la oscuridad total. Debe haber una fuente de iluminación de noche. Se recomienda una iluminación de por lo menos 200 lux para los pasillos, las áreas de manipulación y de alimentación (Currence y McFate, 1984). Una bombilla incandescente de 100 W por 8 m² de piso o por cada corral, produce una iluminación adecuada (MWPS, 1987).

iv) Cama

Se debe proveer una cama de paja suficiente, o virutas de madera, u otro material apropiado. Se deben instalar desagües en el piso de los corrales o en las cuadras, para prevenir los problemas de cascos, y para que los animales no se ensucien inútilmente.

Hay que sacar cada día el estiércol y la cama para guardar los animales limpios y secos, y el ambiente libre de polvo y de olores (Curtis, 1988). Los animales no deben tener acceso al área de almacenaje del estiércol, debido al riesgo alto de transmisión de parásitos.

Se recomienda fuertemente hacer regularmente el aseo de los caballos, particularmente si los animales están alojados en corrales estrechos, que no permiten una gran libertad de movimientos.

v) Densidad de población

En condiciones ideales, los caballos jóvenes y adultos deben alojarse en corrales individuales de por lo menos 3.5 m x 3.5 m, y tener acceso a un corral de ejercicio con tamaño mínimo de 10.0 m x 27.50 m. Los caballos se adaptan muy bien en corrales de posición vertical, a condición de que haya una buena separación entre cada animal, y que tengan acceso al corral de ejercicio. Después del destete, es preferible que cada animal tenga un corral separado. En el corral de ejercicio, se debe separar los caballos por edad y compatibilidad.

5. Aves de corral

En el espacio limitado de estas páginas, es imposible exponer en detalles todos los aspectos del alojamiento, alimentación y manejo de las aves de corral. Información mas detallada puede encontrarse en la literatura (Curtis, 1988; Agriculture Canada, 1822/E, 1988; Moreng y Evans, 1985; North y Bell, 1990).

a) Pollitos

En estudios experimentales, los pollitos están criados en corrales o en polleras. El diseño y el manejo de los edificios que incluyen tales instalaciones deben asegurar un máximo de comodidad para las aves y minimizar los riesgos de transmisión de enfermedades.

Estos edificios tienen habitualmente pisos de cemento equipados con desagües y paredes de bloque de hormigón sellado o de contrachapado sellado para facilitar la limpieza y la desinfección. El aislamiento térmico de las paredes y de los techos es esencial, así como una ventilación adecuada.

i) Temperatura

La temperatura inicial de las incubadoras debe ser de 35°C, medido como tal al nivel de las espaldas de las pollitos. A medida que las aves crecen, la temperatura ambiental se debe reducir en 2.5°C por semana. Con el tiempo y al llegar las aves a la edad de 5-6 semanas, la temperatura ambiental debería variar de 18 a 21°C (Curtis, 1988). Un termómetro solo, sin embargo, es una herramienta insuficiente para asegurar la comodidad de las aves. Los pollitos mismos deberían también ser indicadores (North y Bell, 1990).

ii) Ventilación

Todos los gallineros deben ser adecuadamente ventilados, naturalmente o por aire forzado. En la mayoría de las instalaciones, el régimen mínimo de ventilación en el verano debe ser de más o menos 12 cambios de aire por hora. Este régimen es normalmente suficiente para mantener en grado de amoníaco en los edificios en niveles aceptables. El nivel de amoníaco en los gallineros no debería exceder 25 ppm. Un nivel más alto puede perjudicar tanto el bienestar de las aves como el del personal.

iii) Iluminación

Los sistemas de iluminación varían mucho. Sin embargo, se debe siempre utilizar una iluminación artificial controlada con un reloj automático. Los pollitos criados en polleras, habitualmente están continuamente expuestos a una fuente luminosa blanca de aproximadamente 35 lux (3.5 pc) durante los primeros cuatro días de salidos del cascarón. Los pollitos de parrilla criados en corrales deben recibir 35 lux de luz a nivel del piso durante las primeras 48 horas siguientes a la salida del cascarón, con un ciclo de luz de 23 horas, y un ciclo de oscuridad de una hora. Un programa de 23 horas es preferible a 24 horas de luz, porque las aves se acostumbran así a los períodos de oscuridad. La luz es muy fuerte, pero es esencial para que los pollitos aprendan a beber y a comer muy temprano. Después de los primeros dos días, la intensidad luminosa se debe reducir a más o menos 10 lux (1 pc) a nivel de piso (North y Bell, 1990). Los pollos de reemplazo reciben generalmente la misma iluminación que los pollitos de parrilla, hasta las seis semanas de edad, cuando se implementan programas de iluminación restringida. Estos programas prevén la reducción progresiva de la horas de iluminación, hasta más o menos ocho horas por día.

iv) Cama

Muchos tipos diferentes de cama han sido usados exitosamente en corrales de crianza. En la mayoría de las regiones de Canadá, se da preferencia a la paja de trigo o a las virutas de madera. Por lo general, se considera que una cama que parece seca es más importante que una cama que parece limpia; en la medida del posible, se debe evitar de volcar agua, por la utilización de bebederos adecuados. Los cambios de aire deben suficientemente numerosos en el edificio para eliminar el aire húmedo de los corrales, pero, al mismo tiempo, se debe tomar cuidado para no reducir el nivel de humedad hasta crear un problema con el polvo.

v) Alimentos y agua

Se debe siempre proveer agua limpia y fresca. Todos los tipos de comederos utilizados deberán haber sido probados exitosamente (comederos de piso, colgados y mecánicos). En la medida del posible, es conveniente agregar alambres o rollos a los comederos, para evitar que las aves derrochen o ensucien sus alimentos. El tamaño y el tipo de comederos deben ser apropiados según la edad y el tamaño de las aves. Deben tener espacio suficiente para que todas las aves puedan comer al mismo tiempo.

vi) Densidad de población

La tabla 5 contiene directrices sobre los requerimientos de espacio de las aves. Los tamaños de espacio recomendados se deben considerar como "reglas básicas", más bien que como tamaños mínimos absolutos.

b) Gallinas ponedoras y gallinas de cría

En general, el tipo de edificio que se requiere para gallinas ponedoras y de cría, es parecido al que se usa para pollitos criados en corrales. Sin embargo, el diseño interior y el equipo requerido son diferentes. Las instalaciones para gallinas ponedoras y de cría mantenidas sobre pisos, generalmente están equipadas con zanjias o con tablas para excrementos, nidos, comederos adecuados o comederos colgados y bebederos automáticos.

Para prevenir el canibalismo, se corta a menudo la extremidad del pico de las aves, con una cortadora eléctrica de pico. Las aves con el pico cortado demasiado corto pueden sufrir de un atraso de su desarrollo y luego tener problemas de puesta. El corte excesivo de picos debe entonces ser evitado, tanto por razones humanitarias como económicas.

i) Ventilación

El régimen de ventilación requerido en verano e invierno en instalaciones para gallinas ponedoras y gallinas de cría, es más o menos similar a los requerimientos de las instalaciones para aves de reemplazo. En invierno, el sistema de ventilación debe quitar la humedad, mientras que mantiene una temperatura óptima de entre 18 a 24°C. En verano, el sistema debería mantener la temperatura a menos de 27°C. A temperaturas superiores a 27°C, las gallinas ponedoras comienzan a sufrir y a bajar su producción (North y Bell, 1990).

ii) Iluminación

Para una producción óptima, se debe proveer una luz artificial a la gallinas ponedoras. Se prevé normalmente 14 horas de luz blanca por día, con una intensidad luminosa de 10 lux (1 pc) a nivel de los comederos y bebederos (North y Bell, 1990).

iii) Cama

Los pisos son normalmente cubiertos de una cama de paja o de viruta de madera. Ocasionalmente, las instalaciones tienen pisos de alambre de 2.5 cm x 5 cm, de tamaño fuerte, soldados eléctricamente, lo que excluye la necesidad de cama.

Las instalaciones apropiadas para el mantenimiento de gallinas ponedoras en jaula, disponen generalmente de jaulas individuales o múltiples en filas, con un espacio de aproximadamente 76 cm entre cada jaula. Las jaulas más populares son aquellas de tipo escalera o de puente único, equipadas con un sistema de limpieza mecanizado, ya que la limpieza de los excrementos es más fácil que con jaulas de puente múltiple.

iv) Alimentos y agua

Los alimentos apropiados para las diversas etapas y niveles de producción, son fácilmente disponibles comercialmente. Los alimentos se pueden abastecer bajo forma de migajas o de pastillas (pellets). Las raciones para las gallinas ponedoras y las de cría contienen generalmente 16% de proteínas. El agua está abastecida con bebederos automáticos. Para las gallinas ponedoras alojadas en corrales de incubación, los bebederos de tipo goteo o de copa pequeña han sido utilizados con éxito.

v) Densidad de población

La tabla 5 contiene algunas directrices para los requerimientos de espacio para gallinas.

c) Condiciones comerciales vs experimentales

Las condiciones de alojamiento, de alimentación y de manejo de pollos han sido tratados como en la práctica comercial. La diferencia principal entre la situación comercial y la situación experimental es que, esta última, implica muchos tratamientos diferentes y repetidos, que pueden frecuentemente necesitar el uso de varios pequeños corrales o trabajar con muchos grupos

pequeños en polleras. Estas aves se deben alimentar individualmente o en grupos, y los datos colectados para cada caso. La investigación pecuaria orientada hacia la producción, para que sea pertinente, requiere en la mayoría de los casos una aproximación de buenas prácticas comerciales de alojamiento y de manejo.

Cuando se utilizan pollos como sujetos de ensayo en investigaciones biomédicas y de comportamiento, las condiciones ambientales descritas anteriormente para pollitos y para aves adultos se deberían considerar como las normas aceptables mínimas. Cuando se deben introducir pollos en un bioterio donde no se las aves no están usualmente alojadas, hay que proveer las jaulas apropiadas. En estas circunstancias, conviene consultar a especialistas en avicultura y en

TABLE 5 DIRECTRICES PARA LOS REQUERIMIENTOS MÍNIMOS DE ESPACIO PARA AVES DE CORRAL

| Períodos de incubación y de crecimiento | Superficie de piso/ave cm ² |
|---|---|
| | 464 ^a -1116 ^b |

| | | |
|--|---|--------------------------------------|
| Cercados sobre tierra | 0-6 semanas > 6 semanas | 742 ^a -2786 ^b |
| Alojamiento en jaulas ^c | Tipo Leghorn/tamaño medio 0-6 semanas 6-12 semanas 12-20 semanas | 97/155 194/310 290/348 |
| Periodo de puesta | | 1625 |
| Cercados con cama | | 1858 |
| Tipo Leghorn | | |
| Tamaño medio | | 387 |
| Alojamiento en jaulas | | 452 |
| Tipo Leghorn | | |
| Tamaño medio | | |
| Gallinerías de cría - machos y hembras | | 1393 ^a -2786 ^d |
| Cercados con cama | | |
| Espacio para dispensadores de alimentos - Longitud/ave cm | | 10 |
| Nidos - por 100 ponedoras | | 25 |

Adaptado de Curtis (1988) y North y Bell (1990)

^a Pollitas Mini-Leghorn

^b Gallos jóvenes tipo carne

^c Las jaulas deben permitir a las aves de pararse

^d Tipo carne

ciencias de animales de laboratorio, para asegurar que se dé la atención debida a consideraciones tales como el espacio suficiente para la cabeza y para los comederos, y el tipo de piso apropiado. Se debe también cuidar que los comederos y los bebederos (particularmente si se usan fuentes y copas abiertas) estén ubicados para evitar que lleguen a ser contaminados con excrementos o obstruidos con material de cama.

C. CONTROL DE PLAGAS

Se deben implementar programas de control de infestaciones por plagas (moscas, mosquitos, pulgas, piojos, garrapatas, roedores, hurones y pájaros). El control más efectivo consiste en prevenir las entrada de las plagas, por la instalación de mosquiteros y el rellenado de las fisuras, manteniendo la integridad de todas las superficies, y eliminando los sitios de reproducción de las plagas. Se deben utilizar pesticidas con mucho cuidado y sólo cuando son necesarios, y donde los riesgos para los animales y para los procesos experimentales sean mínimos.

Los gatos se usan a veces para el control de roedores y de pájaros, por una cuestión más tradicional que científica. Cuando es el caso, deben recibir un cuidado veterinario adecuado, incluyendo una vacunación completa contra las enfermedades felinas comunes, incluyendo la rabia.

D. REFERENCIAS

1. AGRICULTURE CANADA. Publication 1822/E. Canadian farm building handbook. Communications Branch, Agriculture Canada, Ottawa, Ont., K1A 0C7. 1988.
2. AGRICULTURE CANADA. Publication 1757/E. Recommended code of practice for the care and handling of poultry from hatchery to processing plant. Communications Branch, Agriculture Canada, Ottawa, Ont., K1A 0C7. 1989.
3. IBID. Publication 1853/E. Recommended code of practice for the care and handling of dairy cattle. 1990.
4. IBID. Publication 1870/E. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-beef cattle. 1991.
5. IBID. Publication 1898/E. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-pigs. 1993.
6. BERGER, T., MAHONE, J.P., SVOBODA, G.S., METZ, K.W. and CLEGG, E.D. Sexual maturation in boars and growth of swine exposed to extended photoperiod during decreasing natural photoperiod. *J. Anim. Sci.* 1980; 51: 672-678.
7. BRAMBELL, F.W.R. CHR. Report of the Technical Committee to Enquire into the Welfare of Animals Kept Under Intensive Livestock Husbandry Systems. Her Majesty's Stationery Office, London, England 1965.
8. CANADIAN AGRI-FOOD RESEARCH COUNCIL. Recommended code of practice for the care and handling of farmed deer (Cervidae). Canadian Venison Council, Ottawa, Ont., K1P 5H7. 1996: 11-12.
9. IBID. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-veal calves. Ontario Veal Association, Guelph, Ont., N1K 1B1. 1998a: 2-6.
10. IBID. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-horses. CARC, Ottawa, Ont., K1A 0C6. 1998b: 2-6.
11. CURTIS, S.E. Measurement of stress in animals. In: Woods, W.R., ed. *Proc. Symp. Manage. Food Producing Anim.* Purdue Univ., West Lafayette, IA, 1982; 1: 1-10.
12. CURTIS, S.E. *Environmental management in animal agriculture.* Ames, IA: Iowa State Univ. Press, 1983.
13. CURTIS, S.E., ed. *Guide for the care and use of agricultural animals in agricultural research and teaching.* Consortium for Developing a Guide for the Care and Use of Agricultural Animals in Agricultural Research and Teaching (309 West Clark Street, Champaign, IL 61820) 1988.
14. CURRENCE, H.D. and MCFATE, K.L. *Agricultural wiring handbook.* 7th Ed. Publ. 8401, Columbia, MO: Natl. Food and Energy Council., 1984.
15. DUNCAN, I.J.H. Animal rights - animal welfare: A scientist's assessment. *Poult. Sci.* 1981; 60: 489-499.
16. EDWARDS, G.B. Clinical assessment of pain, distress and discomfort in ruminants. In: Gibson T.E. and Paterson, D.A., eds. *The detection and relief of pain in animals.* London: British Veterinary Association Animal Welfare Foundation, 1985: 85-88.
17. ENSMINGER, M.E. *Horses and Horsemanship.* 4th Ed. Danville, IL. The Interstate Printers and Publishers Inc., 1969.

ENSMINGER, M.E. and PARKER, R.O. *Sheep and goat science.* 5th Ed. Danville, IL. The Interstate Printers and Publishers Inc., 1986.
18. FRASER, A.F. Behaviour of livestock under intensive conditions of husbandry. *Appl. Anim. Ethol.* 1975; 1: 111-112.
19. FREEMAN, B.M. Stress and the domestic fowl; a physiological appraisal. *World Poultry Sci. J.* 1971; 27: 263-275.

20. GENTLE, M. Measurements of pain, distress and discomfort in poultry and other birds. In: Gibson T.E. and Paterson, D.A., eds. The detection and relief of pain in animals. London: British Veterinary Association Animal Welfare Foundation, 1985: 92-95.
21. GIBSON, T.E. and PATERSON, D.A., eds. The welfare of animals in transit. London: British Veterinary Association Animal Welfare Foundation, 1986.
22. LINKLATER, K.A. and WATSON, G.A.L. Sheep housing and health. *Vet. Rec.* 1983; 113(24): 560-564.
23. MAYBRY, J.W., JONES, R.D. and SEERLEY, R.W. A comparison of an 8-versus 16-hour photoperiod during lactation on suckling frequency of the baby pig and maternal performance of the sow. *J. Anim. Sci.* 1983; 57: 292-295.
24. MANN, C.M. and HARVEY, P.N. Cage size and stocking density for laying hens. *World Poultry Sci. J.* 1971; 27: 350-356.
25. MENCH, J.A., MAYER, S.J. and KRULISCH, L. eds. The well-being of agricultural animals in biomedical research. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1992.
26. MIDWEST PLAN SERVICE. Horse housing and equipment handbook. 7th Ed. Ames, IA: MidWest Plan Service, Iowa State University, 1986.
27. IBID. Structures and environment handbook. 11th Ed. Ames, IA: MidWest Plan Service, Iowa State University, 1987.
28. MORENG, R.E. and EVENS, J.S. Poultry science and production. Reston, VA. Reston Publishing Company, Inc., 1985.
29. NATIONAL RESEARCH COUNCIL. Canadian farm building code. 7th Ed. Ottawa, Ont.: National Research Council, 1990.
30. NORTH, M.O. and BELL, D.D. Commercial chicken production manual. 4th Ed. New York, NY: Van Nostrand Reinhold, 1990.
31. OLDHAM, J.G. Clinical measurement of pain, distress and discomfort in pigs. In: Gibson T.E. and Paterson, D.A., eds. The detection and relief of pain in animals. London: British Veterinary Association Animal Welfare Foundation, 1985: 89-91.
32. SAINSBURY, D.W.B. Poultry housing and disease. *Vet. Rec.* 1983; 113(24): 565-568.
33. SAINSBURY, D.W.B. and SAINSBURY, P. Livestock health and housing. 3rd Ed. Toronto, Ont.: Baillière Tindall, 1988.
34. SIEGEL, P.B. The role of behaviour in poultry production: A review of research. *Appl. Anim. Ethol.* 1984; 11: 299-316.
35. SILVER, I.A. Horses. In: Gibson T.E. and Paterson, D.A., eds. The detection and relief of pain in animals. London: British Veterinary Association Animal Welfare Foundation, 1985: 82-84.
36. SMIDT, D. Advantages and problems of using integrated systems of indicators as compared to single traits. In: Smidt, D., ed. Indicators relevant to farm animal welfare. Boston, MA: Martinus Nijhoff, 1983: 201-207.
37. SMITH, W.K. and ROBERTSON, A.M. Observations on injuries to sows confined in part slatted stalls. *Vet. Rec.* 1971; 89: 531-533.
38. VETERINARY INFECTIOUS DISEASE ORGANIZATION. Farrowing barn design and management. VIDO (124 Veterinary Road, Saskatoon, Saskatchewan S7N 0W0), 1986.
39. IBID. Swine nursery design; feeder barn design and management 1987.
40. WATHES, C.M., JONES, C.D.R. and WEBSTER, A.J.F. Ventilation, air hygiene and animal health. *Vet. Rec.* 1983; 113(24): 554-559.

41. WEBSTER, A.J.F. Environmental stress and the physiology, performance and health of ruminants. J. Anim. Sci. 1983; 57: 1584-1593.
42. WILSON, W.O. Evaluation of stressor agents in domestic animals. J. Anim. Sci. 1971; 32: 578-583.

[[Capítulo Anterior](#)] [[Contenido](#)] [[Capítulo Siguiente](#)]

[[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)



V. EL CUIDADO DE LOS ANIMALES DE LABORATORIO

A. INTRODUCCIÓN

a) Cuidado y manipuleo de los animales

Todos los bioterios deben tener establecidos sus procedimientos operativos estandarizados (SOP, en inglés) para el cuidado animal. Si se requiere asistencia al respecto, se puede consultar el manual y el programa computarizado desarrollado por Olson, Morck, y Nabrotzky (1992).

Se deben observar a todos los animales por lo menos una vez por día.

Los animales están siendo manipulados cuando se les pone en jaulas nuevas, o cuando se os quiere utilizar para experimentaciones. La mayoría de los animales domésticos y de laboratorio no necesitan ser inmovilizados para tales manipulaciones de rutina, y reaccionan bien cuando son manejados con calma. En condiciones normales, todos los animales usuales de laboratorio, con excepción de los primates no humanos (PNH), se pueden manipular sin guantes u otro medio de inmovilización. En todos los casos se debe usar solo una fuerza mínima. El ajuste cuidadoso del tipo de iluminación y de su intensidad, a menudo facilitan el manipuleo de pájaros y de pequeños mamíferos silvestres (Fall, 1974).

Para tener éxito con las manipulaciones, hay que tener la capacidad de reconocer el estado de ánimo del animal, especialmente la desorientación, la aprensión y, en algunos casos, el malestar o el dolor. El entrenamiento apropiado es importante para que las manipulaciones sean más uniformes, lo que generalmente resulta en animales más manejables.

Cuando sea posible, se debe evitar el uso de ropa protectora incómoda, como los guantes, porque impiden a menudo que el técnico desarrolle el toque apropiado y puede ocasionar un estado de malestar a los animales. Sin embargo, cuando se deben manipular especies silvestres y semi domesticadas (visones, monos, etc.), hay que usar guantes protectores y equipo de inmovilización. El uso de jaula especiales de inmovilización seguido por la administración de tranquilizantes, es a menudo recomendado para manejar los PNH más grandes. Para efectuar cambios de jaula de rutina, se pueden usar dispositivos de traslado, perchas de contención, y el adiestramiento mediante gratificación. También se han diseñado y utilizado dispositivos de traslado para varias especies de pequeños roedores silvestres (Caudill y Gaddis, 1973).

El Volumen 2 de este *Manual* trata de las manipulaciones de cada una de las especies. Ministerio de Agricultura y Agro-Alimentos de Canadá ha publicado Códigos de práctica relativos al manejo de muchas especies de animales domésticos (Agriculture Canada, 1757/E, 1989; 1853/E, 1990; 1870/E, 1991; 1898/E, 1993; CARC, 1996; 1998a; 1998b).

B. PRÁCTICAS GENERALES

1. Recepción

El área de recepción a través de la cual entran en una instalación los animales y las cajas de transporte, es importante para la prevención global de las enfermedades. El examen de animales recién llegados debería tener varias metas: la evaluación de su condición y estado de salud; la prevención de contaminación cruzada entre animales de fuentes diferentes; y la comprobación de que la entrega corresponde al pedido. El estado de salud de los animales en su origen y la posibilidad de contaminaciones cruzadas durante el transporte son consideraciones importantes. Las contaminaciones cruzadas presentan siempre un riesgo mayor si los animales no son embarcados en un vehículo especializado en transporte de animales, proveniente de una sola fuente. Sin embargo, este riesgo puede ser disminuido por el uso de cajas de transporte dotadas de filtros.

Cada nueva entrega de animales debe llegar fuera de su caja, y ser examinada por personal competente y puesta en jaulas limpias en un área de recepción separada del resto del bioterio. El área de recepción debe ser limpiada y desinfectada después de cada entrega. Las cajas de transporte no deben entrar en la instalación principal a menos que sean adecuadamente descontaminadas. Deberían ser destruidas o completamente limpiadas y desinfectadas si se quiere reutilizarlas.

Los animales ingresantes deben identificarse y su llegada será adecuadamente registrada. Los animales que aparecen enfermos, o que han sido debilitados durante el transporte, se deben separar del resto y ser guardados en un lugar apropiado para observación y tratamiento. Cuando eso no es factible, se debe realizar la eutanasia de estos animales enseguida.

2. Acondicionamiento y cuarentena

El nivel de acondicionamiento requerido depende de las diferencias entre la condición microbiana de los animales residentes y de los animales entrantes. Los roedores son usualmente criados para el laboratorio. Pueden llegar de los abastecedores con antecedentes conocidos de salud, alimentación y, hasta cierto punto, con sus antecedentes genéticos. Similarmente, otras especies de cría provenientes de abastecedores de buena reputación, llegan con sus perfiles completos de salud y con un tratamiento profiláctico especificado. No se necesitará normalmente poner nuevamente en cuarentena tales animales para confirmar su estado de salud; sin embargo, un período de espera de varios días les dará animales la oportunidad de ajustarse a su nuevo medio. **Un período mínimo de ajuste de dos días se requiere después del transporte para estabilizar la función inmunitaria, los niveles de corticoesterona y otros parámetros fisiológicos** (Small, 1984; Toth y January, 1990).

Los animales vagabundos o donados adquiridos legalmente, los animales provenientes de su medio natural, tales como los PNH, y los animales de fuentes desconocidas, deben ser sometidos a un período de acondicionamiento luego de su recepción. El acondicionamiento requiere que el animal sea mantenido en un lugar separado por un período de una a seis semanas. La duración del período de acondicionamiento dependerá de las especies, del estado de salud de los animales, de la confiabilidad del abastecedor, y de la decisión de iniciar o no un proceso para detectar la presencia o la exposición a agentes infecciosos. Durante este período, se debe proceder a un examen físico completo de los animales. La decisión de realizar otros exámenes dependerá de la especie animal y del uso al cual se la destina.

El período de acondicionamiento debería ser suficientemente largo para permitir evaluar si el animal conviene para el uso al cual se lo destina, y también para asegurarse que no tiene enfermedades contagiosas, zoonóticas u otras. Este período de acondicionamiento también puede incluir pruebas serológicas para la detección de anticuerpos para virus y otros patógenos, el examen para parásitos internos y externos, para micoplasma y otras bacterias patógenas. Si se sospecha que el animal fue contaminado durante el transporte, hay que dejar el tiempo necesario para que la enfermedad se manifieste y para la producción de anticuerpos. Se debe también dejar el tiempo suficiente para los tratamientos o la vacunación contra las enfermedades que tienden a ser endémicas en las especies animales en período de acondicionamiento.

Durante el período de acondicionamiento/cuarentena, se deben alojar a los animales en instalaciones separadas de los otros, sin movimientos de personal, equipo, material o ventilación entre los dos grupos (Frost y Hamm Jr., 1990), a menos que se hayan tomadas medidas efectivas para impedir la contaminación cruzada.

3. Alojamiento (mantenimiento)

Los locales tradicionales deben alojar una sola especie animal, a menos que estos animales sean mantenidos en jaulas, estantes o gabinetes de aislamiento. Si se tiene el espacio suficiente, los animales de una misma especie provenientes de proveedores

diferentes, también deben ser separados según su estado de salud o alojados en jaulas de aislamiento. Cuando no se puede evitar mezclar las especies y/o los remanentes de fuentes diferentes, se debe hacer lo posible para juntar los animales con comportamientos compatibles, que tienen requerimientos ambientales similares, y para los cuales el riesgo de contaminación cruzada es bajo. Los PNH no deben ser alojados con otras especies.

Los animales deben estar alojados en lugares adecuados, tal como ha sido descrito en las secciones dedicadas a cada especie animal en el Volumen 2 de este *Manual*.

4. Identificación y registros

Se puede identificar los pequeños animales de laboratorio por grupo o por jaula, si el estudio no requiere una identificación individual de los animales. La identificación individual puede consistir en etiquetas o muescas de oreja, tatuajes, marcas de rabo, implantes subcutáneos de microchips, o con otros métodos apropiados para cada especie (Hayden, 1974; Ball, Argentieri, Krause *et al.* 1991; Iwaki, Matsuo y Kast, 1989; Castor y Zaldivar, 1973). Marcas con tinta sobre el pelo son adecuadas para la identificación a corto plazo. Los animales de laboratorio más grandes deben siempre ser identificados individualmente por tatuaje, una placa de cuello, una etiqueta individual, o un microchips de identidad subcutáneo.

El Consejo Canadiense de Protección de los Animales (CCPA) se opone el uso del corte de dedo de pie como método de identificación para experiencias de corto plazo de aprendizaje en campo. Cuando se debe identificar de manera permanente e individual a los recién nacidos de una camada de pequeños roedores, el tijereteo de dedo del pie puede ser necesario. Si por cualquier razón este procedimiento tiene que ser aplicado a animales salidos del periodo neonatal, se debe administrar un anestésico local o general (Stonehouse, 1978).

Se puede insistir mucho sobre la importancia de mantener registros completos y precisos sobre todos los animales experimentales. La información siguiente debería ser registrada para cada animal: **fecha de llegada, sexo, edad y peso estimados, raza y tipo, color y marcas, y cualquier anomalía física u otra característica de identificación** (ILAR, 1984). **El nombre del proyecto o del investigador y el número del protocolo que le está asignado deben ser anotados, así como también el nombre del abastecedor y del método de disposición eventual.** Los registros de los animales deben guardarse por un período de un año después del sacrificio de los animales. En cada jaula donde están alojados animales, antes o durante una experimentación, debe tener una ficha que indique claramente el sexo y el número de los animales que contiene, el investigador responsable por ellos y cualquier instrucción especial sobre su cuidado. Los registros, especialmente cuando se utilizan conjuntamente con equipos de informática, pueden facilitar el manejo del bioterio (Wasserman, Blumrick y Liddell, 1982; Rieger y Beriault, 1983).

Es una buena práctica el uso de fichas sobre las puertas de salas de animales que indican las especies, el o los investigadores responsables para los animales, y cualquier información especial que pueden ser importante.

Las personas que donan animales para instalaciones de investigación deben firmar una declaración expresando que son sus propietarios legales. Este documento debe incluir la identificación del animal, según los criterios anteriormente anotados, y debe especificar que el propietario cede todos sus derechos sobre el animal a la institución, que podrá disponer del animal a su juicio. Para ciertas especies animales (tales como los perros, para los cuales existe un sistema nacional de registro), se debe siempre verificar la presencia de marcas de identificación.

C. EL CUIDADO DE LOS ANIMALES

1. Alimentos

A menos que el estudio lo requiera de otra manera, todos los animales deberían recibir una alimentación sabrosa, saludable y nutritivamente adecuada según los requerimientos de las especies. En algunas experimentaciones, donde cantidades pequeñas de residuos químicos pueden influir los resultados, se pueden obtener dietas certificadas de los fabricantes de alimentos para animales de laboratorio, que incluyan el análisis preciso de los plaguicidas contaminantes, herbicidas, etc.

a) Almacenaje de los alimentos

Siempre que sea posible, se deben dar alimentos pasteurizados o esterilizados obtenidos de abastecedores reconocidos. Hay que almacenar los alimentos de manera de reducir los riesgos de contaminación, deterioro o desgaste. Los alimentos secos deben utilizarse dentro de los seis meses de la fecha de molienda, mientras sean almacenados en un lugar fresco y bien ventilado. Los alimentos irradiados se pueden guardar aproximadamente el doble del tiempo en estante conservados en las mismas condiciones. Los alimentos para primates y cobayos deben ser utilizados dentro de los tres meses de la fecha de molienda, a menos que sean complementados con vitamina C. Para evitar problemas de deterioro de los alimentos con tiempo, se debe obtener del abastecedor la fecha de molienda de cada entrega (generalmente un código en las bolsas lo indica). Las bolsas deben ser marcadas, colocadas sobre paletas o estantes de plástico o de metal a distancia del piso, y almacenados de manera tal que las bolsas más viejas se usen primero. No se deben aceptar entregas de alimentos que sean frescos. Se podrá incrementar de manera apreciable el tiempo de almacenaje de los alimentos, si se mantienen a una temperatura de <16C (60.8F) (Weihe, 1987). Los alimentos enlatados pueden almacenarse sin riesgo por períodos largos. Se puede mejorar la calidad de la dieta con verduras verdes limpias, apropiadas para el consumo humano; sin embargo, se deben evitar los restos de verduras ya que pueden ser fuentes de infección.

Se suele esterilizar con autoclave los alimentos usados en ambientes de microorganismos controlados. La esterilización con autoclave disminuye las concentraciones de algunas vitaminas y de antioxidantes (Maerki, Rossbach y Leuenberger, 1989). Sin embargo, dietas que se pueden autoclavar están disponibles; estas contienen concentraciones elevadas de ingredientes sensibles al calor, para compensar las pérdidas inducidas por la esterilización con calor. La vida en el estante puede ser disminuida, pero no necesariamente cuando el proceso está bien ejecutado (Oller, Greenman y Suber, 1985). La irradiación Gamma se usa también para esterilizar los alimentos (Halls y Tallentire, 1978).

No se deben almacenar cantidades grandes de alimentos en los locales de alojamiento de animales. Sin embargo, se pueden guardar cantidades pequeñas suficientes para uno o dos días, en recipientes resistentes a roedores.

b) Consideraciones especiales

Todos los animales tienden a reducir su consumo de alimento cuando están enfermos. Los animales con índices metabólicos altos (p. ej., roedores pequeños), y los que requieren tomar con bastante frecuencia alimentos de alto contenido proteico (p. ej., el gato), podrán debilitarse muy rápidamente. En los casos de anorexia en estas especies, se procederá enseguida a la intubación oral y la alimentación forzada, como así también a la terapia intravenosa (gato). Se imponen regularmente restricciones en la alimentación de mantenimiento de animales adultos para algunas cepas y especies animales, como los conejos. Los animales sometidos a una dieta restringida de alimento y agua por fines experimentales, deben vigilarse muy cuidadosamente en cuanto a la pérdida de peso, señales de deshidratación, estrés y deterioro de su salud (McIntosh y Staley, 1989). Se debe notar que las restricciones de alimentos y de agua pueden tener un efecto marcado sobre las reacciones de los animales a sustancias tóxicas y a otras variables del estudio (Damon, Eidson, Hobbs *et al.* 1986). Para algunas especies, particularmente los PNH, puede ser útil proveer una variedad de alimentos como un tipo de enriquecimiento ambiental.

Generalmente no se deben desparramar alimentos en el fondo de las jaulas, donde pueden contaminarse o ser dejados de lado. Sin embargo, hay excepciones como la provisión de alimentos a pájaros recién salidos del cascarón y a los animales anormales (discapacitados), tales como ratones con distrofia muscular.

2. Agua

El agua potable debe estar siempre disponible para todos los animales, a menos que sea contraindicado por el protocolo experimental. El agua de canilla, aún cuando proviene de los acueductos municipales, no es estéril y llega rápidamente a ser contaminada con más bacterias aun después de poner la botella sobre la jaula (Tober-Meyer y Bieniek, 1981). La vigilancia de la calidad del agua es un aspecto importante de cualquier programa de investigación, ya que la contaminación del agua y su composición química pueden afectar la salud de los animales y los resultados de las experimentaciones.

Los métodos disponibles para eliminar las contaminaciones microbiana y química incluyen la acidificación, la cloración, la ósmosis inversa, la ultrafiltración y los rayos ultravioletas (UV) (Newell, 1980). Algunos de estos métodos pueden alterar la función inmunitaria (Herman, White y Lang, 1982; Fidler, 1977) y el crecimiento en los animales de experimentación (Hall, White y Lang, 1980; Tober-Meyer, Bieniek y Kupke, 1981). Sin considerar si el agua de abastecimiento está tratado o no, todo el equipo que distribuye el agua debe limpiarse completamente según los SOP, y ser periódicamente controlado para contaminantes

bacteriológicos.

Se debe elegir un sistema de distribución de agua que presente riesgos mínimos de propagación de enfermedades o de contaminación de la fuente de abastecimiento. Las botellas de agua deben ser transparentes a fin de verificar rápidamente la limpieza y el nivel del agua. Además deben ser de un material resistente a la esterilización y tener una boca grande para facilitar la limpieza. Las botellas de agua se deben siempre reemplazar por botellas limpias y llenas de agua fresca, en vez de volver a llenar las que estén en uso. Los animales alojados en temperaturas bajo del punto de congelación pueden requerir recipientes de agua calentados.

Los sistemas de bebederos automáticos son económicos pero si no han sido adecuadamente diseñados, son difíciles de desinfectar bien, lo que puede conducir a una contaminación cruzada (Malatesta y Schwartz, 1985). Los sistemas de recirculación de agua impiden el estancamiento y ayudan a prevenir la acumulación progresiva de microorganismos. La presión correcta en las válvulas de los bebederos impide el reflujo de agua en los caños cuando los animales beben o juegan con las válvulas. El mal funcionamiento de los sistemas de bebederos automáticos puede resultar en el ahogamiento o en deshidratación; consiguientemente, se debe verificar los sistemas regularmente y completamente. Se debe enseñar a algunos animales a beber agua de los sistemas de bebederos automáticos. Estos sistemas no son recomendados para cobayos, a menos que ya estén acostumbrados.

La mayoría de los peces tiene una tolerancia baja al cloro y a los iones de cobre. Por lo tanto, su abastecimiento de agua debe ser desclorinado u obtenido de una fuente sin tratamiento, y no debería llegar en el acuario en caños de cobre.

3. Ejercicio

Los expertos no concuerdan sobre la necesidad de ejercicio para los animales de laboratorio. En tales casos, la decisión es tomada por el veterinario del laboratorio en consulta con los investigadores. Aunque muchos animales adultos no parezcan interesados en hacer ejercicios, lo hacen en el proceso de satisfacer sus necesidades de comportamiento (Fox, 1990). Los requerimientos de ejercicio para los animales están determinados según las especies, edad y el medio. Existen, en cantidad limitada pero variada ya dicha información aumenta continuamente, resultados de investigaciones sobre los requerimientos de cada especie para el ejercicio. Los animales jóvenes, en la mayoría de las especies, hacen mucho más actividades de juego y de ejercicio que los adultos. En ciertas especies puede ser que el ejercicio no sea necesario en los animales adultos para mantener su salud fisiológica (Weihe, 1987; Clark, 1990). Varios estudios sugieren que el incremento de las dimensiones de las jaulas estándares de 76 cm x 76 cm x 76 cm (30" x 30" x 30"), o el hecho de dar media hora de ejercicios diarios, o el alojamiento en cercado de 1.22 m x 3.05 m (4' x 10') no tienen ningún efecto beneficioso sobre el comportamiento, la salud o el aumento de actividades voluntarias en el beagle criado en laboratorio (Hite, Hanson, Bohidar *et al.* 1977). La decisión debe ser basada en la raza del animal, su temperamento, su condición física, las condiciones en las cuales fue alojado anteriormente y en el tiempo previsto de confinamiento. Sin embargo, las jaulas de los animales siempre deben ser suficientemente grandes como para permitir las adaptaciones de los comportamientos y posturas naturales (véase Anexo I). Hay muchos métodos y programas de ejercicios variados que están utilizados exitosamente en perros (Eckstein, Moran, Gomez *et al.* 1987; Clark, 1990; Hughes y Campbell, 1990), incluyendo programas de paseos para los animales con la ayuda de voluntarios externos. Las ratas en jaulas ejercitan de manera espontánea cuando juegan con sus compañeros de jaula y cuando se alimentan (Weihe, 1987) (véase también Las necesidades sociales y comportamentales de los animales de experimentación).

D. MANTENIMIENTO DE LAS INSTALACIONES

1. Limpieza y medidas sanitarias

Los empleados deben saber que la aplicación de buenas prácticas de limpieza y de desinfección son importantes para la prevención de las enfermedades (Small, 1984; Harrison y Mahnke, 1991; Van Houton y Hayre, 1991). Todas las jaulas, cercados, soportes, acuarios, equipamientos, etc., deben ser completamente limpiados y desinfectados antes de utilizarlos de nuevo. La mayoría de estos artículos deben ser limpiados regularmente (habitualmente cada semana) durante su uso. **Por regla general, los animales de laboratorio deberían ser trasladados en jaulas recién limpiadas por lo menos una vez por semana.** Las prácticas de limpieza necesitan ser modificadas según las especies y el sistema de alojamiento para los animales domésticos, las aves, los reptiles y los animales acuáticos. Se debe averiguar constantemente la eficacia de los detergentes y desinfectantes así también como los programas de limpieza (Thibert, 1980).

La limpieza y el mantenimiento son muy dependientes del diseño y del material de construcción de las instalaciones. El objetivo de un programa sanitario es de reducir la contaminación microbiana o "carga biológica" a un nivel que reduce la posibilidad de cualquier contaminación cruzada (Harrison y Mahnke, 1991). Medidas sanitarias apropiadas evitarán la transmisión de infecciones por el personal. La limpieza y las medidas sanitarias complementan simplemente los procedimientos apropiados que minimizan la contaminación (Thibert, 1980). Actividades tales como la pulverización de presión y la descarga de la cama pueden diseminar en aerosol microorganismos y permitirse así contaminaciones cruzadas, si los animales están presentes (Frost y Hamm Jr., 1990). El hecho de abrir las puertas puede alterar la ventilación en la instalación, incrementando la posibilidad de propagación de contaminantes (Keene y Sansone, 1984). El equipamiento móvil puede transmitir organismos entre las áreas; consecuentemente, tal equipamiento debería permanecer en un local o un área definida.

Los locales donde se hacen intervenciones con animales de origen diferente son una fuente posible de contaminación cruzada. Se debe efectuar una desinfección apropiada de las superficies después de cada uso.

La cama en las jaulas o en los cercados de los animales debería ser cambiada tan frecuentemente como sea necesario para mantener los animales limpios, secos, y relativamente sin mal olor, y para mantener el nivel de amoníaco en la jaulas en niveles aceptables. En ratas, este nivel es de 25 ppm (Schoeb, Davidson y Lindsey, 1982). Para los animales menores de laboratorio, se debe cambiar la cama de las jaulas de una a tres veces por semana según variables tales como el tamaño de los animales, la densidad de la población, el tipo de jaula y el grado de producción de excrementos. Las especies más grandes tales como los perros, gatos y PNH requieren por lo menos un cambio diario.

Las escudillas de comida deberían limpiarse y desinfectarse fácilmente.

Las jaulas de los animales se limpian más fácilmente si el equipo mecánico de limpieza funciona con agua a 83C (180F) o más por un tiempo mínimo de diez minutos. Las jaulas deberían enjuagarse cuidadosamente para sacar todo residuo de agentes de limpieza o de desinfectantes, porque la exposición a estos agentes puede perjudicar tanto al animal como a los resultados experimentales. Se debe revisar regularmente todo el equipo automático de limpieza para asegurarse de su buen funcionamiento. Cuando no hay lavador de jaula automático, el uso de vaporización de agua con desinfectante es preferible al tanque de inmersión con enjuague. Se debe notar que el hipoclorito de sodio y el yodoformo son eficaces para la mayoría de los virus animales; sin embargo, los desinfectantes deben ser elegidos según el espectro de los virus y de los organismos que deben ser destruidos, y la posibilidad de desactivación por el ambiente local. Hay referencias disponibles para ayudar a identificar los desinfectantes apropiados (Block, 1983; Harrison y Mahnke, 1991; Orcutt, 1991). Los esterilizantes/desinfectantes con base de dióxido de cloro están disponibles desde poco tiempo. Son utilizados en las instalaciones que alojan animales libres de organismos patógenos específicos o inmunodeficientes, por causa de su amplio espectro de rápida actividad, aún en la presencia de carga orgánica (Frost y Hamm Jr., 1990).

Todos los agentes químicos deberían usarse adecuadamente según las instrucciones de las etiquetas. Los detergentes, desinfectantes y plaguicidas pueden ocasionar cambios en el animal de experimentación, induciendo o inhibiendo actividades enzimáticas celulares (Burek y Schwetz, 1980). Esto debería tomarse en cuenta cuando se conduce una experiencia que podría ser afectada desfavorablemente.

2. Recogida de desechos

Los animales muertos, sus tejidos y excrementos, la cama, los alimentos inutilizados, etc., deberían ser recogidos en recipientes estancos de metal o de plástico con tapas bien ajustadas y bolsas estancas desechables. Las bolsas son esenciales para tejidos de animales, cadáveres y residuos radioactivos o tóxicos. Los desechos infecciosos idealmente deberían ser incinerados en el sitio. Si los desechos deben salir de las instalaciones, deberían ser esterilizados por autoclave antes de la recogida. La irradiación gamma es un método relativamente reciente de desinfección de productos de desechos que está siendo utilizada cada vez más (García, Brooks, Stewart *et al.* 1987).

Los desechos que no pueden ser rápidamente sacados deben almacenarse en un área fría diseñada para este fin. Tales áreas deben ser libres de plagas, lavarse y desinfectarse fácilmente y ser físicamente separadas de las otras instalaciones de almacenaje. El área de almacenaje de desechos debería ubicarse de manera tal que no haya necesidad de llevarlos a través de otros locales de las instalaciones.

Los animales muertos deberían ser sacados de sus jaulas tan pronto como se nota su muerte. El veterinario del laboratorio debe ser informado inmediatamente cuando un animal está enfermo o muerto. Cuando se descubren animales muertos deberían ser identificados adecuadamente, puestos en bolsas desechables de plástico y llevados a la sala de autopsia. En la sala de autopsia, deberían ser guardados en cámara frigorífica hasta la necropsia o ser eliminado según las instrucciones del investigador. Las directivas nacionales así también como las leyes municipales y provinciales controlan las prácticas de eliminación de desechos que pueden poner en peligro la salud pública (HC, 1996). En Saskatchewan, Alberta y Nuevo Brunswick controlan el manejo del ganado y la recogida del estiércol, y Ontario tiene un Código de Práctica sobre este tema (se pueden obtener copias de estos documentos en los Ministerios provinciales de agricultura).

Antes de instalar un incinerador para eliminar los desechos biológicos, es aconsejable reflexionar bien y consultar expertos.

3. Control de las plagas

Un edificio adecuadamente construido debería ser a prueba de las plagas, pero no está necesariamente libre de ellas. Las plagas entran mediante los alimentos, la cama, la gente y los animales. Los insectos y los artrópodos llevados así en una instalación, pueden actuar como los anfitriones intermediarios de ciertos parásitos, y también pueden transmitir mecánicamente bacterias y otros agentes patógenos (Hughes, Kassim, Gregory *et al.* 1989). Los roedores silvestres pueden transmitir una variedad amplia de bacterias, virus y parásitos a animales en jaula de especies parecidas estrechamente (Levine y Lage, 1984). Antes de introducir animales en instalaciones nuevas, hay que averiguar con cuidado que sean libres de plagas.

Las plagas deberían ser controladas en edificios viejos ya infestados. Un programa de control incluirá el entrenamiento apropiado del personal, un buen método de recolección de desechos, el sellado o la eliminación de los sitios de reproducción, la exterminación mediante plaguicidas o trampas, y la recolección de todos los animales libres y/o silvestres. Es importante aplicar los plaguicidas únicamente bajo una supervisión profesional. Muchos plaguicidas son peligrosos para el ser humano y pueden perjudicar el animal de experimentación y aún la investigación (Bell, Farrell y Padgett, 1975). Cualquier programa de control que se inicia debe extenderse a todas las áreas de la instalación, con un cuidado especial de las áreas de almacenaje de cama y de alimentos. La utilización de gatos callejeros para el control de los roedores silvestres y de los que escaparon no es aceptable, al menos que sea en las instalaciones para animales domésticos y únicamente bajo la vigilancia estrecha de las autoridades.

También hay que tener cuidado que no haya una infestación por los insectos provenientes de una colonia que se encuentra en el bioterio o cerca. Es importante guardar tales colonias de insectos en áreas con mosquiteros o a dentro de continentes estancos. El uso de plaguicidas también debe ser compatible con estas colonias de insectos.

4. Cuidado en caso de emergencia y durante los días feriados

a) El cuidado de los animales de experimentación es necesario durante los fines de semana y las días feriados

Se sabe que cambios en el personal y los horarios de comida y de limpieza, como ocurren en estos períodos, son estresantes para animales acostumbrados a una rutina (Beaver, 1981).

b) El cuidado animal es una responsabilidad continua y diaria

Se debe enfatizar este punto en las descripciones de las tareas de trabajo para el personal de cuidado animal y en los contratos de los empleados afiliado a un sindicato. El cuidado animal básico debe ser categorizado como un "**servicio esencial**" y una cláusula a este sentido debe ser incluida en todos los convenios colectivos de trabajo, y no deberá ser sujeto a los paros de trabajo durante una huelga. El personal debe beneficiarse de sus fines de semana y de sus feriados, y se debe poder contar con personal capacitado en situaciones de emergencia.

Los nombres y teléfonos del personal responsable de los animales deber ser dados al personal de seguridad. Algunas instituciones pueden escoger tener también los teléfonos de las personas a contactar colocados en carteles. En ambos casos, deben estar disponibles en la instalación instrucciones para llamar el personal responsable del cuidado animal. Todo el personal del cuidado animal deben ser informados de sus responsabilidades en situaciones de emergencia.

El CCPA sugiere el procedimiento siguiente:

Disposiciones relativas a los servicios esenciales

Para adjuntar cerca de la cláusula relativa a las huelgas y a los "lock-out":

Cláusula

"Designación de empleados para el cuidado de los animales de investigación"

Las partes concuerdan que el cuidado apropiado* de todos los animales de investigación** estará asegurado por los miembros del grupo de negociación sindical, en caso de huelga o de lock-out durante el período de aplicación del convenio existente o de su prórroga.

* El cuidado adecuado implica el mantenimiento de condiciones apropiadas relativamente a las temperaturas, la humedad, los ciclos de iluminación y de ventilación, la distribución de alimentos y de agua, la limpieza, así también como ejercicios y el cuidado de las enfermedades cuando se necesitan.

** El término de animal de investigación designa cualquier vertebrado vivo, no humano, utilizado para fines de investigación, de enseñanza y en las pruebas.

Por lo menos siete días antes del inicio de una huelga o de un lock-out, el empresario designará e identificará un número de empleados que considera suficiente para asegurar, de manera continua, el cuidado apropiado a los animales durante la huelga o el lock-out. Una lista de los nombres se entregará al sindicato, y las partes concordarán en reunirse para concluir un acuerdo formal relativo a los empleados en el caso. Si las partes no logran llegar a un acuerdo al respecto de las personas a designar, el asunto estará referido al CCPA, para obtener de este Consejo una decisión final ejecutoria.

Todas las personas así designadas recibirán su sueldo regular durante el período en el cual se aplica la designación.

Se tomarán en cuenta las vacaciones arregladas anteriormente y otros asuntos y, en la medida de lo posible, las tareas a conferir estarán repartidas igualmente entre todos los empleados en el caso. Ninguna otra tarea estará conferida a estos empleados designados."

E. REFERENCIAS

1. AGRICULTURE CANADA. Publication 1757/E. Recommended code of practice for the care and handling of poultry from hatchery to processing plant. Communications Branch, Agriculture Canada, Ottawa, Ont., K1A 0C7. 1989.
2. IBID. Publication 1853/E. Recommended code of practice for the care and handling of dairy cattle. 1990.
3. IBID. Publication 1870/E. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-beef cattle. 1991.
4. IBID. Publication 1898/E. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-pigs. 1993.
5. BALL, D.J., ARGENTIERI, G., KRAUSE, R. *et al.* Evaluation of a microchip implant system used for animal identification in rats. Lab. Anim. Sci. 1991; 41(2): 185-186.
6. BEAVER, B.V. Behavioural considerations for laboratory dogs and cats. Compend. Cont. Ed. 1981; 2: 212-215.
7. BELL, T.G., FARRELL, R.K. and PADGETT, G.A. Ataxia, depression and dermatitis associated with the use of Dichlorvos

- impregnated collars in the laboratory cat. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1975; 167: 579-586.
8. BLOCK, S.S., ed. *Disinfection, sterilization and preservation*. 2nd Ed. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1983.
 9. BUREK, J.D. and SCHWETZ, B.A. Considerations in the selection and use of chemicals within the animal facility. *Lab. Anim. Sci.* 1980; 30: 414-419.
 10. CAMPBELL, S.A. Effects of exercise programs on serum biochemical stress indicators in purpose-bred beagle dogs. In: Mench, J.A. and Krulisch, L., eds. *Canine research environment*. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 77-80.
 11. CANADIAN AGRI-FOOD RESEARCH COUNCIL. Recommended code of practice for the care and handling of farmed deer (Cervidae). Canadian Venison Council, Ottawa, Ont., K1P 5H7. 1996: 4-10.
 12. IBID. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-veal calves. Ontario Veal Association, Guelph, Ont., N1K 1B1. 1998a: 6-9.
 13. IBID. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-horses. CARC, Ottawa, Ont., K1A 0C6. 1998b: 4-6.
 14. CASTOR, G.B. and ZALDIVAR, R.A. Tattooing rabbits' ears for identification. *Lab. Anim. Sci.* 1973; 23: 279-281.
 15. CAUDILL, C.J. and GADDIS, S.E. A safe and efficient handling device for wild rodents. *Lab. Anim. Sci.* 1973; 23: 685-686.
 16. CLARK, J.D. Research studies in exercise and behaviour of dogs. In: Mench, J.A. and Krulisch, L., eds. *Canine research environment*. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 61-64.
 17. DAMON, E.G., EIDSON, A.F., HOBBS, C.H. and HAHN, F.F. Effect of acclimation to caging on nephrotoxic response of rats to uranium. *Lab. Anim. Sci.* 1986; 36: 24-27.
 18. ECKSTEIN, E.C., MORAN, D., GOMEZ, E., POMERANZ, M.L., BLOCK, N.L. and KLINE, J. A method for tethering dogs in a run. *Lab. Anim. Sci.* 1987; 37: 234-235.
 19. FALL, M.W. Use of red light for handling wild rats. *Lab. Anim. Sci.* 1974; 24: 686-687.
 20. FIDLER, I.J. Depression of macrophages in mice drinking hyperchlorinated water. *Nature* 1977; 270: 735-736.
 21. FOX, M.W. Canine behavior. In: Mench, J.A. and Krulisch, L., eds. *Canine research environment*. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 21-28.
 22. FROST, W.W. and HAMM, T.E. Jr. Prevention and control of animal disease. In: Rollin, B.E., ed. *The experimental animal in biomedical research*. Boca Raton, FL: CRC Press, 1990; 1: 133-152.
 23. GARCIA, M.M., BROOKS, B.W., STEWART, R.B., DION, W., TRUDEL, J.R.J. and OUWEWKERK, T. Evaluation of gamma radiation levels for reducing pathogenic bacteria and fungi in animal sewage and laboratory effluents. *Can. J. Vet. Res.* 1987; 51: 285-289.
 24. HALL, J.E., WHITE, W.J. and LANG, C.M. Acidification of drinking water: its effects on selected biological phenomena in male mice. *Lab. Anim. Sci.* 1980; 30: 643-651.
 25. HALLS, N.A. and TALLENTIRE, A. Effects of processing and gamma irradiation on the microbiological contaminants of a laboratory animal diet. *Lab. Anim.* 1978; 12: 5-10.
 26. HARRISON, S.K. and MAHNKE, C. Selection and use of disinfectants and sterilants. *AALAS (Am. Assoc. Lab. Anim. Sci.)*

- Bull. 1991; 30(2): 10-14.
27. HAYDEN, P. (letters to the editor) Identification methods for rodents. *Lab. Anim. Sci.* 1974; 24: 428.
 28. HEALTH CANADA. Laboratory biosafety guidelines. Cat. No. MR 21-1/1996-E (2nd edn.). Ottawa, Ont.: Supply and Services Canada, 1996.
 29. HERMAN, L.M., WHITE, W.J. and LANG, C.M. Prolonged exposure to acid, chlorine or tetracycline in the drinking water: effects on delayed-type hypersensitivity, hemagglutination titers and reticuloendothelial clearance rates in mice. *Lab. Anim. Sci.* 1982; 30: 603-608.
 30. HITE, M., HANSON, H.M., BOHIDAR, N.R., CONTI, P.A. and MATTIS, P.A. Effects of cage size on patterns of activity and health of beagle dogs. *Lab. Anim. Sci.* 1977; 27: 60-64.
 31. HUGHES, D.E., KASSIM, O.O., GREGORY, J., STUPART, M., AUSTIN, L. and DUFFIELD, R. Spectrum of bacterial pathogens transmitted by Pharaoh's ants. *Lab. Anim. Sci.* 1989; 39: 167-168.
 32. HUGHES, H.C. and CAMPBELL, S. Effects of primary enclosure size and human contact. In: Mench, J.A. and Krulisch, L., eds. *Canine research environment*. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 66-73.
 33. INSTITUTE FOR LABORATORY ANIMAL RESOURCES (Committee on Laboratory Animal Records, 1984). Washington, DC: ILAR/National Academy of Sciences, 1990.
 34. IWAKI, S., MATSUO, A. and KAST, A. Identification of newborn rats by tattooing. *Lab. Anim.* 1989; 23: 361-364.
 35. KEENE, J.H. and SANSONE, E.B. Airborne transfer of contaminants in ventilated spaces. *Lab. Anim. Sci.* 1984; 34: 453-457.
 36. LEVINE, J.F. and LAGE, A.L. House mouse mites infesting laboratory rodents. *Lab. Anim. Sci.* 1984; 34: 393-394.
 37. MALATESTA, P.F. and SCHWARTZ, L.H. Use of a chemical tracer to evaluate water movement through two automatic watering rack manifolds during flushing. *Lab. Anim. Sci.* 1985; 35: 89-91.
 38. MAERKI, U., ROSSBACH, W. and LEUENBERGER, J. Consistency of laboratory animal food following incubation prior to autoclaving. *Lab. Anim.* 1989; 23: 319-323.
 39. MCINTOSH, J. and STALEY, E.C. (moderators) Limitations of food and water deprivation. In: Guttman, H.N., Mench, J.A. and Simmonds, R.C., eds. *Science and animals: addressing contemporary issues*. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1989.
 40. NEWELL, G.W. The quality, treatment and monitoring of water for laboratory rodents. *Lab. Anim. Sci.* 1980; 30: 377-383.
 41. NEWTON, W. An evaluation of the effects of various degrees of long-term confinement on adult beagle dogs. *Lab. Anim. Sci.* 1972; 22: 860-864.
 42. OLLER, W.L., GREENMAN, D.L. and SUBER, R. Quality changes in animal feed resulting from extended storage. *Lab. Anim. Sci.* 1985; 35: 646-650.
 43. OLSON, M.E., MORCK, D.W. and NABROTZKY, V.C.A. *Manual of standard operating procedures for animal facilities*, 1992. Available from: CALAS/ACTAL National Office, Bioscience Animal Service, M524 Biological Sciences Building, University of Alberta, Edmonton, Alberta, T6G 2E9 CANADA.
 44. ORCUTT, R.P. Evaluation of disinfectants and sterilants. *AALAS (Am. Assoc. Lab. Anim. Sci.) Bull.* 1991; 30(2): 15-17.

45. RIEGER, D. and BERIAULT, R. A microcomputer based program for the storage and retrieval of experimental animal information. *Lab. Anim. Sci.* 1983; 33: 390-394.
46. SCHOEB, T.R., DAVIDSON, M.K. and LINDSEY, J.R. Intracage ammonia promotes growth of *Mycoplasma pulmonis* in the respiratory tracts of rats. *Infect. Immun.* 1982; 38: 212-217.
47. SMALL, D.J. Rodent and lagomorph health surveillance - quality assurance. In: Fox, J.G., Cohen, B.J. and Loew, F.M., eds. *Laboratory animal medicine*. Toronto, Ont.: Academic Press, 1984: 709-723.
48. STONEHOUSE, B., ed. *Animal markings: Recognition marking of animals in research*. London and Basingstock: McMillan Press Ltd., 1978.
49. THIBERT, P. Control of microbial contamination in the use of laboratory rodents. *Lab. Anim. Sci.* 1980; 30: 339-349.
50. font face="Arial,Helvetica">TOBER-MEYER, B.K. and BIENIEK, H.J. Studies on the hygiene of drinking water for laboratory animals. 1. The effect of various treatments on bacterial contamination. *Lab. Anim.* 1981; 15: 107-110.
51. TOBER-MEYER, B.K., BIENIEK, H.J. and KUPKE, I.R. Studies on the hygiene of drinking water for laboratory animals. 2. Clinical and biochemical studies in rats and rabbits during long-term provision of acidified drinking water. *Lab. Anim.* 1981; 15: 111-117.
52. TOTH, L.A. and JANUARY, B. Physiological stabilization of rabbits after shipping. *Lab. Anim. Sci.* 1990; 40: 384-387.
53. VAN HOUTON, J. and HAYRE, M.D. Disinfectants and sterilants: their chemistry, use and evaluation. *AALAS (Am. Assoc. Lab. Anim. Sci.) Bull.* 1991; 30(3): 24-27.
54. WASSERMAN, R.S., BLUMRICK, K. and LIDDELL, R.W. III. An automated interactive animal colony management system. *Lab. Anim. Sci.* 1982; 32: 550-552.
55. WEIHE, M.H. The laboratory rat. In: Poole, T., ed. *UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals*. 6th Ed. New York, NY: Churchill Livingstone, Inc. 1987: 309-330.

[[Capítulo Anterior](#)] [[Contenido](#)] [[Capítulo Siguiente](#)]

[[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)

[About CCAC](#) [What's New](#) [Programs](#) [Publications](#) [Committees](#) [Contact](#) [Links](#) [Media](#)
[CCAC Programs -> Guidelines -> Manual sobre el cuidado y uso de los animales de experimentación - Capítulo VI](#)

[CCPA, Manual vol. 1 \(2nda edición\) 1998](#)

Capitulo VI - Las necesidades sociales y comportamentales

VI. LAS NECESIDADES SOCIALES Y COMPORTAMENTALES DE LOS ANIMALES DE EXPERIMENTACIÓN

A. INTRODUCCIÓN

En el pasado, se consideraba particularmente importante proveer un alojamiento adecuado para los animales de laboratorio, a fin de asegurarles buenas condiciones de higiene, facilitar su manejo y minimizar variables (de manejo). Hoy en día se da más importancia a reducir el estrés del animal y en mejorar su bienestar social y el comportamiento. El hecho de agregar diversos elementos de enriquecimiento ambiental puede o no resultar en un incremento de los costos de la actividad; sin embargo y a menudo hay beneficios inmediatos para el animal y, finalmente, para el investigador y la investigación.

Este capítulo contiene principios generales más bien que específicos. Estos principios no son infalibles, y no se deben interpretar al pie de la letra a costa del animal (por ejemplo, se puede encontrar que una agrupación social o ambiental que es generalmente deseable, no es apropiada para un animal en particular). Este capítulo, incluyendo la declaración de principios del Consejo Canadiense de Protección de los Animales (CCPA), será revisado regularmente y modificado cuando necesario. La capacidad para tratar animales como lo deseáramos requiere la aplicación sensible y concienzuda del conocimiento. Para alcanzar esta meta, debemos todos tener un juicio crítico, riguroso y científico. La situaciones de manejo y de alojamiento que cumplen con los requerimientos del comportamiento de los animales deben interpretarse como un ideal al cual debemos aspirar.

1. Qué es el bienestar animal?

Broom (1986) describe el bienestar animal como siendo "el estado en el cual se encuentra un animal que trata de adaptarse a su ambiente". Blood y Studdert (1988) lo definen como "el mantenimiento de normas apropiadas de alojamiento, alimentación y cuidado general, más la prevención y el tratamiento de enfermedades...". La American Veterinary Medical Association (AVMA) amplía este concepto para incluir que "todos los aspectos de bienestar animal, incluyendo el alojamiento apropiado, el manejo, la alimentación, el tratamiento y la prevención de enfermedades, el cuidado responsable, la manipulación humanitaria, y, cuando necesaria, la eutanasia humanitaria" (Anon., 1990).

Fraser (1989) nota que el bienestar animal comprende "...ambos el físico y el psicológico. Estos normalmente coexisten. El bienestar físico se manifiesta por un buen estado de salud. El bienestar psicológico se refleja, por su parte, en el bienestar del comportamiento. Este último es evidente en la presencia de comportamiento normal y la ausencia de comportamiento considerablemente anormal."

La Asociación Mundial Veterinaria (AMV) afirma que la etología animal "pone el énfasis en el conocimiento científico. Su objetivo es de clarificar: a) las necesidades a satisfacer; y b) los daños que se pueden evitar..." (AMA, 1989).

Hurnik (1988) define el bienestar animal como "un estado o condición de armonía física y psicológica entre el organismo y su medio." Sin embargo, concordamos que el bienestar animal no es un fenómeno único, y que no existe una definición que satisfaga a todos (Moberg, 1992; Baxter, 1993; Duncan y Dawkins, 1983).

La Real Sociedad para la Prevención de la Crueldad a los Animales reconoció recientemente la necesidad de llamar la atención sobre el estrés en los animales de experimentación y aliviarlo cuando se asocia con el sufrimiento (RSPCA, 1992). Una bibliografía anotada sobre el bienestar animal ha sido preparada recientemente (Murphy, Rowan y Smeby, 1991).

También, hay que acordarse siempre de la definición sensible escrita hace más de una década por Hollands: "Esto entonces es mi definición del bienestar animal: acordar a los animales la dignidad natural que merecen como seres vivos y sensible" (Hollands, 1980).

2. Enriquecimiento ambiental

El enriquecimiento ambiental está definido por Beaver (1989) como "elementos adicionales al ambiente de un animal con los cuales puede interactuar."

En regla general, la mayoría de los animales de experimentación son animales sociables y benefician de la compañía de sus congéneres o del humano. También, la previsibilidad de interacciones mejora generalmente el bienestar del animal, mientras que los agrupamientos frecuentes y la fase de estabilización dan resultados opuestos.

Se debe recordar que las experiencias de un animal durante sus fases de desarrollo determinan su comportamiento social. Por lo tanto, las condiciones de alojamiento de un animal en una instalación de crianza tendrán un impacto sobre su bienestar futuro.

Se deben dar las mismas consideraciones a las necesidades sociales de los animales usados en la investigación, en la enseñanza o en pruebas, como a los factores ambientales tales como la iluminación, la calefacción, la ventilación y la contención (jaulas). Particularmente en el caso de animales alojados individualmente, la observación diaria provee una forma alternativa de contacto social para el animal, y usualmente facilita las manipulaciones, en el sentido que el animal se acostumbra a la presencia del humano.

Un ambiente más complejo, el uso de dispositivos artificiales, y el uso mejor del espacio existente, tienen efectos estimulantes. El simple hecho de aumentar el número de pulgadas o centímetros cuadrados disponibles para un animal no favorece una utilización mejor del espacio (Line, 1987; Fajzi, Reinhardt y Smith, 1989); sin embargo, el espacio debe convenir a la especie animal. En animales alojados en grupos, se debe evaluar regularmente la relación del grupo social y del espacio disponible.

3. Formación de grupos

Cuando los animales entran en contacto, y que se establecen pares o grupos, hay un período inicial durante el cual establecen sus relaciones sociales (rango de predominio, etc.). Se pueden producir interacciones agresivas; sin embargo, cuando las condiciones son favorables, la organización social se estabiliza. Una vez establecida la jerarquía, las interacciones son sutiles, y basadas más sobre la evasión o la amenaza ritual que sobre la acción agresiva manifiesta. Si su rutina diaria se desorganiza, si se limitan recursos tales como los alimentos o los espacios de descanso, o si los animales están mal agrupados, la jerarquía llega a ser perturbada y el número de interacciones agresivas se multiplican. El bienestar del animal está amenazado cuando:

- a) el espacio es insuficiente para mantener una distancia adecuada para el comportamiento;
- b) el espacio de alimentación y de descanso para todos los individuos son insuficientes; o cuando la alimentación y el descanso no se pueden realizar concurrentemente;
- c) los agrupamientos son tan frecuentes que los animales deben experimentar repetidamente el proceso de estabilización; y
- d) los tamaños de los grupos no son apropiados para las especies.

La declaración anterior cuestiona las prácticas intensivas de confinamiento que impiden a los animales de ejercer sus actividades

normales, sociales como de comportamiento.

Además de su espacio mínimo de descanso, los animales necesitan también lo que se podría llamar el espacio secundario, que les permite una libertad de movimiento. Una excepción importante puede ocurrir al momento del parto, cuando la mayoría de las hembras deben tener sus espacios propios.

Se debe evitar de alojar animales individualmente, a menos que sea necesario por razones de salud, de agresión o de investigación. Los animales alojados solos deberían tener algún grado de contacto social con otros de su especie. Para la mayoría de las especies, se debe permitir por lo menos de establecer el contacto visual. El contacto olfativo y auditivo con otros animales es también habitualmente deseable.

Los protocolos que exigen el alojamiento individual deben describir las medidas propuestas para satisfacer los requerimientos sociales de los animales aislados (p. ej., donde apropiado, aumentar el contacto humano positivo). Los Investigadores deben justificar cualquier derogación a las directrices del CCPA adelante del Comité de protección de los animales y recibir su aprobación, antes de poder comenzar cualquier estudio. Todos los protocolos deben ser revisados por lo menos anualmente por el Comité de protección de los animales.

4. Declaración de principio

"LAS NECESIDADES SOCIALES Y COMPORTAMENTALES DE LOS ANIMALES DE EXPERIMENTACIÓN

El bienestar animal tiene dos componentes: físico y comportamental. El bienestar físico se manifiesta por un estado excelente de salud. El bienestar del comportamiento se manifiesta por el comportamiento considerado como normal para una especie y sepa dada, junto con la ausencia de comportamiento significativamente anormal. El bienestar del comportamiento refleja el bienestar psicológico, de manera que estos dos términos llegan a ser sinónimos para nuestro uso.

Para crear un estado de bienestar, cada animal necesita un ambiente social en el cual puede gozar de un mínimo de contactos básicos y de relaciones sociales positivas. El comportamiento social permite a los animales adaptarse a las condiciones de alojamiento. Enjaular a los animales, solos, por pareja o por grupos, debería ser hecho de manera a crear un ambiente estimulante apropiado para cada especie.

Es necesario reconocer que existen afinidades naturales que ocurren dentro de y entre especies. El aislamiento permanente como método de alojamiento, no debería ser normalmente utilizado. Sin embargo, en circunstancias excepcionales, y con una justificación científica y biológica clara, algunos animales pueden sentirse mejor guardados solos. Las interacciones positivas con el humano son importantes en algunas especies, particularmente en condiciones de aislamiento social. Algunos individuos parecen más fácilmente aceptados por animales que otros; se debería tomar este hecho en cuenta y favorecerlo al máximo.

Febrero, 1990"

B. ANIMALES USADOS EN LA INVESTIGACIÓN AGRÍCOLA

1. Introducción

El informe de la Comisión Brambell de 1965, describió las "Cinco Libertades", o derechos de los animales domésticos, como la capacidad de poder fácilmente "darse vueltas, asearse, levantarse, acostarse y estirarse" (Brambell, 1965). En 1989, la World Veterinary Association adoptó sus propios cinco derechos, que se aplican a todas las especies y que son basadas sobre las del Britain's Farm Animal Welfare Council (FAWC) (Webster, 1987). El FAWC ha enmendado recientemente estos cinco derechos, que definen los estados ideales y que ahora incluyen:

- a) el derecho de vivir sin hambre ni sed;
- b) derecho de vivir cómodamente;
- c) derecho de vivir sin sufrimiento, heridas y enfermedades;
- d) derecho de expresar un comportamiento normal;

e) el derecho de vivir sin miedo y angustia (Seamer, 1993).

Carpenter (1980) sugirió que los animales tengan una libertad suficiente para ejecutar movimientos físicos naturales, incluyendo rutinas diarias de actividades naturales; instalaciones para favorecer el descanso, el sueño y el aseo; agua y alimentos adecuado para mantenerse en buen estado de salud; contactos sociales con otros animales de la misma especie; la oportunidad para explorar y jugar, especialmente en animales jóvenes; y la satisfacción de las necesidades mínimas de espacio y territorio.

Todavía no se dispone del conocimiento científico necesario sobre el cual basar un conjunto exhaustivo de directrices que protegerían totalmente el bienestar de los animales domésticos (Comité de expertos sobre el comportamiento y bienestar de los animales domésticos (ECFAWB, 1987)). Sin embargo, el CCPA cree que hay información suficiente para establecer algunos principios generales que se pueden actualizar y expandir a medida que se obtiene información adicional.

Los Códigos Canadienses de práctica para los cerdos, los terneros lechales, las aves de corral, el ganado lechero y de carne (Agriculture Canada, 1757/E, 1989; 1853/E, 1990; 1870/E, 1991, 1898/E, 1993; CARC, 1996, 1998a, 1998b) contienen las normas básicas de la industria. En su mayoría, representan el mínimo que el CCPA exige para las instituciones de investigación que emprendan investigación agrícola. Los investigadores y otros que trabajan con animales domésticos deben conocer perfectamente estos códigos.

La Ley de salud animal (Government of Canada, 1990), que reemplazó la Ley sobre las enfermedades y la protección de animales, estipula que el "Gobernador-en-Consejo puede, por reglamento, tomar medidas para asegurar el tratamiento humanitario de los animales, y generalmente:

- i) controlar el cuidado, la manipulación y la disposición de animales;
- ii) controlar el manejo del transporte de animales dentro de, o fuera de Canadá; y
- iii) proveer el tratamiento o la eliminación de animales mal cuidados, manejados o transportados de manera humanitaria."

Curtis (1992) sugiere que hay un doble estándar con respecto a las prácticas agrícolas actuales y los procedimientos usados con animales domésticos en la investigación biomédica. Este es un dilema que enfrentan a veces los Comités de protección de los animales. Otro dilema ocurre cuando animales domésticos son utilizados en investigaciones sobre alimentos y fibras, y en investigación biomédica. Muchas veces es difícil etiquetar claramente tales estudios como siendo únicamente agrícolas o biomédicos (Stricklin, Purcell y Mench, 1992).

En intentar de desarrollar directrices, se debe siempre tener presente reflexiones, observaciones y preocupaciones relativas a los animales, porque, como lo menciona Hurnik (1988): "Hay cuidar mucho para evitar la tendencia emocional de confiar exclusivamente en las características que pueden preocupar a los humanos, pero que no son necesariamente centradas sobre la calidad total de la vida de los animales." Spedding (1988) también advierte que "quizás el peligro más grande son las presiones de parte de un público insatisfecho, que exige cambios para eliminar lo que le desagrada; sin embargo, estos cambios pueden resultar no solo en ningún mejoramiento, sino en una reducción del bienestar de los animales involucrados."

El hecho que debemos "trabajar para asegurar el bienestar de los animales a lo largo de su vida y hasta su muerte" (Webster, 1987), podría ser ilustrado por un ejemplo reciente de cambio debido a la percepción humana de lo que constituye la actitud humanitaria, tal como cuando Inglaterra pasó el reglamento de 1990 (efectivo el 5 de julio de 1992) de matanza de animales (condiciones humanitarias), exigiendo la inmovilización de la cabeza durante la matanza de ganado. Desafortunadamente, después del hecho, la medición de los niveles de cortisona demostró que el proceso de contención era mucho más estresante que de dejar el animal libre al momento de disparar la pistola cautiva de percusión (Ewbank, Parker y Mason, 1992).

2. El estrés infligido a los animales

El sufrimiento, definido sin mucho rigor como siendo la experiencia de una gama amplia de estados emocionales desagradables, tales como el dolor, el miedo, la ansiedad, la frustración y, quizás, el aburrimiento, puede ser una amenaza importante para el bienestar de un animal. Deficiencias en el bienestar de un animal pueden traducirse por cambios en su comportamiento, su fisiología, su estado sanitario, su reproducción o crecimiento. En un principio, muchas condiciones clínicas llegan a ser evidentes

para observadores, como un conjunto de indicadores de comportamiento (Fraser, 1984/85). Los animales deprimidos demuestran una disminución de las características del repertorio del comportamiento del animal normal (Fraser, 1984/85, 1988).

Las tres maneras de reaccionar al estrés incluyen cambios en el comportamiento, la activación del sistema nervioso autónomo y la activación del sistema neuroendócrino. El sistema nervioso autónomo, a causa de sus respuestas rápidas y específicas a muchas agresiones, ha sido una gran ayuda para el diagnóstico del estrés, por la evaluación del ritmo cardíaco, de la respiración, y de la secreción de catecolaminas. Muchos investigadores aceptan la aumentación de secreción de glucocorticoides como prueba de la aparición del estrés. Se ha demostrado que el estrés asociado con el transporte, a la inmovilización o a las manipulaciones, disminuye las funciones inmunitarias en varias especies de ganado (Grandin, 1992; Kelley, Osborne, Evermann *et al.* 1981; Coppinger, Minton, Reddy *et al.* 1990).

Sin embargo, Moberg (1985) afirma que el monitoreo fuera del laboratorio de las respuestas de los sistemas nervioso autónomo y endocrino, no es práctico y poco útil en definir el estrés y el bienestar en los animales domésticos. Duncan (1992) nota que se desarrollaron sistemas biológicos sofisticados para ayudar a los animales a adaptarse al estrés, y que, mientras es imposible de proteger a los animales domésticos de todo estrés, la solución para proteger su bienestar es de minimizar los costos biológicos del estrés inevitable, y de reconocer la necesidad de investigar sobre el estrés.

La idea de que los animales tienen ciertas "necesidades de comportamiento" ha recibido mucha atención. Por ejemplo, Baxter (1983) ha argumentado que todos los procesos psicológicos que afectan el bienestar animal deben tener un punto límite (o una banda que cubre una gama de valores) al cual el animal tratará de mantenerse, o al cual deseará volver. Las desviaciones de este límite ocasionarán una reducción en la calidad del bienestar del animal. Sin embargo, Hughes y Duncan (1988), después de haber revisado la literatura en esta área, demostraron que, en ciertos casos, un argumento podía ser en favor de los animales que necesitan ser capaces de demostrar comportamientos particulares, aún cuando la meta del comportamiento ya haya sido provista al animal.

Una necesidad del comportamiento se manifestará en los casos de comportamiento provocados principalmente por factores internos o por una interacción compleja entre factores internos y externos donde queda la manifestación de los tipos de comportamiento. Por ejemplo, si se provee un replica de un nido a una gallina, ella estará todavía motivada para desempeñar comportamientos normales de fabricación de su nido (Hughes, Duncan y Brown, 1989).

3. Alojamiento y mantenimiento

Tres factores mayores influyen el bienestar de los animales domésticos: a) el alojamiento; b) las calidades del responsable del ganado; y c) el manejo (Hurnik, 1988). Hughes y Duncan (1988) sugieren que, para proteger totalmente el bienestar, un sistema de alojamiento debe permitir el desempeño de ciertos tipos de comportamiento, además de responder a todas las necesidades ambientales de los animales. Sin embargo, todavía no se ha determinado cuáles son los tipos de comportamiento esenciales, y investigaciones están en curso para contestar a esta pregunta (p. ej., Dawkins, 1990).

En los EE.UU., el Association for Assessment and Accreditation of Laboratory Animal Care (AAALAC, 1991), tomó posición en el sentido que, en instalaciones acreditadas, el alojamiento y el cuidado de animales domésticos deben encontrar las normas que son aplicadas en los establecimientos bien manejados y de alta calidad.

Cuando se mantienen animales domésticos en el laboratorio, es importante ser consciente de su comportamiento en una situación de finca. Una característica importante que se observa en el comportamiento de los animales domésticos es la propensión individual a asociarse con otros y a formar grupos sociales (Mench, Stricklin y Purcell, 1992; Fraser y Broom, 1990; Grafen, 1990). El hecho de aislar un animal de sus congéneres es una importante fuente de estrés (Grandin, 1992; Gross y Siegel, 1981), pues los animales sociables obtienen su bienestar físico y fisiológico de uno al otro (Friend y Dellmeier, 1988; Van Putten, 1988).

La contención y las manipulaciones apropiadas de animales domésticos en un ambiente de experimentación son elementos claves para su éxito como animales de investigación. Según Panepinto (1992), el inventor de la tablilla utilizada para inmovilizar cerdos miniaturas y ovejas, la familiarización de los animales con sus manipuladores y con los procedimientos experimentales puede resultar en beneficios considerables en el laboratorio. Se ha demostrado que dar caricias a cerdos en vez de causarles un estrés, tiene un efecto beneficioso sobre la reproducción (Panepinto, 1992; Anon., 1992).

Los animales guardados en medios estériles y no estimulantes, pueden mostrar estereotipos tales como morder las barras, hacer movimientos repetitivos o, en caballos, enrollarse la lengua (Van Putten, 1988; Fraser y Broom, 1990; Fraser, 1992). El enriquecimiento ambiental reducirá frecuentemente la excitabilidad indeseable y ayudará a prevenir comportamientos anormales (Grandin, 1992). Por ejemplo, se debe proveer cajas de nidación y varas (altas y bajas) para aves domésticas de experimentación. Las aves acuáticas deberían tener acceso a agua limpia para nadar.

Los animales deberían alojarse individualmente solamente cuando los procedimientos experimentales lo exigen; p. ej., en estudios de metabolismo, en ciertas investigaciones sobre enfermedades infecciosas o sobre nutrición.

Cuando se juntan animales y que se forma un grupo, hay un período inicial durante el cual, a menudo, los animales pelean en un esfuerzo para establecer sus relaciones sociales (McGlone y Curtis, 1985; Fraser y Rushen, 1987; Fraser y Broom, 1990; Mench, Stricklin y Purcell, 1992). Consecutivamente, se establece la relación dominante/ dominado; sin embargo, las interacciones son sutiles, basadas más sobre la evasión o tomando la forma de amenazas rituales. Cuando posible, se debería evitar de reagrupar los animales, para que no necesiten aguantar repetidamente el proceso de estabilización (Fraser y Broom, 1990; Kenny y Tarrant, 1982).

Mench, Stricklin y Purcell (1992) sugieren que debe haber espacio suficiente para el alojamiento de especies domésticas, para mantener un espacio mínimo entre cada animal, un acceso igual a los alimentos y al agua, y la posibilidad de manifestar comportamientos importantes y hacer ajustes de postura. Sin embargo, se ha demostrado que cuando los animales están alojados en grupo, el espacio disponible para un animal en particular no consiste simplemente en su espacio individual, pero en el área entera en que el animal está encerrado. Por lo tanto, los requerimientos de espacio por animal son más grandes cuando se alojan uno o pocos individuos en el mismo lugar (Stricklin, Purcell y Mench, 1992).

Los animales deben recibir también, sobre una base regular y sustancial, atención por parte de personal entrenado a cuidar a su especie (Kilgour y Dalton, 1984). Se observó que la domesticación de diversas especies dependió de su afinidad social con los humanos (Gross y Siegel, 1982; Gonyou, 1991). El personal responsable por el bienestar de estos animales (p. ej., paratécnicos, veterinarios) debe pasar períodos considerables observándolos y se debe prever, en el programa de trabajo, evaluaciones regulares del equilibrio entre el grupo social y el espacio de alojamiento.

Las calidades del cuidador de ganado dependen de su sensibilidad a la ética, de su familiaridad con los animales, de su habilidad para interpretar síntomas de comportamiento indicativos de la privación, del sufrimiento y de la morbilidad, así como del cuidado que demuestra en el manejo de los animales. Además, es muy importante que esta persona sea hábil para ejecutar tareas particulares tales como castraciones, inyecciones, corte de dientes, etc. Estudios objetivos están actualmente en curso para identificar las características de un buen cuidador de animales (Seabrook, 1984, 1987; Hemsworth, Barnett, Coleman *et al.* 1989). La calidad del manejo se refiere a cosas tales como decisiones con respecto al funcionamiento de los sistemas de ventilación, la provisión de alimentos y de agua, las cosas que hacer en caso de emergencias, la provisión de medidas sanitarias y profilácticas, así como la elección de las técnicas y de los procedimientos de castración, de descornamiento, de administración de inyecciones, etc.

La calidad de un sistema de manejo y de alojamiento puede afectar el bienestar de los animales en muchas maneras diferentes. Puede, por supuesto, actuar de una manera física directa, ocasionando heridas, contribuyendo a disminuir el estado de salud, o creando condiciones climáticas que son lejos de ser óptimas. Puede reducir también el bienestar, afectando el comportamiento, o los sistemas fisiológicos e inmunitarios de los animales.

Duncan (1981, 1983) ha propuesto la clasificación siguiente para los efectos físicos y sociales de sistemas de manejo.

a) Efectos físicos

Las condiciones del ambiente físico disponible pueden afectar el bienestar, cambiando el comportamiento del animal por: 1) el bloqueo o la frustración de la expresión de una actividad particular; 2) la incapacidad para proveer los estímulos específicos de liberación necesarios para eliminar ciertos modelos de comportamiento; y 3) la posibilidad de dar un nivel de estimulación general demasiado alto. Por ejemplo, si el ambiente es demasiado complejo o cambia continuamente de manera imprevisible, para los animales, ellos pueden llegar a ser miedosos y ansiosos. Por otro lado, si el ambiente es demasiado árido y monótono, el nivel de estimulación general puede ser demasiado bajo, conduciendo al aburrimiento. Aunque no es fácil de medir el miedo y el

aburrimiento de una manera científica, no debemos presumir que los animales no experimentan estas emociones.

b) Efectos sociales

Los sistemas de manejo pueden influir también el comportamiento y el bienestar de los animales, provocando cambios y controlando su ambiente social. Todas las especies domesticas comunes son gregarias, por lo que un ambiente social inadecuado puede afectar el bienestar. Comparativamente con lo que puede considerarse como "normal" o "natural," muchos sistemas de manejo fracasan frecuentemente por una de las razones siguientes: 1) los vínculos padres-progenie pueden ser interrumpidos o impedidos de formarse; 2) el destete puede suceder demasiado temprano; 3) los animales pueden guardarse en grupos que son demasiado grandes o pequeños; 4) la densidad de animales puede demasiado alta; 5) los animales pueden guardarse en grupos de una sola edad o de sexo único; 6) la composición del grupo puede ser perturbada; y 7) los animales pueden ser aislados hasta cierto limite.

4. Principios generales

A fin de mejorar y valorar el ambiente de los animales, el CCPA sugiere a las instituciones de investigación:

- a)** de hacer experiencias sobre el alojamiento de grupo con animales tales como las vacas lactantes (después de unos días en corrales de parto), los terneros, las vacas lecheras y las ovejas. Se reconoce que el alojamiento de grupo puede conducir a un aumento de las agresiones o atropellos entre animales, en un aumento de posibilidades de transmisión de enfermedades, y en dificultades para detectar problemas de salud de animales individuales. *Sin embargo, a menos que el bienestar o la seguridad de un animal estuviera en peligro, estos hechos no deberían usarse para rechazar el alojamiento de grupo.* El nivel de manejo de los animales tendrá probablemente que ser mejorado, así como las exigencias de entrenamiento para los cuidadores de los animales. Llegó a ser evidente que las nuevas porquerizas no deberían tener compartimientos individuales para las marranas gestantes a menos que lo exijan los protocolos de experimentación (Barnett, Winfield, Cronin *et al.* 1985; Barnett y Hemsworth, 1991; Becker, Ford, Christenson *et al.* 1985; Cronin, Van Tartwijk, Van Der Hel *et al.* 1986; Schouten, Rushen y De Passillé, 1991; Von Borell y Ladewig, 1989);
- b)** de tratar de enriquecer el ambiente, por la provisión de juguetes para los cerdos, de "tetas" para los terneros lechales, de pezones de orificio pequeño y de alimentación frecuente para corderos criados en medio artificial, y de oportunidades mayores para manifestar comportamientos normales de busca de alimentos;
- c)** de proveer los medios para incrementar los contactos sociales y de permitir que los animales desempeñen una gama más amplia de comportamientos;
- d)** de aumentar la edad del destete. Por ejemplo, los lechones destetados a las tres semanas de edad tienen una incidencia más alta de resoplido de barriga (un comportamiento anormal); por lo tanto, la edad mínima recomendada para el destete es de cuatro semanas;
- e)** de acortar los períodos de aislamiento y de inmovilización para usarlos solo cuando es absolutamente necesario, y no meramente por conveniencia del investigador. Se debería permitir a los animales alojados individualmente de mantener un contacto visual con por lo menos un otro animal cuando están acostados o parados en su compartimiento, a menos que el aislamiento sea requerido por fines de la experimentación y que haya sido aprobado por el Comité de protección de los animales. Para los cerdos, en particular, mantener un contacto olfativo puede ser tan importante como un contacto visual. Para las ovejas, la región de la cabeza es el punto más importante para reconocerse uno al otro, y por lo tanto nunca debería ser obstruida desde la perspectiva de ovejas vecinas que tratan de mantener un contacto visual.

El Comité de expertos sobre el comportamiento y bienestar de los animales domésticos (ECFAWB, 1987) sugiere que las agencias de gobierno y las universidades redefinan sus prioridades, de tal forma que la investigación sobre el comportamiento y el bienestar animal tenga un nivel de personal y de apoyo parecido al de las otras disciplinas, tales como la nutrición, la fisiología reproductiva, la genética, y la producción alimentaria.

El CCPA reconoce la importancia de la educación en el mejoramiento del bienestar y del cuidado animal. Idealmente, todos los estudiantes en producción animal y en medicina veterinaria deberían tomar cursos sobre el comportamiento de los animales

domésticos, el bienestar animal, y sobre la ética en producción de ganado.

C. ANIMALES (GRANDES) MANTENIDOS EN JAULAS DE METABOLISMO

Los animales mantenidos en jaulas o cajas de metabolismo están necesariamente poco activos en los niveles social y comportamental. Por lo tanto, este procedimiento no debería ser utilizado meramente como un método conveniente de contención, pero reservarlo para los estudios aprobados sobre el metabolismo. Los animales alojados así deberían estar vigilados estrechamente por expertos a lo largo del período del estudio.

1. Acondicionamiento

Un período de siete a diez días de acondicionamiento en un corral, para permitir al animal de "aclimatarse" a una nueva dieta (si es necesario), se requiere antes de su colocación en la jaula de metabolismo, seguido por un período de tres a cuatro días de adaptación a la jaula.

2. Tamaño de las jaulas de metabolismo

Se debe proveer un espacio suficiente para que los animales se puedan levantar y acostar normalmente. Algunos animales (p. ej., los terneros y los carneros) proyectan su peso hacia adelante cuando se levantan; por lo tanto, la jaula debe ser más larga que la longitud simple del animal. La anchura de las jaulas debe ser suficiente para permitir a los animales de acostarse en posición esternal.

Otras posturas, tomadas por carneros, sirven para su comodidad y también tienen una función de termorregulación. Si las dimensiones de una caja de metabolismo no permite tales posturas (p. ej., la posición de decúbito lateral), es la responsabilidad del investigador de controlar la temperatura y otros factores ambientales.

3. Contactos con otros animales

Muchos animales son muy sociales. Sucede a menudo que un animal aislado no tenga un comportamiento ni un metabolismo normales. Para reducir el estrés, las cajas deberían ser diseñadas y ubicadas de manera tal que los animales tengan un buen contacto visual, auditivo y olfativo con su congéneres.

4. Controles antes, durante y después de una experiencia

Se debe hacer una evaluación física y del comportamiento de los animales antes, durante, y después de una experimentación. El personal debe hacer un control antes y después de comer a fin de averiguar, por ejemplo, si los animales comen menos.

5. Observación de los cambios de comportamiento

Se debe prestar mucha atención en la observación de cambios de comportamiento que puedan indicar un grado de estrés o de ansiedad, o estereotipos de miedo (p. ej., carneros que beben con más frecuencia). Anotar tales cambios es importante para una buena práctica científica y para un cuidado adecuado de los animales.

6. Duración del confinamiento

La inmovilidad forzada tiene un efecto negativo sobre los huesos, las articulaciones y los músculos. Por eso, hay que liberar periódicamente a los animales para ejercicios, o liberarlos de las cajas de metabolismo por lo menos tres horas por semana.

Un investigador cuyo proyecto excede 21 días de confinamiento en caja de metabolismo debe justificar ante el Comité de protección de los animales cualquier periodo de prolongación, justificando su posición por el interés experimental y el mérito científico de la investigación. Sin embargo, el periodo total en la caja no debería exceder 30 días.

7. Circunstancias excepcionales

En circunstancias excepcionales (p. ej., estudios de cateterismo), puede ser imposible de implementar el programa recomendado de ejercicio semanal. En tales casos, toda derogación a estas directrices deben ser justificadas por el investigador, revisada y aprobada por el Comité de protección de los animales.

D. GATOS

1. Introducción

Varios autores sugirieron medios para ayudar a las personas que intentan de mejorar el bienestar de los animales de investigación. Beaver (1989) propone cinco métodos básicos que pueden usarse para modificar el ambiente de un animal, de manera que este pueda vivir y producir a su plena capacidad. Estos métodos incluyen el enriquecimiento del comportamiento, congéneres sociales, aparatos artificiales, actividades de busca de alimentos, y el control del ambiente.

En sus comentarios sobre los cinco métodos de Beaver, Spinelli (1989) expresa su desacuerdo sobre su definición de enriquecimiento. Sin embargo, reconoce que hay una variedad de estrategias que, utilizadas solas o en combinación, favorecen el bienestar psicológico de los animales de laboratorio. Spinelli afirma que el enriquecimiento ambiental y el bienestar psicológico de un animal "puede ser una de las áreas más importantes de estudio en la ciencia de los animales de laboratorio para los próximos años."

Las cinco áreas de Beaver será interpretadas a la luz de los sistemas reconocidos de comportamiento de los gatos (*Felis catus*). Tales sistemas representan los comportamientos típicos de la especie, que son coordinados para servir una función específica que tiene un valor de adaptación (Catcott, 1975). Como tal, todos se deben integrar, en una medida más o menos grande, en cualquier modelo que pretende respetar óptimamente las necesidades de los animales que cuidamos, y evitar que sufran. Estos sistemas incluyen los:

| | |
|---------------------------------|--|
| comportamientos sociales | comportamientos sexuales |
| comportamientos de alimentación | comportamientos padres/progenie |
| comportamientos de eliminación | comportamientos de comodidad |
| comportamientos de juego | comportamientos de descanso/locomoción |
| comportamientos exploratorios | comportamientos agonísticos |

Los comportamientos típicos de la especie que ocurren en el ambiente doméstico, son coordinados para servir una función específica que tiene un valor adaptativo; no deberían, por lo tanto, ser una respuesta provocada en reacción a algún estrés externo. Por ejemplo, rociar con orina es un comportamiento normal en el ambiente silvestre, pero es una señal de comportamiento de conflicto en animales domésticos mantenidos en cuartos cerrados. Debemos tener un conocimiento de los tipos de comportamiento normales de las especies animal, a fin de que los cuidadores de los animales puedan identificar los comportamientos anormales y atenderlos. Hart y Pedersen (1991) trataron extensivamente de estos dos tipos de comportamientos.

En la ausencia de datos científicos que permitirían de elaborar un mejor programa de manejo, se presume que, en general, es muy deseable tratar de reproducir el hábitat natural para animales mantenidos en cautividad. Generalmente, para la mayoría de las especies, eso se realiza con una serie de modificaciones, por ejemplo, excluyendo ciertos aspectos como los predadores que las especies animales tendrían que enfrentar en su ambiente natural (Beaver, 1989). Sin embargo, para los predadores, Markowitz y Laforce (1987) discutieron de las presas artificiales como medio de enriquecimiento del comportamiento.

2. Enriquecimiento del comportamiento

El enriquecimiento del comportamiento debería, en general, favorecer y promover un repertorio completo de comportamientos normales (etograma) para los animales domésticos, mientras que previene el desarrollo de comportamientos anormales. En cualquier programa de enriquecimiento del comportamiento, es conveniente incluir estímulos físicos y objetos que favorecen la expresión de comportamientos propios de las especies.

Se puede evaluar el éxito de tal programa, midiendo hasta que punto este impide el desarrollo de anomalías de comportamiento y favorece el comportamiento normal, o minimiza la expresión o elimina las anomalías preexistentes

demostradas con anterioridad por un individuo o el grupo.

La extensión del territorio de los gatos domésticos varía enormemente según la densidad de la población, las necesidades (el hambre), el instinto (caza, acoplamiento), y las barreras naturales o artificiales, tales como ríos, cercos, etc. Mientras que los gatos domésticos que viven en áreas rurales pueden recorrer decenas de acres diariamente, a medida que se extiende la urbanización, el territorio se reduce usualmente a un quinto de acre o menos (Morris, 1986).

Aunque Leyhausen (1990) y Beaver (1981) hayan descrito los gatos como animales solitarios no sociables, algunos autores dudan ahora de la veracidad de esta afirmación, así como también de la importancia de la crianza selectiva para cambiar su naturaleza social (Morris, 1986; Liberg y Sandell, 1990; Hurni y Rossbach, 1989). Aun ahora, la mayoría de los gatos no son muy sociables, porque ellos todavía necesitan su espacio propio y su intimidad. Sin embargo, los individuos compatibles pueden compartir su espacio de predilección (la casa, un cuarto o aun una silla), así como su territorio (el jardín, el vecindario o acres de la finca) (Morris, 1986; Leyhausen, 1990; Macdonald y Moehliman, 1982).

3. Congéneres sociales

En la medida de que el "confinamiento individual" se considera una situación anormal para la mayoría de las especies (Beaver, 1989), es necesario estudiar el papel de los congéneres en el desarrollo del bienestar y del enriquecimiento del comportamiento de los gatos domésticos. Una abundancia de información anecdótica sugiere que el alojamiento en pareja y en grupos estables constituyen excelentes alternativas al aislamiento en jaula, tanto para gatos como para otras especies. Sin embargo, todavía hay que demostrar con datos científicos esta y otras funciones sociales importantes para el bienestar del comportamiento en los gatos.

Beaver (1981) informa que, aunque el proceso de socialización en los gatos no sea bien conocido, se puede pensar que tiene lugar en el intervalo crítico entre el nacimiento y las nueve semanas de edad. Los gatos destetados a una edad temprana y criados en aislamiento, luego se mostraron excesivamente activos, confusos en su comportamiento y miedosos frente a situaciones novedosas (Seitz, 1959).

En su periodo de desarrollo, es esencial para su bienestar que los gatitos mantengan relaciones constantes con sus congéneres. Blackshaw (1985a) nota que: "Los gatitos criados en la ausencia de otros gatos desde la séptima semana de vida-y que no tuvieron la posibilidad de juegos sociales-luego demostraron poco control en sus comportamientos de ataque y de escape, así como en sus relaciones sexuales y con sus parientes."

Hallazgos similares con respecto a la privación social se han observado en otras especies, incluyendo los terneros (Broom y Leaver, 1978), los roedores (Rosenzweig y Bennett, 1977), y los perros (Scott y Fuller, 1965).

Para una mejor adaptación al ambiente de investigación, sería preferible criar los gatos en el laboratorio mismo, y que estén en contacto con el personal antes de siete semanas de edad. Los contactos humanos regulares son también importantes (Beaver, 1989; Karsh y Turner, 1990) a fin de mantener la continuidad de la socialización con los humanos. Beaver (1981) nota que la manipulación excesiva puede ser estresante para el animal no socializado o no sociable.

Los estilos de los cuidadores afectan el comportamiento de los animales (Beaver, 1981, 1989; Hurni y Rossbach, 1989; Fox, 1986). Se considera que los cuidadores calmos, gentiles y de buen humor, contribuyen a reducir el estrés en una población animal.

Los estímulos visuales pueden mejorar también el bienestar comportamental.

Para la mayoría de los animales, es preferible evitar al máximo los cambios en la rutina. Por ejemplo, hasta la introducción de un nuevo técnico puede cambiar las enzimas del hígado en chimpancés (Moor-Jankowski y Mahoney, 1989). Hemsworth y Barnett (1987) informan que un comportamiento inconsistente tiene por efecto en el cerdo de aumentar el miedo hacia los humanos.

4. Medios de enriquecimiento (dispositivos artificiales)

Habiendo reconocido la necesidad de proveer una jaula de tamaño adecuado, limpia, segura, y dotada de una cama apropiada,

conviene ahora de satisfacer las necesidades de actividades, mediante la introducción de elementos complejos dentro de la jaula. Los dispositivos de enriquecimiento incluirán, por ejemplo, juguetes, postes de rasguña, aparatos para trepar, caños de PVC para la privacidad y el juego, etc. Para motivar un gato a la actividad, se colgará un objeto que puede aporrear o mirar, o se le proveerá con un objeto que hará rodar (Beaver, 1981).

El concepto de novedad es importante en cuanto a los artículos de juego para gatos. Muchos observadores reportan que la exposición continúa a un objeto, reduce su valor lúdico hasta que el gato llegue rápidamente a ser indiferente al juguete; pero el hecho de quitárselo por un corto periodo de tiempo suscitará de nuevo su interés.

La edad de los gatos también es importante. Los gatitos necesitan muchos objetos para satisfacer su gusto del juego. El comportamiento de juego en gatitos ocupa casi 10% de su tiempo, y se considera que eso ayuda en la adquisición de informaciones y de habilidades; ellos aprenden así el valor comunicativo (mensaje y significado) de los dispositivos, particularmente los "niveles de dispositivos" (Blackshaw, 1985a).

5. Actividades de búsqueda de alimentos

Las actividades de búsqueda de alimentos se pueden organizar de manera a favorecer el enriquecimiento ambiental y comportamental. Desafortunadamente, aunque mucho se ha escrito sobre las actividades de búsqueda de alimentos para los primates no humanos (PNH), hay poca literatura sobre los gatos domésticos. Hasta recientemente, se creía que el abastecimiento adecuado de agua y de alimentos encontraba las necesidades "alimentarias" del animal. Este enfoque niega claramente la existencia de una gama compleja de comportamientos de los gatos como predadores, que incluyen, entre otros, buscar, perseguir, coger, matar y comer la presa (el alimento). Cuatro de estos cinco comportamientos son redundantes para los animales alimentados con comida nutritiva y abundante, y se les quitamos la oportunidad de expresar tales comportamientos.

La dieta de los gatos silvestres incluye roedores pequeños, pájaros, etc., que tienen material vegetal parcialmente digerido en sus intestinos. Las apetencias que muchos gatos tienen de consumir pequeñas cantidades de hierbas, de plantas de casa, etc., puede reflejar un deseo para material vegetal en una forma más natural que el alimento comercial para gatos (Leyhausen, 1990; Beaver, 1981; Blackshaw, 1985b; Beaver, 1980). Existen varias maneras de satisfacer estas necesidades (p. ej., dar cantidades pequeñas de hierbas frescas o de otras plantas comestibles, o verduras cocidas que no causan irritación gástrica).

Ciertos factores también influyen sobre el apetito del gato, tales como la intensidad de ruido y de iluminación, la presencia o ausencia de gente, el tipo de escudilla y su limpieza, y la presencia o ausencia de otros gatos (Scott, 1975).

Las pruebas de preferencia demostraron que los gatos prefieren su comida a 30C (86F) (McKeown y Luescher, en prensa). Aunque no pueda ser posible o necesario de siempre tomar en cuenta esta preferencia, este conocimiento es básico para el mejoramiento del cuidado de animales que experimentan un estrés atípico (p. ej., anorexia parcial siguiendo una cirugía), o cuando se agregan nuevos individuos en el grupo, etc.

La mayoría de los gatos no gustan de comer en escudillas estrechas y profundas, mientras que algunos solamente beben en este tipo de escudilla, sumergiendo una pata y lamiéndose el pie. Si un animal no come en un recipiente puesto en el piso, se puede colocar la escudilla sobre un soporte.

Algunos gatos prefieren agua limpia fresca que se dejó por un tiempo hasta eliminar los olores químicos del tratamiento de purificación del agua. Otros gatos se niegan a beber a menos que sea desde una fuente corrida, tal como un grifo que gotea. Muchos gatos hesitan de comer o beber en un recipiente contaminado con el olor o la saliva de otro gato. Obviamente, siendo lo que sea el modo de cautividad, estos factores y muchos otros más son importantes para proveer condiciones de alojamiento óptimas para los gatos.

Cualquier esfuerzo para proveer a las necesidades sociales y de comportamiento de los gatos deberían tomar en cuenta las idiosincrasias de comportamiento que reflejan la naturaleza quisquillosa de los felinos. Por ejemplo, los gatos dan mucha importancia a las texturas; la textura de su alimento puede afectar su apetito; la textura de las áreas de descanso y de dormir puede determinar su preferencias al respecto.

Muchos gatos no usarán un baño de gato ("litter box") ensuciada por otro gato. Desde luego, muchos gatos tienen preferencias

para una caja de cierto tipo o textura y no usarán otras. Aun la ubicación de las de alimentos y de agua, así como también de los lugares de descanso, de las puertas, etc., pueden tener un impacto importante sobre el bienestar de los gatos.

6. Control del ambiente

Se cree generalmente que el bienestar de un animal se mejora cuando este mismo ejerce cierto control sobre su ambiente (Line, 1987). Que sea expresado de manera negativa, como "disminuir el estrés" o de manera positiva, como "enriquecer el ambiente", continuamos a buscar maneras que permitan a los animales expresar sus deseos o necesidades individuales. Así, los gatos se asustan menos frente a ruidos súbitos cuando están acostumbrados al ruido de emisiones de radio durante horas de trabajo, y también se acostumbran más fácilmente a voces extrañas (Hurni y Rossbach, 1989).

Una gama de temperaturas dentro de los corrales permite a cada animal encontrar su lugar de descanso preferido. Corrales seguros interno-externos ofrecen aun más libertad de elección y, por lo tanto, más grados de control. La elección de textura, de altura, de temperatura, y el grado de confinamiento, son ejemplos de algunos métodos de enriquecimiento ambiental para los animales. Está bien conocido que los gatos disfrutan de un lugar caliente y soleado para dormir.

Muchos gatos también aprecian de poder elegir la altura de sus lugares de descanso (plataformas apropiadas, por ejemplo) (Beaver, 1989; Blackshaw, 1985a). En condiciones de alojamiento de grupo, el programa de enriquecimiento será aun mejorado si cada gato tiene acceso a su lugar de descanso a su altura preferida.

Algunos prefieren descansar en un lugar oscuro y aislado (Beaver, 1981); otros prefieren dormir al lado de otro miembro del grupo. También se nota que algunos gatos prefieren dormir sobre telas lanosas y mantas confortables (lavables).

Muchas observaciones anecdóticas con respecto a gatos han sido bien documentadas en otras especies. Por ejemplo, Chamove y Anderson (1989) informan que una especie de monos arborícolas, los calitriquidos, raras veces bajan al suelo en su medio natural. En cautividad, estos monos casi nunca bajan sobre un piso raso (1% del tiempo); sin embargo, este tiempo se decupla si se cubre el piso de una cama de hojas. Obviamente, como el piso puede ocupar hasta el 40% de la superficie total y más de 60% de la superficie horizontal, las preferencias de textura representan un argumento importante para favorecer el enriquecimiento ambiental para muchas especies.

La posibilidad de previsión y control son variables importantes para reducir estrés. Por lo tanto, cuando no se pueden proveer medios de control, el hecho de permitir al animal algún grado de previsibilidad es una estrategia que debería mejorar el bienestar (Beaver, 1989).

Se debe interpretar el concepto de previsibilidad a la luz de los comportamientos característicos de las especies. Por ejemplo, algunas especies tales como los primates superiores pueden responder positivamente a cualquier cambio en tiempo y contenido de rutina alimentaria (Line, 1987), mientras que otras especies podrán experimentar una angustia innecesaria frente a derogaciones que afectan su rutina. Los cambios de horario de alimentación y de limpieza que pueden ocurrir durante el fin de semana son ocasiones de estrés para los animales acostumbrados a la rutina (Beaver, 1981).

7. El alojamiento

El alojamiento de grupo constituye el medio menos estresante para los gatos de investigación, principalmente cuando disponen de muchas plataformas de descanso (Beaver, 1989). Es posible determinar la compatibilidad de pares o de pequeños grupos, por la observación de los animales que se sientan cerca uno al otro.

Se debe proveer cercados o jaulas dotadas de plataformas verticales adecuadas y utilizables (p. ej., estantes o estructuras en forma de árbol con plataformas). Cuando hay gatitos, una tabla inclinada u otro objeto similar les dará acceso a niveles más elevados. Los gatos alojados en grupo prefieren dormir sobre una superficie de piso caliente (McKeown, com. pers., 1990).

El animalario debe ser dispuesto de manera tal que haya áreas reservadas para satisfacer las necesidades naturales de los animales y para comer. En relación a sus necesidades, la provisión varios baños de gatos puede reducir la posibilidad de negación por parte de un animal de utilizar una caja en particular.

Es posible que animales alojados individualmente, pero en cajas vecinas, manifiesten agresividad. La adición de un escondite obscuro y aislado (p. ej., una caja), les permite retirarse de un ambiente estresante (Beaver, 1981). [En los PNH, también se comprobó el beneficio de la adición de un panel de aislamiento (Reinhardt, 1990).]

Si los animales deben ser alojados individualmente para una experimentación, entonces, cuando sea posible y apropiado, los animales se deberían colocar de nuevo con su grupo de origen entre las sesiones de estudio. Las hembras se consideran como mejores sujetos para una cautividad a largo plazo, pues generalmente se llevan bien juntas y se acostumbran al grupo después de una exposición con sus congéneres durante varios días por periodo cortos (Hurni y Rossbach, 1989).

Cuando posible, todos los animales alojados en cercados pequeños deberían ejercerse diariamente, a menos que sea contraindicado por su estado de salud o por el protocolo de experimentación.

Algunos autores, como Hurni y Rossbach (1989), sugieren de alojar separadamente los machos intactos a partir de cuatro a seis meses de edad, a menos de dejarlos con sus compañeros de camada y que no se introduzca ningún animal extranjero. Sin embargo, Taylor (com. pers., 1990) informa haber tenido éxito a largo plazo con varias colonias de machos intactos alojado en grupos de 6-14. Los recién llegados, introducidos con precaución, ocasionaron un desorden mínimo y en más de dos años de observación, se notaron solamente tres o cuatro episodios de agresión más intensa que la normal. Ninguno resultó seriamente herido durante estos episodios, y en cada uno de estos, fue suficiente retirar un animal del grupo para restaurar la armonía.

Los animales no sociables deberían también estar alojados individualmente, porque los otros gatos representan para ellos el mayor factor de estrés. Además, se debe aislar en jaula ciertas categorías de animales: los gatos machos intactos no guardados en un harén con fines de reproducción, los gatos que recuperan de cirugía, y los animales de experiencia en proceso de acondicionamiento. Sin embargo, los gatos pueden formar lazos afectivos. Esto se puede ilustrar a veces por la manifestación de angustia siguiendo una separación (McKeown, com. pers., 1990).

8. Comportamiento maternal

La duración de la gestación en el gato dura de 60 a 68 días, con un promedio de 65 a 66 días. Durante el último tercio de preñez, ocurren cambios de comportamiento evidentes, aunque algunas hembras hayan demostrado más docilidad. Conjuntamente con una ganancia rápida de peso, debida primariamente al crecimiento fetal, hay un aumento del apetito, una baja de actividad, y una disminución de la agilidad. También puede suceder que haya hinchazón de las mamas.

En la semana inmediatamente precediendo el parto, la gata busca un lugar oscuro y seco donde permanecerá relativamente tranquila. Una caja de nidación será apropiada. Durante este mismo periodo, la gata gasta generalmente gran parte de su tiempo aseándose, particularmente en las regiones mamaria y perineal. También puede llegar a ser más irritable o defensiva, posiblemente como resultado del estrés extremo asociado con este tiempo de la preñez .

Cuando se aproxima el momento del parto, la hembra llega a ser cada vez más inquieta, araña el piso o el material de nidación, y toma una postura como para defecar. Algunas gatas maullan, especialmente las siamesas, y algunas llegan a ser excesivamente angustiadas y hasta histéricas (Fox, 1974).

Cada una de las cuatro fases del parto difieren mucho, pero el orden queda el mismo en la mayoría de los casos. El inicio de cada nueva fase es generalmente marcada por un brusco cambio de comportamiento, desde las contracciones que causan el lamido de la región génito abdominal, al consumo de la placenta (Beaver, 1980).

Hurni y Rossbach (1989) sugieren que las gatas alojadas en grupo tengan acceso a una jaula de parto, en la cual estarán encerradas de noche y durante un medio día; esto, a partir del momento que precede inmediatamente el parto, hasta cuatro a seis semanas después. La hembra que se pone de nuevo en su cercado por algunas horas en la mañana y la tarde, conserva así relaciones sociales con su grupo, y se reduce el estrés relativo a los cambios de jerarquía.

9. Animales de origen desconocida vs animales de cría

Como se considera positivo de alojar animales de investigación en un ambiente social, es muy ventajoso agrupar animales que son genotípicamente sociables. La tendencia que tienen los gatos para desarrollar fácilmente relaciones sociales es una

característica presente en los genes del macho (McKeown, com. pers., 1990). Es entonces posible de seleccionar correctamente a gatos genotípicamente sociables en poblaciones específicamente criadas por estas fines. También, los gatitos que crecen en medio de congéneres sociables, llegan a ser más sociables que esos criados con congéneres no sociables (Schar, 1983). Por la eliminación de los animales que presentan características indeseables aun después de una socialización adecuada (Ringler y Peter, 1984), se puede mejorar aun el proceso de selección, incluyendo en la población de animales con un comportamiento adaptado al ambiente experimental.

Para ciertos tipos de estudios, el uso de gatos de cría tiene ventajas que mejoran la calidad y la validez de la investigación. Estas ventajas incluyen una condición sanitaria conocida, así como un control sobre la edad del animal, sobre los factores genéticos y el medio ambiente. Esto permite la producción y el uso de una población mucho más uniforme y de estatuto conocido. Como las pérdidas son menores, los resultados son más válidos, y por lo tanto no se necesitan tantos animales. Los gatos guardados en un ambiente de investigación tienen entonces muchas ventajas desde el punto de vista del bienestar social y del comportamiento.

E. PERROS

1. Introducción

Hace más de 12.000 años que el perro (*Canis familiaris*) es el compañero del hombre (MacArthur, 1987). En el laboratorio, es mediante una socialización adecuada temprano en su vida, que el animal puede desarrollar relaciones estrechas con los humanos. También, la mayoría de las razas de perros utilizados en la investigación, enseñanza y pruebas, son naturalmente gregarias y buscan la compañía de otros perros (MacArthur, 1987; Beaver, 1981). Se ve también esta tendencia en jaurías de perros silvestres o salvajes que viajan juntos (Dunbar, 1979). Por lo tanto, a menos que sea contraindicado por el protocolo de investigación, por la condición de salud o la agresividad de los animales, los perros deberían ser alojados por pareja o agrupados en jaulas o cercados, con un espacio suficiente para el comportamiento normal activo. Si no es posible, los perros se liberarán a intervalos regulares en un lugar suficientemente amplio para permitir la expresión del comportamiento normal de la especie.

Criar los cachorros en un ambiente social es la manera más efectiva de asegurar que tendrán un comportamiento compatible con sus congéneres como adultos (Fox, 1972). Además, los perros que fueron cuidados como cachorros son más resistentes al estrés y a las enfermedades que los otros (Fox, 1975).

Discutiremos de los cuidados apropiados de los perros bajo los ítems de diferencias entre razas, criterios para evaluar el bienestar, el alojamiento, la socialización con los humanos y los métodos de enriquecimiento.

2. Diferencias entre razas

Las diferencias de tamaño entre Terranovas y Chihuahuas representa uno de los extremos que existen entre las numerosas razas de perros. Estas diferencias incluyen no solamente la morfología, pero también el temperamento (p. ej., terriers vs. labrador retrievers), la conformación (p. ej., beagles vs. galgos), el metabolismo de la urea (dálmatas), el desarrollo de modelos de comportamiento (MacArthur, 1987) y otras consideraciones importantes. Aunque todos los perro pertenezcan a una especie única (*Canis familiaris*), cada raza tiene necesidades sociales y de comportamiento específicas.

Las diferencias morfológicas entre las razas tienen mucha importancia en la selección del tamaño apropiado de las jaula (aunque tengan el mismo peso corporal, los perros delgados y largos necesitarán jaulas más grandes que perros robustos y cortos). La decisión de agrupar a los animales dependerá hasta cierto grado de las diferencias de razas. Se puede aprender mucho para mejorar el bienestar de los perros a partir de un conocimiento básico de los comportamientos típicos de cada raza; sin embargo, hay que prestar atención al carácter único de cada animal para asegurar su bienestar.

Además de la comprensión de las diferencias entre razas, es también de gran valor una comprensión de las diferencias intraraciales, que son el resultado natural de factores ambientales y genéticos. Los compañeros de camada, aun que hayan sido criados en condiciones parecidas, puede comportarse de manera enteramente diferente.

3. Criterios de evaluación del bienestar

La evaluación del bienestar animal se apoya a la vez sobre criterios de estándares técnicos (ambiente, tamaño mínimo de jaulas,

de temperatura, de ciclos luminosos, etc.) y sobre medidas de estándares de desempeño (el estado de salud general de los perros o su compatibilidad en grupos sociales y con gente) (McCarthy, 1989).

El bienestar de los perros depende de varios factores, que incluyen: el entrenamiento y la dedicación del personal científico, veterinario y de cuidado animal; la conformidad con las directrices del CCPA para las instalaciones; la vigilancia de la salud física de los animales (parece saludable, vivo, activo?); la observación del comportamiento del perro; el alojamiento en pareja o en grupo de animales compatibles; y la socialización con los humanos.

a) Observaciones clínicas

i) Ojos

Ojos claros y expresivos son un buen indicador de la salud general. No se debe confundir con la ausencia de contacto visual, a veces demostrado por perros criados a ser sometidos a los humanos.

ii) Postura

Los perros enfermos o deprimidos pueden aparecer letárgicos o encogidos en el fondo de la jaula o de la perrera. La observación del paso y del aspecto de los miembros puede sugerir una infección o un trauma localizado.

iii) Pelaje

Los perros enfermos o con problemas crónicos tendrán frecuentemente un pelo áspero y desprolijo. El animal puede dejar de afeitarse.

iv) Heces

Se debe dar una atención especial en presencia de diarrea, o de heces con moco, sangre o helmintos.

v) Apetito

Se debe prestar atención a casos de inapetencia o de ingestión demasiado rápida de alimentos; igualmente, se deben investigar los cambios súbitos de peso o de las maneras de comer o beber.

b) Comportamiento

i) General

Se buscarán pruebas manifiestas de la adaptación de los perros a su ambiente. Que sean alojados solos o en grupos, no deberían demostrar comportamientos altamente repetitivos o atípicos. Los perros generalmente perciben la jaula o la perrera como su territorio, y ladran para defenderlo contra una amenaza poco importante (p. ej., la puerta que queda cerrada). La apertura de la puerta de la perrera puede provocar comportamientos muy diferentes; excitación en animales familiarizados con los humanos, o miedo en los animales no sociables. Estas diferencias no pueden verse con las puertas cerradas; sin embargo, se evaluará con prudencia una reacción de miedo frente a personas extrañas, ya que es normal de demostrar un poco de curiosidad o de inquietud frente a personas desconocidas.

ii) Comportamiento hacia los compañeros de jaula

Los compañeros de jaula compatibles deberían manifestar el mismo deseo de atención cuando personas familiares se acercan de su jaula. Sin embargo, los perros demasiado dominantes (y los perros demasiado sociables con gente y no socializados con perros) (Beaver, 1981) impedirán que sus subordinados sean tocados por la persona conocida, lo cual, a veces, puede provocar agresiones que continuarán mientras la persona permanezca a la puerta de la jaula.

iii) Comportamiento hacia la gente

Los perros que ladran mucho, que se quedan en el fondo de la jaula, que rehúsan de venir a la puerta de la jaula aun cuando llamados por técnicos familiares, o que demuestran tendencias agresivas cuando alguien se aproxima, son probablemente poco sociabilizados hacia la gente. Los perros poco sociabilizados son miedosos hacia la gente, pueden llegar a morder por miedo, son difíciles de coger y de controlar, y pueden tener una variabilidad fisiológica incompatible con algunos estudios científicos. Estas manifestaciones son evidentes de situaciones de angustia y de una falta de bienestar en el animal. Tales perros no son buenos candidatos para investigaciones crónicas.

iv) Comportamiento maternal

Al final de la gestación, la perra comenzará a buscar un lugar aislado, seguro, cálido, oscuro y quieto. Para satisfacer a estas necesidades, es aconsejable de colocar una caja de parto que la perra aceptará. Tendría que estar familiarizada con esta caja mucho antes del parto (Fox, 1972). Cuando posible, se debe evitar cualquier tipo de la manipulación o de interferencia durante el parto.

El comportamiento de la perra grávida cambia hacia el fin de la gestación. Parece generalmente más inquieta e incómoda. Puede manifestar su instinto de nidación y comenzar a rasgar los papeles y a escarbar el piso de la caja de parto. Frecuentemente, la perra deja de comer, y algunos animales vomitarán ocasionalmente durante los pocos días inmediatamente antes del parto. También sucede a menudo que la perra jadea mucho y mira regularmente hacia su trasero con aprensión (Dunbar, 1979).

Las cajas de parto incluyen una cama y fuentes de calor que mantienen cálidos y secos a los cachorros recién nacidos homeotérmicos.

4. Alojamiento

El alojamiento debe favorecer la formación de grupos sociales, las interacciones con los humanos, la comodidad y la higiene. Es deseable utilizar cercados o jaulas modulares que se pueden convertir para acomodar parejas o grupos de perros.

Hite, Hanson, Conti *et al.* (1977) y Hughes, Campbell y Kenney (1989) discuten de los efectos del tamaño de la jaula sobre el beagle (la raza canina más usualmente utilizada). Las jaulas deberían permitir un acceso fácil para el personal y permitir el contacto visual, olfativo y auditivo con otros perros.

La adición de tablas de descanso hechas con material aislante e impermeable permite que los animales busquen refugio fuera del piso, especialmente cuando la temperatura y la humedad causan problemas.

i) Alojamiento social

Este modo de alojamiento es deseable para la mayoría de las razas caninas. Las diferentes especies desarrollaron, después de siglos de interacción con humanos y con otros perros, modelos de comportamientos típicos que debemos entender a fin de evaluar y contribuir a su bienestar (Beaver, 1981). Algunas razas de perros son altamente sociables, mientras que otras, tales como los terriers, no lo son (Beaver, 1981). Para la mayoría de las razas sociables, el alojamiento individual puede ser estresante.

Un perro puede ser perturbado si está separado de los animales con los cuales se lleva bien. Perros que se han aislados de los otros animales (por problemas de salud, de agresividad o del protocolo de la investigación) deben permanecer en la misma sala, el más cerca posible de su grupo social, y deben volver con su grupo lo antes posible. En caso de grupos estables, las posiciones dentro de la sala no deberían cambiarse sin motivos válidos.

ii) Alojamiento individual

Para los animales acostumbrados a vivir confortablemente solos, la introducción de compañeros de jaula puede inducir angustia. En estas circunstancias, es preferible hacer excepciones al alojamiento en grupo, especialmente donde existe compañía de humanos y donde se mantiene un contacto visual y auditivo con otros perros.

Si los perros deben ser alojados individualmente, deberían estar en contacto visual, auditivo y olfativo con otros perros en la misma sala. En tal sala, es probable que existan grupos sociales múltiples, los grupos más estables siendo compuestos de los perros alojados en jaulas inmediatamente adyacentes o frente una a otra.

Se debe recordar que la dominancia puede expresarse a través de un pasillo. Cuando se relocaliza a un perro víctima de las agresiones de un animal demasiado dominante, se deberá entonces cuidar de alojarlo en una jaula que no sea directamente adyacente o frente a la jaula de este animal.

5. Socialización con humanos

De todas las especies comunes de laboratorio, los perros son los animales más domesticados y mejor adaptados para vivir en asociación estrecha con la gente. La socialización crea un apego y una confianza para los humanos, lo que ayuda a su adaptación a nuevos procedimientos o a un ambiente diferente, y que disminuye el estrés así como la variabilidad experimental.

Los perros que no están expuestos a los humanos desde pequeño (es decir, la socialización) rápidamente llegan a ser miedosos con gente. Su miedo y angustia se manifiestan en varias formas fisiológicas y de comportamiento (p. ej., la mordida) (Beaver, 1981), que son todas incompatibles con su bienestar y pueden influir la confiabilidad de los datos de investigación obtenidos.

La capacidad para adaptarse a una situación, cuando una persona interviene, o cuando hay cambios de ambiente, es un criterio fundamental del bienestar en el perro (Dunbar, 1979). Esta aptitud implica la capacidad del perro para adaptarse a situaciones de estrés sin que hayan cambios mayores en su comportamiento o en su fisiología (Archer, 1979).

Por lo tanto, es necesario que todos los perros usados en una instalación, independientemente de su propósito, sean socializados a la gente (en la instalación misma o por el proveedor de animales); sino, se deberá considerar seriamente su eutanasia o su uso en estudios sin supervivencia. El proceso de socialización (manipulaciones por gente) debería comenzar cuando cachorros tienen entre 6-10 semanas de edad (Wolfle, 1989a, 1989b; MacArthur, 1987; Fox, 1975). Varios otros investigadores creen que el período de socialización se debería extender a por lo menos 12 semanas (Pfaffenberger, 1963; Bateson, 1987; Vanderlip, Vanderlip y Myles, 1985a, 1985b; Scott y Fuller, 1965). Fox (1968, 1990) sostiene que los cachorros privados de contacto humano durante sus diez primeras semanas de vida serán luego muy difíciles de manejar.

Los perros adultos que demuestran poca socialización, no deberían permanecer en la instalación más que el tiempo necesario para determinar si su comportamiento pueda o no responder a esfuerzos de socialización, pero es probable que sea una pérdida de tiempo y de energía (Dunbar, 1979). En estas condiciones, se realiza la eutanasia o se utilizan estos animales en estudios agudos sin supervivencia. Como la socialización se considera como una parte crítica de cualquier programa de crianza, el contrato con el abastecedor debería especificar que los animales comprados están efectivamente socializados.

Las interrelaciones entre humanos y perros asegurarán la continuación de los beneficios adquiridos por la socialización. La cuantificación del contacto durante el período de socialización, en términos específicos de frecuencia o de duración, es menos importante que la calidad de la interacción. Los cachorros son sensibles al apego al humano o a otros animales. Así, las *interacciones repetitivas* con la gente durante este período, es más importante que la naturaleza exacta, la frecuencia, o la duración de las interacciones.

Wolfle (1990) describió la socialización de muchos cachorros foxhound que recibían individualmente solamente cinco minutos por semana. Sin embargo, se debe notar que este era un procedimiento de socialización complejo, rico, efectuado sobre una base bi-semanal, con jóvenes de un misma camada tratados como un grupo, de manera tal que todos beneficiaban individualmente de las interacciones con la gente. No obstante, es claro que la socialización de numerosos cachorros no requiere mucho tiempo, y deber ser posible de realizar con el personal existente en la mayoría de las instalaciones.

Mediante la observación, se debe establecer si cada perro tiene un comportamiento normal en un grupo social (Beaver, 1981). La participación de varias personas en la socialización de cada perro y en el fortalecimiento de su socialización como adultos, permite evitar el problema del apego exagerado a un individuo.

Las personas que trabajan en el mantenimiento de las instalaciones deberían incluir en su rutina de pasar un poco de tiempo con cada perro. El tiempo pasado para hablar con los animales y acariciarlos resulta en beneficios para la reducción de la ansiedad de

los perros y de variabilidad fisiológica (Wofle, 1990, 1985, 1989a, 1989b). La manera de actuar del personal puede producir un efecto sobre los animales (Fox, 1986) y así afectar los resultados de la experimentación.

6. Medios de enriquecimiento (dispositivos artificiales)

La adición de elementos de "enriquecimiento", como juguetes u otros dispositivos, se dan frecuentemente a los perros para producir un cambio deseado en su comportamiento. Por ejemplo, un pedazo de cuero u otra cosa para roer puede disminuir un comportamiento anormal o persistente de aseo; sin embargo, esto se debería hacer solamente con la aprobación del investigador y del director de la instalación. Beaver (1989) nota que los perros reaccionan bien cuando se enriquece su ambiente con laberintos en los cuales pueden correr.

La música se ha usado por mucho tiempo, para reducir el estrés en muchas instalaciones donde hay animales de laboratorio (Line, Clarke, Ellman *et al.* 1987), así como también en muchos tambos (Ewbank, 1968), (quizás por causa de su efecto inicial calmante sobre el cuidador de los animales). Sin embargo, pocos datos definitivos existen para recomendar su uso en los perros. Si se usa, el volumen se debe ajustar a tono de conversación. Los niveles que exceden 85 dB por un período prolongado pueden ocasionar daños auditivos. También se debe recordar que muchos animales de laboratorio, incluyendo los perros, son capaces de oír frecuencias elevada que no son perceptibles por el humano (Dunbar, 1979). Si, por ejemplo, se toca música de violín a volumen alto, los perros pueden estar fuertemente incomodados, mientras que las emisiones habladas pueden acostumbrar a los animales a la voz humana.

7. Ejercicio

El ejercicio para perros fue recientemente reglamentado en la ley Estadounidense que exige "que las instalaciones de investigación establezcan, por escrito, en consulta con el veterinario de la institución, procedimientos y sistemas para el ejercicio de los perros..." (USDA, 1989).

El Dr Dale Schwindaman, Vice-ministro adjunto del Regulatory Enforcement, Animal and Plant Health Inspection Services, U.S. Department of Agriculture, mencionó que, con relación a los requerimientos de socialización y de ejercicio, puede ser que los contactos sociales con otros perros o con humanos en caso de animales alojados solos, sean más importantes que el ejercicio. Informó que los perros necesitan tener la posibilidad de ver y oír a otros perros, además de ser alojados en grupos compatibles. Los animales alojados individualmente deberían tener contactos físicos positivos con humanos. Cualquier derogación a los requerimientos para el ejercicio y la socialización para los perros tendría que ser aprobada por el Comité Institucional de Uso y Cuidado de los Animales. También se propuso que los animales guardados en espacios más pequeños que lo exigido en condiciones de alojamiento permanente, tal como indicado en el *Guide for the Care and Use of Laboratory Animals* (USDHHS, 1985), deberían hacer por lo menos treinta minutos de ejercicio por día (Schwindaman, 1990).

Datos científicos demostraron que el tamaño de las jaulas no tenía ningún efecto importantes sobre los valores hematológicos o bioquímicos en los beagles de crianza; que los perros tenían poca inclinación para hacer ejercicios cuando liberados en áreas de ejercicio, a menos que haya humanos presentes; y que aun un programa moderado de ejercicio no tenía ningún efecto demostrable sobre parámetros bioquímicos tales como hematología, química clínica o indicadores de estrés (Campbell, Hughes, Griffen *et al.* 1988; Hughes, Campbell y Kenney, 1989; Campbell, 1990).

Estudios demostraron que en promedio, los perros gastan solamente de media hora a una hora y media por día haciendo cualquier tipo de actividad, sin considerar el sistema de alojamiento. La mayoría de las actividades de los perros tienen lugar durante las horas de mañana, durante el tiempo de mayor actividad humana en el área. El incremento de contactos con los humanos mejorará la manipulación y las características de comportamiento de los perros, pero no sus actividades, porque los perros que no tienen un exceso de contactos humanos pueden moverse en su jaula para llamar la atención (Hughes y Campbell, 1990). Estos autores sostienen que demostraron que "los perros son básicamente perezosos. No gustan ejercer y no tienen ninguna atracción particular para correr." Fox (1986) informa que perros bien alimentados y contentos no ejercen rutinariamente.

Aunque, al contrario de los EE.UU., no haya en Canadá obligaciones legales para el ejercicio de perros, el CCPA considera que es quizás más importante alojar a los perros en grupos y socializarlos con sus congéneres y con los humanos, que de ejercerlos. Se pide a las instituciones de dar documentación sobre la aprobación del Comité de protección de los animales para el alojamiento

individual de perros. Cada vez más, el CCPA recomienda fuertemente de incrementar los medios de enriquecimiento ambiental.

En conclusión, se debe recordar que, como Erwin (1985) lo aconseja, se debería vigilar las reacciones de los animales a los diferentes medios de enriquecimiento ambiental, para averiguar si se lograron los objetivos.

Beaver (1989) nos recuerda que ningún estudio ha determinado la cantidad de actividad que es realmente beneficiosa para una especie animal dada. Ni se ha demostrado que los comportamientos estereotípicos eran beneficiosos o nocivos (Fox, 1986). Tendremos todavía que adquirir y acumular nuevos conocimientos sobre el comportamiento animal para proveer un ambiente que mejorará el bienestar de los perros.

F. PRIMATES NO HUMANOS

1. Introducción

Cuando los animales se usan para la experimentación, se debe hacer esfuerzos para proveer un ambiente físico y social que contribuye a su bienestar. También, la estructura social hace que muchos animales de experimentación son sensibles a las consecuencias nocivas de condiciones inapropiadas de alojamiento. En Canadá, solamente cuatro especies primates no humanos (PNH) se usan actualmente en la investigación, la enseñanza y las pruebas: el rhesus (*Macaca mulatta*), el macaco cynomolgus (*Macaca fascicularis*), el mono verde africano (*Cercopithecus aethiops*) y el mono ardilla (*Saimiri sciureus*). Los nombres comunes y científicos de numerosas especies se incluyen en el Apéndice 1.

En esta sección, se tratará específicamente del mejoramiento del bienestar y del comportamiento social de los primates no humanos. Como Markowitz y Line (1989) lo indican: "Es evidentemente posible encontrar métodos que permitirán de combinar el enriquecimiento ambiental con un protocolo de investigación para mejorar ambos."

Aunque el animal pueda parecer saludable, los investigadores "no pueden contentarse de mantener el *statu quo*," dice Line (1987). El desafío de los investigadores es de buscar maneras prácticas de crear oportunidades, para primates, de demostrar su comportamiento normal, "especialmente para los alojados solos". Está escrito en el Volumen 2 (1984) de este *Manual* que "Cualquier primate alojado solo puede probablemente sufrir de la privación social, un estrés que puede alterar los procesos fisiológico y comportamental." Es importante, por lo tanto, de proveer la compañía de congéneres compatibles u otras especies de PNH, y, cuando es imposible, aumentar la compañía humana.

Hay un aumento continuo de datos científicos sobre el tamaño del espacio/jaula apropiado para los PNH. Aunque el tamaño de las jaulas sea una variable importante, la preocupación principal será ante todo de ofrecer a los animales de laboratorio una gama de actividades adaptadas a la especie (Bayne, 1989; Bayne y McCully, 1989; Line, 1987; Bantin y Saunders, 1989; Fajzi, Reinhardt y Smith, 1989; Chamove, 1989; Markowitz y Spinelli, 1986; Segal, 1989a). Wilson (1982) descubrió que los cercados de los gorilas y de los orangutanes cautivos, no tienen incidencia sobre el grado de actividad de estos animales. Sugirió que los objetos a dentro del ambiente eran más importantes que el tamaño o la complejidad del cercado. Los primates mantenidos privados de estímulos externos tienden a demostrar una actividad motriz mucho más frecuente que otras categorías de comportamiento tales como: expresiones faciales, jugada, y comportamiento inquisitivo (Martinic, 1990). Chamove (1989) nota que muchas técnicas exitosas de enriquecimiento actúan de una manera parecida al incremento del espacio físico. Snowdon, Savage y McConnell (1984) notan los efectos adversos de las jaulas demasiado pequeñas sobre la reproducción, y reconocen el hecho que las jaulas pequeñas aumentan la incidencia de los movimientos estereotipados y de otros comportamientos no locomotores anormales.

Los animales que no están alojados ni tratados adecuadamente y de manera humanitaria "producen resultados que se confunden claramente con la angustia" (Markowitz y Spinelli, 1986), es decir, pueden conducir a datos poco confiables debido a los efectos del estrés comportamental (Levine, 1985) e introducen variables indeseables (Morton y Griffiths, 1985). Es importante, por lo tanto, que los que usan los PNH se documenten sobre las características distintivas y las necesidades de estos animales antes de utilizarlos como animales de experimentación. Las diferencias que existen dentro de una misma especie y entre especies dificultan la tarea (Snowdon, 1990). Wolfle (1990) sugiere que el investigador consulte la literatura psicológica relativa al aprendizaje y a la percepción de los animales. Concluye diciendo que: "La mejor de las herramientas para el bienestar comienza con la rutina de observar frecuentemente a cada animal."

2. Interpretación de las posiciones de comportamiento y morfológicas

Las personas que trabajan con primates a veces mal interpretan el significado de las señales de comportamiento o morfológicas de estos animales, así también como el efecto que tienen ciertas actitudes de los humanos sobre ellos. Las prácticas inadecuadas de manejo animal aumentarán probablemente el nivel de angustia durante el tiempo de la limpieza, de la alimentación y del mantenimiento (Fox 1986; Line, Morgan, Markowitz *et al.* 1989), y incrementarán el riesgo de heridas de ambos lados humano y animal. La descripción de estas señales mal interpretadas sigue a continuación:

a) La mirada fija

La mirada fija expresa generalmente un humor agresivo en los PNH (p. ej., en el rhesus). Antes del ataque, los primates amenazarán siempre su adversario por una mirada fija. Este comportamiento produce típicamente una de las respuestas siguientes de parte del receptor: una amenaza (por orden creciente de intensidad, mira fijamente a su vez, mira fijamente con la boca abierta y gruña), el ataque (brusco movimiento por adelante, golpes y mordedura), o una reacción de sumisión (evita de mirar, se esquivo, hace una mueca de miedo). Las personas que trabajan con primates tienen que recordar que un mono se siente amenazado y a punto de ser atacado, cuando uno lo mira intensamente.

b) La mueca de miedo

La mueca de miedo está parecida a una sonrisa exagerada; los rincones de la boca se retractan totalmente, mostrando todos los dientes. Esta expresión puede ser acompañada por gritos fuertes y agudos (Van Hoof, 1963, 1967). La mueca de miedo o el hecho de mostrar todos los dientes constituye una señal ritual de sumisión unidireccional que el subordinado emite para el dominante.

Así, la mueca de miedo no demuestra una voluntad de jugar o una motivación agresiva. Las personas que se ocupan de los PNH inducen esta sonrisa por inadvertencia cuando se acercan hacia el mono mirándolo. La mejor manera de evitar de provocar una mueca de miedo es de tratar de no mirar fijamente al mono y de aproximarse de manera indirecta.

c) El castañeteo de los labios o de los dientes

En muchas especies donde ocurren estas prácticas (p. ej., en el macaco rabón), el animal que castañetea los dientes indica una tendencia para huir, mientras el mono que castañetea los labios indica un sentido más fuerte de atracción social (Van Hoof, 1963). Son gestos de salutación que expresan una disposición de afiliación y que probablemente incluyen un elemento de sumisión, dependiendo de las circunstancias.

d) Aseo

La extirpación de partículas de suciedad y de ectoparásitos sirve para establecer, mantener o restaurar los lazos sociales positivos y expresan un estado de no agresión y reducen la tensión. La función de limpieza del aseo social es solamente secundaria en importancia. El aseo puede pacificar a otro animal, pero se usa también para mantener lazos sociales, como en madres que asean sus bebés o entre miembros de una pareja.

El aseo también sirve para calmar individuos dominantes, para prevenir las agresiones, para proveer contacto-confortación (consuelo) a las víctimas de ataques, para reconciliarse con un adversario después de una pelea, o para tranquilizar subordinados. Por ejemplo, es el macho quien ase a la hembra que corteja, y es un elemento importante de asociaciones cooperativas, tales como coaliciones y alianzas.

e) Hinchazón sexual

En muchas especies, las hembras en estro tienen un perineo rojo y/o hinchado. Esto señala al macho su receptividad sexual. La importancia de este hinchazón es altamente variable entre especies. Las hinchazones sexuales se mal interpretan a veces como siendo heridas o manifestaciones de síntomas de un estado patológico. Blaffer-Hrdy y Whitten (1987) presentan datos comparativos sobre el duración del ciclo, la duración del flujo menstrual, las señales visuales, y el comportamiento de los machos y de las hembras al momento del estro para todas las especies.

3. Características distintivas

a) Locomoción

Al contrario de la mayoría de los otros animales de experimentación, que son esencialmente terrestres, los PNH se caracterizan por numerosas adaptaciones morfológicas y de comportamiento importantes debidas a su vida de arborícolas tridimensional. Estas adaptaciones son la visión estereoscópica, habilidades manuales y modos específicos de locomoción (como trepar y saltar, etc.). La mayoría de los PNH muestran reacciones verticales de fuga (Burt y Plant, 1990). Cada especie tiene un repertorio de comportamientos precisos y, para cada especie, se deben considerar los límites verticales privilegiados en el ambiente natural.

b) Vida social

La mayoría de las especies de PNH, incluyendo la mayoría de aquellas que se usan en laboratorios, son altamente sociales (Boccia, 1989) y viven en grupos sociales complejos; sin embargo, estos grupos sociales no son necesariamente permanentes. Las especies que son primariamente solitarias incluyen algunos lemúridos y los orangutanes (Jolly, 1985). Las tres principales categorías de sociedades son la familia, el grupo constituido de un macho y de varias hembras, y el grupo compuesto por muchos individuos de los dos sexos. La mayoría de los PNH de laboratorio pertenecen a la tercera categoría.

Muchos estudios demostraron que los PNH reconocen individualmente cada miembro de su grupo y que establecen lazos a largo plazo, que se extienden durante años o toda la vida, con muchos miembros de su familia y con otros fuera del grupo familiar. Estas relaciones, bilaterales y multidimensionales, involucran el juego, el contacto de confortación, el aseo, la actividad sexual, la protección, el apoyo durante conflictos, etc.

Debido a los lazos sociales que se crean en la mayoría de las especies, es probable que los animales aislados sufran de esta situación. Estudios han indicado que los efectos del aislamiento social difieren entre los rhesus, los macacos come-cangrejo, y los macacos rabón, los rhesus siendo los más afectados (Sackett, Ruppenthal, Fahrenbruch *et al.* 1981).

Es Harlow, en el decenio de 1960, quien contribuyó más al conocimiento de la privación social. Los animales criados en aislamiento social total se caracterizaron como distantes, con personalidades extrañas, y con comportamientos sociales, sexuales y exploratorio aberrantes (Harlow y Harlow, 1965). Goosen (1981) criticó el aislamiento del rhesus, notando que los monos alojados individualmente tienen poca oportunidad de aprender a enfrentar ciertas situaciones y pueden demostrar comportamientos imprevisibles (Novak y Suomi, 1988).

c) Aptitudes cognoscitivas

El comportamiento de los PNH refleja mucho su inteligencia. Por ejemplo, los leoncitos (*lion-tailed monkey*), los chimpancés y los monos capuchino fabrican instrumentos para sondear, y algunas especies utilizan "herramientas" para facilitar la adquisición de alimentos, tales como cascanueces (Beck, 1980). La investigación ha demostrado también que los leoncitos manipulan objetos, y los usan como escala, para crear perchas, y como palanca (Westergaard, 1988). En *Macaca nemestrina* aprende mediante la observación de otros y transmite tradiciones sociales (Cole, 1963). Ellos son excelentes para manipular a terceros haciendo coaliciones y compitiendo para el aliado más fuerte, mediante la utilización de estrategias de afiliación. Además, ellos son capaces de recorrer a algunas formas de supercherías (Smuts, Cheney, Seyfarth *et al.* 1987).

d) Emociones

El estrés físico y emocional provoca la secreción de diversas hormonas, principalmente del grupo de los corticoesteroides, particularmente el cortisol (Moberg, 1985).

Si se acepta que los humanos y los simios están relacionados siguiendo la evolución de las especies, es conveniente considerar los simios de África (el gorila y dos especies de chimpancé) como siendo los parientes más cerca del humano (Martin, 1988). Por otra parte, los PNH manifiestan mucho sus emociones de la misma manera que los humanos, tal como: expresiones faciales, vocalizaciones, posturas, gestos y reacciones parecidas.

Reaccionan emocionalmente frente a ciertas situaciones como, por ejemplo, una separación o una amenaza, de la misma manera

que los humanos en situaciones parecidas. Además, muchos de los comportamientos anormales demostrados por los PNH cautivos son parecidos a los modelos de comportamiento del humano encerrado (Passingham, 1982).

4. Evaluación del bienestar social y el comportamiento

El bienestar psicológico puede definirse como "un estado de armonía física y psicológica de un animal con sí mismo y con su ambiente" (Coelho y Carey, 1990). Dresser (1988) indica que el bienestar de un animal "...no significa solamente la ausencia de dolor y de angustia. Implica también que las necesidades fisiológicas, de seguridad y de comportamiento de un individuo están satisfechas."

Aunque que no podamos medir el bienestar psicológico en los PNH, los criterios siguientes sirven como indicios que tal estado existe: a) una buena salud física; b) ninguna señal de dolor, angustia o malestar; y c) ningún comportamiento anormal.

Moberg (1985) propone que el bienestar de un animal está afectado por las circunstancias estresantes en su ambiente, y sugiere que los investigadores observen si la capacidad inmunitaria, la función reproductiva o el crecimiento y desarrollo del animal están modificados: "La existencia de estados pre-patológicos en estos sistemas indicarán que el bienestar del animal está amenazado."

a) Estado de salud física

Una salud pobre y heridas físicas no son compatibles con el bienestar psicológico o físico. La salud física debería ser rutinariamente evaluada por un veterinario calificado.

Algunas de las señales externas más obvias que pueden controlarse son la condición del pelaje y de la piel, el aspecto de los ojos y, si el tamaño de la jaula lo permite, la manera de moverse.

Ejemplos de anomalías incluyen la ausencia de repuestas y la sumisión exagerada, el arrancamiento de los pelos y su ingestión (Reinhardt, Reinhardt y Houser, 1986), y puede incluir la postura agachada.

b) Ausencia de señales de dolor, angustia y malestar

Aunque los PNH expresan su temor mediante gritos agudos, es poco probable que se quejen con gritos fuertes cuando experimentan dolor. En vez, muestran una postura encorvada o agachada, un paso anormal o lento. Pararán de asearse y evitarán congéneres. Pueden gemir, rehusar de comer y beber, y frecuentemente llaman la atención de sus congéneres (Hinde y Rowell, 1962) (véase Control del dolor animal en la investigación, la enseñanza y pruebas).

c) Ausencia de comportamientos anormales

Los primates de laboratorio pueden exhibir problemas de comportamiento anormal tanto en una jaula desierta como en un grupo compatible (Reinhardt, Reinhardt y Houser, 1986). Sin embargo, Reinhardt (1990b) informa que la mayoría de los animales se comportan normalmente, aun en un ambiente empobrecido.

Cada especie de PNH se caracteriza por un repertorio específico de comportamientos. Etogramas, o listas descriptivas de los comportamientos típicos de las especies, han sido publicados (Van Hoof, 1967; Bertrand, 1969; Fedigan, 1976; Skinner y Lockard, 1979; O'Keefe y Lefshitz, 1985; Walsh, Bramblett y Alford, 1982; Erwin y Deni, 1979). Una documentación amplia sobre el comportamiento social de los PNH que viven en su ambiente natural o en cercados externos grandes está también disponible. Para la distribución geográfica, la ecología, la dieta, la reproducción y el comportamiento social de un muestra representativa del sub-grupo taxonómico de PNH, véase Smuts, Cheney, Seyfarth *et al.* (1987).

A pesar de diferencias importantes entre las especies y los grupos, es posible identificar categorías generales de comportamientos anormales, observados en especies cautivas de PNH. Un resumen con ejemplos se encuentra más adelante. Más detalles y una descripción de las variantes de idiosincrasia pueden encontrarse en la literatura (Goosen, 1981; Walsh, Bramblett y Alford, 1982; Erwin y Deni, 1979).

d) Ejemplos de comportamientos anormales

i) Comportamientos y posturas extrañas

Auto-mordedura, auto-abrazo, arrancamiento y ingestión de pelos, dispersión de las heces, golpes en la cara o en los ojos, felación y "brazo bamboleando" acompañado por ataque con este brazo.

ii) Comportamientos estereotipados

Andar a paso largo, "saludar," bambolear la cabeza, caminar o saltar en el mismo lugar, dar volteretas, balancear, y embestir la jaula.

iii) Trastornos del apetito

Coprofagia (ingestión de sus heces), beber su orina, hiperfagia (comida excesiva), y polidipsia (sed intensa a largo plazo).

iv) Niveles anormales de actividad

Inactividad, depresión.

v) Comportamientos sociales anormales

Negligencia maternal, exageración de la protección maternal, del miedo y de dependencia de los bebés, comportamiento sexual inapropiado, hiperagresividad, hipersumisión y negación de interacciones sociales.

5. Medios para favorecer el bienestar social y el comportamiento

Existen varias maneras para alterar o mejorar el ambiente de un animal. Beaver (1989), por ejemplo, sugiere cinco medios básicos: el enriquecimiento del comportamiento (creando un ambiente parecido al ambiente natural), compañeros sociales, aparatos artificiales, actividades de busca de alimentos, y control de los elementos no comestibles. Algunos de estos medios se describen a continuación:

a) Congéneres sociales

El mejor enriquecimiento psicológico es de tipo social (Crockett, 1990). Desde luego, proveer oportunidades para interacciones sociales es la mejor manera para ayudar a los PNH enfrentar las dos categorías principales de problemas asociadas con la cautividad: el aburrimiento (estimulaciones insuficientes) y el miedo. Parece efectivamente que las interacciones sociales sean la fuente más rica de estimulación y la mejor fuente de seguridad emocional. Segal (1989b), en la edición de una nueva publicación sobre los PNH, anotó que varios autores llegaron independientemente a la conclusión que "existe un medio único de mejorar realmente la vida de un PNH en cautividad, es de procurarle un animal como compañero." Además, se cree que la interacción social puede suceder en un ambiente enriquecido (Martinic, 1990).

b) Alojamiento

i) Alojamiento individual

Reinhardt (1990a) revisó y contestó las razones que se dan usualmente para alojar los primates individualmente. Estas incluyen las heridas, la transmisión de enfermedades, los grados de jerarquía de dominancia, la angustia social y la desnutrición de un congénere de rango inferior. Reinhardt concluye que logró socializar de nuevo a chimpancés, orangutanes, rhesus y macacos rabón, sin muchos inconvenientes o riesgos, y agrega que: "No hay razón para sospechar que las otras especies de primates son menos aptos para experimentar un nuevo proceso de socialización manejado cuidadosamente." Sin embargo, aconseja de probar estos nuevos métodos para cada especie, antes de realizar un proyecto de alojamiento social. Fritz (1989) informa que la nueva socialización de chimpancés alojados individualmente no provocó heridas ni muerte.

Se desaconseja fuertemente el alojamiento individual, a menos que el proceso experimental lo exija, en caso de agresión o para

prevenir o impedir la propagación de enfermedades. Cuando el proceso experimental requiere el alojamiento individual, el Comité de protección de los animales institucional deberá asegurarse que esta exigencia es esencial para lograr los objetivos de experimentación. El Comité de protección de los animales debe exigir que el investigador describa las justificaciones científicas para el empobrecimiento ambiental, p. ej., como resultado de ciertas reglamentaciones o exigencias del protocolo experimental.

Se observó que los animales alojados individualmente tenían una frecuencia cardíaca reducida y una presión arterial alta, que se comparaba a las presiones altas notada en los humano diagnosticados como depresivos (Coelho y Carey, 1990).

En circunstancias donde el alojamiento individual está exigido, se deben tomar todas las medidas posibles para enriquecer el ambiente de la jaula (Reinhardt, Houser, Eisele *et al.* 1987; Bayne, Mainzer, Dexter *et al.* 1991), aunque los medios para lograrlo parecen aparentemente todavía muy limitados (Chamove, 1989). Cuando posible, se les dará la oportunidad de participar en actividades típicas de la especie. El papel del técnico que cuida a los animales es particularmente importante con los PNH alojados individualmente (Chamove, 1989; Wolfle, 1990). La familiaridad con el manipulador, con el ambiente y con los procedimientos, puede ayudar a reducir significativamente la ansiedad. Refuerzos positivos, utilizando recompensas tales como los alimentos, motivan a los animales en aceptar las manipulaciones sin miedo.

Se desarrolló un sistema de apego social a fin de evitar de recurrir al alojamiento individual para la toma de muestras de fluidos orgánicos y el monitoreo continuo de parámetros fisiológicos (Coelho y Carey, 1990).

ii) Alojamiento por pareja

Novak y Suomi (1988) declaran que los PNH alojados por pareja tienen un estado de salud generalmente superior al de muchos monos libres. En 1983, la colonia de Ottawa de la división de la protección de la salud del Ministerio de Salud de Canadá, realizó exitosamente una de las primeras tentativas en este sentido, o sea la cautividad de 700 cynomolgus hembras reproductivas (y de su descendencia subsiguiente) (McWilliam, 1989). Pero no se recomienda el alojamiento por pareja como siendo positivo en todos los casos (Crockett, 1990; Rupenthal y Walker, 1989), aunque parezca haber más beneficios que riesgos (Crockett, 1990).

Casi todas las combinaciones edad-sexo de alojamiento por pareja son posibles. Reinhardt (1987, 1988, 1991) y Reinhardt, Houser, Eisele *et al.* (1988) han emparejado exitosamente rhesus hembras adultas no relacionadas, machos adultos no relacionados, y adultos de ambos sexos con infantes.

La pareja provee una estimulación social y permite evitar algunos de los problemas asociados con grupos más grandes (Erwin, 1979; Crockett, 1990). Permite la mayoría de las interacciones sociales típicas de las especies, para animales de sexos y edades dados, con excepción de las interacciones entre muchos animales.

Reinhardt (1990c) hizo una innovación interesante, en un estudio de control reciente, cuando equipó con paneles de privacidad las jaulas de rhesus adultos emparejados isosexualmente (macho-macho, hembra-hembra). Encontraron que los animales pasaban más tiempo en compañía estrecha, y más tiempo a asear uno al otro y a abrazarse, mientras que se reducía significativamente la incidencia de conflictos entre congéneres.

Los monos que se emparejan deben ser compatibles. La compatibilidad puede definirse como una relación afiliativa que tiene interrelaciones de reciprocidad, tales como el aseo y en cual ambos miembros parecen relajados. Este se produce solamente después de que una relación de dominancia se haya establecido. Reinhardt (1987) sugiere que hay compatibilidad cuando ninguno de los animales presenta señales de depresión, y cuando no se infligen mutuamente heridas serias.

Antes de emparejar a los animales, se debe permitir que los compañeros eventuales se familiaricen uno con el otro, colocándolos en jaulas adyacentes que permiten la comunicación visual y auditiva. Señales de dominancia, tales como la mirada fija, la boca toda abiertas (señal de amenaza), el vaivén o la mueca de miedo, quizás aparecerán en este momento, o poco después del emparejamiento.

Se puede reunir la pareja en una tercera jaula, para evitar manifestaciones agresivas (Erwin, 1979), que se asocian al territorio en algunas especies tales como los gibones. Los animales deberán controlarse regularmente para detectar señales de incompatibilidad, tales como las heridas, la negación de contacto, o la inapetencia. Una vez establecidas, no se deberá cambiar las parejas, a menos que lo exija el protocolo experimental.

iii) Alojamiento de grupo

Los grupos numerosos de animales ofrecen un ambiente social más rico y se debe favorecerse en el caso de grupos susceptibles de permanecer relativamente estables. Sin embargo, se debe notar que los chimpancés se asocian temporariamente, al contrario de la mayoría de los primates grandes que forman grupos durables (Nishida y Hiraiwa-Hasegawa, 1987). En un ambiente experimental, es probable que la mejor manera de promover el bienestar de los primates que viven en grupos, como los rhesus, sea de criarlos en medio de congéneres o al interior de grupos sociales (Novak y Drewsen, 1989). Al momento de la formación de los grupos, los expertos deben ajustarlos de manera a minimizar la agresividad en cada unidad (Wolff y Ruppert, 1991).

Sin embargo, el alojamiento de grupo presenta desventajas que hay que considerar. El alto nivel de interacción social puede resultar en la transmisión de enfermedades así como también en el riesgo de heridas y de muerte (Beaver, 1989; Line, Clarke y Markowitz, 1989; Novak y Suomi, 1988; Wolverson, Ator, Beardsley *et al.* 1989; Line, 1987). Snowdon (1990) nota que las diversas especies no reaccionan todas de la misma manera a este modo de alojamiento. La formación de un grupo puede ser una ocasión de estrés. Sapolsky (1989) sostiene que demora hasta 12-15 meses antes que el nivel de estrés vuelva a la normal. Sin embargo, Reinhardt, Cowley, Scheffler *et al.* (1990) contestan este hecho en los rhesus. Erwin (1979) nota que "las peleas están bastante frecuentes en los grupos de primates, aun en su medio natural, pero el trauma debido a la agresión es un problema especialmente urgente en grupos cautivos de macacos y mandriles."

Los PNH forman rápidamente coaliciones mediante de las cuales establecen sus rangos de dominación y compiten para los alimentos y compañeros sexuales. Sacar a un mono de su grupo puede desorganizar la red existente de alianzas e inducir cambios en el rango jerárquico, lo que puede asociarse con peleas violentas que causan heridas (Kaplan, Manning y Zucker, 1980; Reinhardt, Reinhardt, Eisele *et al.* 1987). Se guardaran el menos tiempo posible a los animales que deben reintegrar su grupo.

c) Interacciones sociales con humanos

Es preferible que las relaciones entre los PNH y el investigador o los técnicos sean tan frecuentes como posible (Hearn y Dixon, 1984; Bayne, 1989). Pero eso no significa hacer más que lo necesario relativamente al mantenimiento del animal y a los procedimientos de investigación. Las precauciones necesarias están descritas en el Volumen 2 de este *Manual* (CCAC, 1984).

Es la responsabilidad de cada institución evaluar la cuestión de los contactos físicos directos entre humanos y los PNH. En muchas circunstancias, es preferible autorizar solamente los contactos necesarios, a causa de los lazos humano-animal que se rompen cada vez que el personal cambia o al momento de la eutanasia, así como por los riesgos de transmisión de zoonosis al humano. Algunas de las enfermedades más importantes son el *Herpesvirus simiae* (B-Virus) y el virus de la fiebre hemorrágica infecciosa. Además, muchos PNH tienen una fuerza física muy grande en relación al tamaño de su cuerpo, y pueden infligir heridas serias al personal. También, los humanos pueden transmitir enfermedades infecciosas a los primates, p. ej., el sarampión y la tuberculosis.

El contacto físico forzado entre humanos y los PNH puede ser sumamente estresante para los monos. Moor-Jankowski y Mahoney (1989) relataron que la introducción de un nuevo técnico era suficiente para provocar, a menudo, cambios en las enzimas del hígado de los PNH, lo que podía comprometer las investigaciones. Muchos animales reaccionan a la presencia de un observador humano al igual que en la presencia de un predador, con comportamientos de asalto, emisión de gritos de alarma (Caine, 1989), y amenazas hacia los observadores (Wolff y Ruppert, 1991). La comunicación verbal con los monos, combinada con la presencia física del humano, es suficiente para que se acostumbren al hombre y puede reducir el estrés. Burt y Plant (1990) sugieren que la parta delantera de una jaula de alambre es preferible a las barras y que ayuda la interacción entre los animales y el personal.

d) Suplemento alimenticio y actividades de busca de alimentos

Los primates necesitan una dieta bien equilibrada, compuesta de alimentos completos encontrados en el comercio, o de alimentos de la misma calidad que provienen de la Toys^{md} cocina de la institución. Se debe complementar esta dieta de manera a responder a las necesidades nutricionales de las especies utilizadas (Jones, 1972).

El suplemento alimenticio y la manera innovadora de presentar el alimento al mono, son maneras eficientes de contribuir al mejoramiento del bienestar de los primates, particularmente de los animales alojados individualmente. Algunos de los elementos nutritivos que convienen como suplemento alimenticio son pasas de uvas, frutas, preparaciones a base de menudillos de pollo y Prima-Treats^{md} (Apéndice 2). Cortes de ramos frescos pueden usarse también como suplemento de la dieta, siempre cuando no sean plantas tóxicas y que hayan sido bien lavados para sacar el polvo y los plaguicidas.

El suplemento alimenticio puede también tomar la forma de alimentos-juguetes (p. ej., Kong) que contienen jugo congelado, pasta de maní o pasas de uvas (Apéndice 2). Se pueden esconder semillas, etc., en una cama espesa. Tales prácticas obligan al mono a buscar y/o trabajar para encontrar sus alimentos (Anderson y Chamove, 1984). Esta tarea estimulará la costumbre de forrajear que los PNH tienen en su ambiente natural, y será útil para reducir las manifestaciones estereotipadas e incrementar el comportamiento exploratorio (Anderson y Chamove, 1984; Boccia, 1989).

e) Ejercicio

En su ambiente natural, la mayoría de los PNH se mueven mucho y regularmente a dentro de su territorio. Con la excepción del mono lechuza y de muchos lemúridos, los primates son diurnos, pasan gran parte del día a forrajear para encontrar comida, asearse o participar en otras actividades sociales. Por eso, los PNH alojados individualmente o por pareja en jaulas estándar por periodos largos de tiempo, parecen beneficiar de actividades parecidas con las que practicaban en su ambiente natural (Hearn y Dixon, 1984; Chamove, 1989; Burt y Plant, 1990).

No se ha demostrado que el simple hecho de incrementar el espacio disponible contribuye en mejorar el bienestar del animal (Novak y Suomi, 1988; Fajzi, Reinhardt y Smith, 1989; Novak y Meyer, 1988). Desde luego, un incremento de las agresiones se relacionó con un incremento del espacio para algunos primados cautivos (Novak y Meyer, 1988).

Las jaulas de ejercicio para los PNH fueron introducidas hace una década (Tolan, Malone y Rogers, 1980). Sin embargo, es preferible incrementar la complejidad ambiental, más bien que solamente incrementar el ambiente por sí mismo (Line, 1987; Line, Clark y Markowitz, 1989; Bryant, Rupniak e Iversen, 1988). Wolff y Ruppert (1991), en un informe sobre un programa de ejercicio que involucraba monos rhesus, cinomolgus y capuchinos, notan que la mayoría de los animales reaccionaban de una manera positiva. Se podía minimizar las peleas y las heridas mediante la observación continua. Gran parte del comportamiento agresivo no era físico, se expresaba vocalmente o por el castañeteo de los dientes en vez de morder.

Los PNH tienen generalmente una reacción de miedo las primeras veces que entran en un área de ejercicio (Wolff y Ruppert, 1991). Sin embargo, es posible estimularlos, haciendo coincidir el período de ejercicio con la hora de la comida. También, se incitan los monos a forrajear cuando se esconden alimentos en una cama espesa. Para dar al animal un sentimiento de seguridad, se le deja la libertad de moverse entre la jaula de ejercicio y su propia jaula.

Si más de un mono se ejercen al mismo tiempo, deberían ser compañeros de jaula. Sin embargo, es posible, a veces, integrar a monos alojados solos o en pareja, en grupos de ejercicio, siempre cuando estos animales vivan en el mismo cuarto y que hagan ejercicio juntos regularmente. Pero hay primero que asegurarse de su compatibilidad.

f) Enriquecimiento físico del ambiente de alojamiento

Es importante de dar al animal un máximo de control (o aun la impresión de control) sobre su ambiente (Line, 1987). El CCPA (véase el Anexo I) estableció sus directrices en cuanto a las dimensiones mínimas de las jaulas. Para enriquecer la vida en este ambiente y favorecer las actividades, se pueden instalar dispositivos tales como ramas pequeñas (O'Neill, 1989), juguetes (Line, Clarke y Markowitz, 1989), varas (Crockett, 1990), hamacas (Bayne, Suomi y Brown, 1989) y alimentos juguetes (Beaver, 1989; Chamove y Anderson, 1989). La adición de tales elementos de enriquecimiento es particularmente importante para los animales alojados individualmente (Fajzi, Reinhardt y Smith, 1989), donde los dispositivos que favorecen actividades de busca parecen tener más éxito (Crockett, 1990; Bayne, Mainzer, Dexter *et al.* 1991). Jerome y Szostak (1987) sostienen que los mandriles utilizan elementos que estimulan la busca de alimentos más frecuentemente que los juguetes. El escalamiento es un ejercicio especialmente bueno. Bryant, Rupniak e Iversen (1988) sostienen que los animales benefician más de un ambiente de vida enriquecido que de un programa de ejercicios. Los dispositivos de enriquecimiento y sus proveedores están enumerados en el Apéndice 2.

Según Wolfle (1990), pruebas de elección permiten al animal indicar su preferencia para un ambiente o un juguete. Otras pruebas miden la frecuencia de uso de un nuevo espacio o de nuevos "juguetes". Se ha sugerido la rotación de los juguetes como medio de estimulación (McWilliam, 1989).

Dada la importancia de la visión en los PNH, particularmente para *Macaca nemestrina* (Cole, 1963), se deberían ubicar las jaulas de manera tal que los monos puedan ver o otros animales de su especie. Las jaulas con paredes laterales llenas impiden el contacto visual. Si el contacto físico es posible, se debe asegurar que los animales sean compatibles.

No hay concordancia de opiniones con respecto al uso de dispositivos audiovisuales (radio, video, televisión) para mejorar el bienestar de los PNH. Estos parecen ser particularmente benéficos cuando los monos tienen la libertad de encender y apagar los aparatos (Beaver, 1989; Line, Clarke, Ellman *et al.* 1987). En algunas situaciones, el uso de métodos auditivos servirá para calmar a los PNH, pero algunos sonidos pueden molestarlos y causar un estrés.

Los medios visuales de enriquecimiento pueden ser estresantes si los monos perciben las imágenes como amenazantes. Esto puede ser evitado por la preparación de videos especialmente concebidos para divertir a los PNH. Se ha reportado informalmente que los monos están particularmente fascinados por las imágenes que representan su ambiente natural, o los animales que lo pueblan. Los PNH están fascinados por videos de ellos mismo (Chapais, com. pers., 1990).

6. Disposición

Siguiendo la terminación de un estudio, se debería considerar usar de nuevo los PNH utilizados en investigaciones no invasivas, en un esfuerzo para minimizar el número de animales experimentales. Sin embargo, los monos ya usados en proyectos invasivos o estresantes no se deben someter nuevamente a procedimientos estresantes, y se debería realizar la eutanasia siguiendo las directrices detalladas luego en este *Manual*. Se aconseja fuertemente utilizar al máximo los tejidos de los PNH, los especímenes histológicos, etc.

Es raramente justificable de mantener a un animal en el laboratorio, siguiendo la terminación de una investigación, con el pretexto de que, quizás, puede requerirse para futuros estudios.

7. Resumen

Cuando se consideran todos los factores relativos al bienestar de los PNH, debemos recordar que "el bienestar es un fenómeno dinámico y en evolución constante, porque depende de las experiencias pasadas, de las circunstancias actuales, y de futuras expectativas" (Wolfle, 1990).

G. ROEDORES Y CONEJOS

1. Introducción

Se considera que las normas establecidas desde hace 25 años cumplen con los requerimientos de alojamiento óptimo para los animales de experimentación. Muchos de los mejoramientos en las condiciones de alojamiento y las normas de manejo fueron creados, primariamente, para reducir las variables y mejorar la reproducibilidad de los resultados experimentales (Lang y Vessell, 1976). Sin embargo, durante la última década, los esfuerzos fueron dirigidos hacia las necesidades de comportamiento y sociales de los animales mantenidos en el laboratorio. La mayoría de las investigaciones sobre el mejoramiento del ambiente del animal se concentraron sobre los "mamíferos superiores", particularmente los PNH. Las conclusiones de este documento se elaboraron en base a preocupaciones actuales.

Frecuentemente, se cree que los conejos y roedores de laboratorio tienen relativamente pocos requerimientos, con excepción de las necesidades esenciales de alojamiento, de manejo, y de nutrición. Así, se dio énfasis sobre el control del ambiente, dejando de lado las otras áreas.

A menudo, es difícil evaluar objetivamente el "bienestar" en estas especies. Algunos ejemplos de criterios que se han usado en estudios de este tipo son la ganancia de peso, el comportamiento general y el peso de las suprarrenales (Chamove, 1989).

Se deberían evaluar cuidadosamente las condiciones de alojamiento para cada especie, y, cuando sea posible, se considerará proporcionar un alojamiento de grupo innovador para especies tales como los cobayos y los conejos.

Se debería incitar a los investigadores calificados para seguir estudios de control objetivos sobre las preferencias y las necesidades ambientales de los roedores y los conejos en el laboratorio.

La sensibilización a los modelos de comportamiento normal en cada especie es esencial. Por ejemplo, la coprofagia (reingestión de excrementos) es una actividad normal en varias especies, incluyendo los conejos y las ratas (Smelser, 1985; Newton, 1978). Las ratas ingieren normalmente entre 35-65% de sus excrementos diariamente. En ratas privadas de esta oportunidad, se observaron entre 15-25% de reducción en las ganancias de peso (Newton, 1978).

Beaver (1989) sugiere cinco factores en particular que pueden contribuir al enriquecimiento ambiental: el enriquecimiento del comportamiento, los congéneres sociales, los dispositivos artificiales, las actividades de busca de alimentos, y el control del ambiente. Algunos de estos factores se discuten a continuación.

2. Enriquecimiento del comportamiento y congéneres sociales

Para los animales de laboratorio, está reconocido que la interacción social con los congéneres es un factor de bienestar deseable, si no esencial.

a) Ratones

Los ratones están en condiciones óptimas cuando están alojados en grupos de dos o más animales por jaula. Un estudio demostró que la evidencia de "estrés" era mínima en ratones alojados cuatro por jaula, comparados con grupos de dos u ocho por jaula (Peng, Lang y Drozdowicz, 1989). Por otra parte, se observó una alta incidencia de lesiones de rabo relacionadas al estrés, en jaulas que alojan hasta 40 ratones recién destetados. El problema se resolvió cuando los grupos se redujeron a cinco por jaula (Les, 1972).

Otro ejemplo: hembras C₃H/He, en un programa de cría intenso y alojadas bajo severas condiciones de estrés social, tuvieron una incidencia de tumores mamarios espontáneos, considerablemente diferente de sus contrapartes mantenidas bajo condiciones ideales. A los 400 días de edad, aproximadamente 90% de animales mantenidos bajo condiciones adversas tuvieron tumores mamarios, mientras la incidencia de tumores estuvo alrededor del 10% en hembras alojadas y apareadas bajo condiciones óptimas (Riley, 1975).

La compatibilidad es una consideración crítica. Puede ser imposible alojar juntos ratones machos después de la pubertad, particularmente los de sepas más agresivas.

b) Ratas

Para ciertos tipos de estudios, sucede a menudo que las ratas se alojan individualmente, pero es preferible alojar juntos dos o más ratas compatibles en una jaula apropiada. Generalmente, las ratas púberes son compatibles, particularmente si viven juntos desde jóvenes. Se ha comprobado que aun grupos de ratas machos altamente estandarizados manifiestan un alto nivel de variabilidad de modelos de comportamiento (Gärtner, Ziesniss, Karstens *et al.* 1991).

c) Cobayos

Los cobayos silvestres viven en grupos de cinco a diez individuos (Sutherland y Festing, 1987) y medran cuando alojados en grupo. Sin embargo, es improbable que dos o más machos maduros sexualmente puedan convivir sin incidentes, a menos que hayan vivido juntos desde su nacimiento. En su ambiente natural, los cobayos muestran un fuerte instinto gregario o familiar que, cuando sea posible, será beneficioso mantener en el laboratorio. En las colonias de cría, se recomienda un solo macho por harén. Es preferible evitar alojar estos animales individualmente, pero si es necesario, Sutherland y Festing (1987) recomiendan una jaula de una superficie mínima de 700 cm². La expresión vocal parece jugar un papel importante en el comportamiento social de

los cobayos, que la usan para llamar la atención de sus cuidadores (Sutherland y Festing, 1987).

d) Hámsteres

Debido a su tendencia para pelear, los hámsteres adultos se alojan a menudo individualmente, con excepción de las hembras en período de celos. Sin embargo, se pueden alojar en grupos bajo ciertas circunstancias, particularmente para los animales destetados y criados juntos desde su nacimiento (Hobbs, 1987). Por su parte, el hámster europeo llega a ser más agresivo con la edad. Los hámsteres pasan más tiempo en proximidad social si ya han tenido experiencia de alojamiento en grupo. Los animales alojados individualmente demuestran más comportamientos agonistas con sus congéneres, y menos ganas de peso que los hámsteres alojados en grupos. Las experiencias tempranas de alojamiento puede afectar profundamente los futuros comportamientos y las preferencias sociales.

e) Jerbos

La mayoría de las especies de jerbos son gregarios y viven en grupos grandes (Norris, 1987). Por lo tanto, se deberían alojar en pares o en grupos más grandes, donde sea posible. Los animales que estuvieron alojados juntos antes de la pubertad son menos propensos a tener conflictos. Como los jerbos son generalmente monógamos, se aconseja de nunca separar las parejas a lo largo de su vida. La mayoría de los animales son normalmente dóciles, aunque la pueden ser agresivos después de haber escogido su pareja.

Los jerbos de Mongolia maduros de ambos sexos pueden padecer de una forma severa de crisis epileptiformes (Norris, 1987).

f) Conejos

En su hábitat natural, en zonas silvestres, los conejos del género *Oryctolagus* son animales sociales, que viven frecuentemente en madrigueras con 100 o más conejos de todas las edades. En el laboratorio, la costumbre dicta que los animales sexualmente maduros sean alojados individualmente, para: a) evitar las heridas debidas a las peleas; y b) impedir la ovulación y las pseudo gestaciones debidas a la interacción física entre la conejas maduras. Por otro lado, la agresividad de lo machos adultos aumenta más o menos 90 días después de ser reunidos (Adams, 1987). Sin embargo, el alojamiento de grupo para conejos adultos fue estudiado, tanto en medio del laboratorio, como en conejeras comerciales (Stauffacher, 1992; Love, 1988; Anon., 1989a).

El alojamiento de grupo en cercados más grandes, ha permitido a los animales un modo de vida más natural, incluyendo oportunidades para ejercicios adecuados, para asearse mutuamente, y mejorar su bienestar general (Love, 1988; Boyd, 1988). Se establecieron colonias de cría, utilizando el enfoque del alojamiento de grupo (Anon., 1989b). En algunas instalaciones, se dejan los conejos compatibles ejercer varias veces por semana en un espacio reservado para estas fines.

3. Medios de enriquecimiento (dispositivos artificiales)

a) Ratones

Los ratones han utilizado botellas de plástico vacías puestas en su jaula como "orinal," y otro botella para hacer su nido y como "madriguera". Se concluyó que la provisión de botellas era saludable en varios aspectos, tales como el saneamiento de los locales y una oportunidad de establecer su ambiente óptimo propio en las botellas-nido (Boyd, 1988). Sin embargo, en otro estudio, se demostró que la adición de objetos tales como macetas o ladrillos tenía por efecto de incrementar la agresividad entre ratones machos (Ayling, 1989), presumiblemente a causa de instintos territoriales.

b) Conejos

Se demostró que las tablas de reposo tenían un efecto relajante en los conejos, que se esconden debajo de las mismas (Anon., 1989a), y se sugirió la adición de tubos como "madrigueras".

c) Hámsteres

Hobbs (1987) afirma que el efecto saludable de la corrida en rueda nunca fue demostrado; sin embargo, levantar el techo de la

jaula provee oportunidad para escalamiento y ejercicio.

d) Jerbos

Se ha recomendado de abastecer a los jerbos con aparatos tales como tubos de plástico, para que mantengan en el laboratorio su comportamiento natural de animales de madriguera, así como también de acumulación de alimentos (Norris, 1987). Es probable que los otros roedores pequeños beneficien también de estas adiciones.

4. Jaula y cama

i) Un punto importante es el espacio de piso que requiere cada animal; ya se identificaron los requerimientos para diferentes especies (Anexo I) [los Estados Unidos y el Reino Unido también han desarrollado directrices (USDHHS, 1985; UFAW, 1987)]. Aunque sea esencial proveer un espacio amplio de piso por animal, hay evidencias que las necesidades reales para cobayos alojados en grupo, por ejemplo, puedan ser menores de lo indicado en las directrices actuales (White, Balk y Lang, 1989).

ii) Se recomienda fuertemente que las jaulas de los roedores tengan un fondo lleno, particularmente para estudios de largo plazo. Los pisos llenos con cama apropiada son particularmente importantes para los roedores de cría (Weihe, 1987). Las jaulas con piso de alambre, aunque sean más fáciles de mantenimiento, no tienen nada que ver con su ambiente natural.

iii) La cama es también un elemento importante. Por ejemplo, los jerbos son animales de madriguera activos, y prefieren una cama que se puede usar para cavar y hacer túneles, una actividad importante en esta especie. Se hicieron estudios sobre las preferencias de cama en los roedores pequeños (Iturrian y Fink, 1968). Adams (1987) recomendó el uso de cama de paja para conejos, y, antes del parto, de cajas de nidación para las hembras mantenidas en jaulas de metal. Según Adams (1987), un enrejado de 16 mm de alambre de 2 mm, es satisfactorio para prevenir problemas de articulaciones.

a) Ratas

Se reconoce ahora que las ratas gustan de correr, de pararse sobre sus patas traseras, y de saltar (Weihe, 1987); desafortunadamente, los medios de alojamiento actualmente disponibles no lo permiten. Weihe (1987) recomienda de enriquecer el ambiente de la jaula por la adición de papel, de viruta, de bolitas o granos. También sugiere el uso de jaulas de plástico con fondo lleno, con una tapa de enrejado de alambre, y critica el uso de enrejado metálico como superficie de piso. Aconseja utilizar jaulas rectangulares como más satisfactorias que las cuadradas, con 20 cm de altura (Weihe, 1987).

b) Ratones

En un estudio llevado a cabo con ratones, se colocaron divisores verticales en jaulas, y se comparó el desempeño de los animales y su bienestar con el de animales alojados en jaulas convencionales. Los ratones prefirieron las jaulas complejas, y parecieron ser "menos emotivos" que los ratones mantenidos en jaulas regulares. Se concluyó que la jaula dividida representa un tipo de alojamiento más natural, y que los animales estarían en un mejor estado de salud si se usaran (Chamove, 1989).

c) Jerbos

Las jaulas que están apropiadas para las ratas y los cobayos dorados, también lo son para los jerbos. Como los jerbos se quedan a menudo parados sobre sus patas traseras, las jaulas deberían ser de piso lleno, con una altura por lo menos de 15 cm entre piso y tapa. Una pareja monógama de reproductores requiere una superficie de piso de 700 a 900 cm² y de 100 cm² por animal alojado en grupos grandes (Norris, 1987).

d) Conejos

Adams (1987) sugiere que, en condiciones experimentales, las salas mejor diseñadas acomodan unidades de 50-60 conejos. Si se usan jaulas de metal, un enrejado de 16 mm de alambre de 2 mm, es satisfactorio para prevenir problemas de articulaciones.

Estas jaulas se construyen frecuentemente con lados móviles, con o sin techo o piso de rejilla sobre alzado. Se pueden usar para

alojar a una variedad de especies tales como gatos, perros y PNH. Los conejos y cobayos también han sido alojados exitosamente en cercados sobre piso. En estudios suizos, reemplazaron los alrededores casi naturales para conejos por sustitutos artificiales manejables (Stauffacher, 1992).

e) Cobayos

En cobayos, resultó muy exitoso el uso de cajitas, fáciles de limpiar, con una apertura y colocadas sobre el piso del cercado. Estas cajas sirven para esconderse y como un lugar seguro para parir, además de proveer alguna variedad en el ambiente (White, Balk y Lang, 1989).

5. Busca de alimentos

Una buena calidad de leguminosas o de vegetales apropiados (zanahorias, repollo, etc.) son buenos suplementos disponibles en el comercio para los cobayos, conejos y jerbos. Las mezclas de semillas se recomiendan para especies tales como los jerbos y hámsteres, aunque según Norris (1987), los jerbos comerán solamente las semillas de girasol. Norris sugiere también de alimentar a los animales jóvenes con las mezclas de semillas puestas sobre el piso de las jaulas. Elementos nutritivos de este tipo proveerán un cambio agradable, al mismo tiempo que proporcionan suplementos nutritivos para estas especies. Sin embargo, es esencial de controlar la calidad de estos elementos, ya que existe la posibilidad de contaminación biológica o química. Esta práctica podría ser contraindicada en animales sujetos a estudios en alimentación o en toxicología.

Se cree que los conejos prefieren la comida comercial en forma de comprimidos más que alimentos preparados, y que necesitan más fibras que otras especies (Adams, 1987).

6. Control del ambiente

La temperatura ambiente, la humedad, los cambios de aire, la frecuencia de limpieza de las jaulas, los ciclos de luz-obscuridad, el ruido y las rutinas diarias, son ejemplos de condiciones ambientales que afectan el bienestar de los animales en una institución de investigación (Clough, 1982; Gamble, 1982; Riley, 1975; Peterson, 1980; McSheehy, 1983; Everitt, McLaughlin y Helper, 1987; Besch, 1980; Gärtner, Büttner, Döhler *et al.* 1980; Anon., 1989b).

Se observaron variaciones importantes en ciertos parámetros sanguíneos de ratas sometidos a diversas manipulaciones y procedimientos de experimentación. Por otra parte, la presencia de un miembro del personal familiar en la sala, sin que haga manipulaciones, tenía muy poca influencia sobre los parámetros estudiados (Gärtner, Büttner, Döhler *et al.* 1980). Cambios súbitos en la humedad pueden causar muchos problemas a los conejos (Anon., 1989b).

En conejos y roedores de laboratorio, se detectaron estímulos y condiciones que pueden afectar su bienestar psicológico y su salud general. No está permitido, bajo ninguna circunstancia, de practicar métodos experimentales que necesiten un contacto físico en las salas donde viven los animales, sobre todo si estas manipulaciones provocan el miedo y/o las emisiones vocales.

a) Ruido

Se considera que los niveles de 50-70 dBA o más son probablemente nocivos para el oído de los roedores y conejos. Estos efectos incluyen crisis audiogénicas en ratones jóvenes (Bevan, 1955; Gamble, 1982), y baja fertilidad en ratones y ratas (Newton, 1978).

b) Iluminación X

La intensidad de la iluminación puede influir las actividades de los roedores, el comportamiento maternal y varios otros aspectos de fisiología reproductiva (Clough, 1982). Se observaron desordenes reproductivos en ratones y ratas alojados donde las condiciones de ciclos de luz-oscuridad eran inapropiados, o en la ausencia de tal ciclo (Newton, 1978). En ratas albinos, la exposición continua a una intensidad luminosa mayor de 700 lux puede ocasionar una degeneración severa de la retina (Everitt, McLaughlin y Helper, 1978; Clough, 1982; Semple-Rowland y Dawson, 1987), y hay otros informes de daños retinianos asociados con la iluminación en ratas albinos (McSheehy, 1983). Datos sobre los niveles de iluminación aceptables para roedores de laboratorio están disponibles (ILAR, 1977).

H. ANIMALES SILVESTRES DE EXPERIMENTACIÓN

Se deben proteger las especies de fauna silvestre amenazadas, en vía de desaparición o listadas en la Convención sobre el comercio internacional de especies de la flora y de la fauna en peligro de extinción, y se deben hacer todos los esfuerzos posibles para reemplazar estos animales después de los estudios, mediante su reintroducción en su ambiente de origen, o por programas de crianza en cautiverio.

Los investigadores que planifican usar números grandes de animales deberían, cuando sea posible, criar animales de reemplazo en lugar de seguir quitándoles de su ambiente natural.

El capítulo sobre los animales silvestres en el Volumen 2 de este *Manual* (CCAC, 1984) es completo y detallado. Debería ser la base de la información y de las directrices a seguir, además de los documentos *Categorías de técnicas invasivas en la experimentación animal*, y *Principios éticos de la investigación con animales*, que se puede encontrar en el Anexo XV de este *Manual*.

Como mencionado en el Volumen 2, tales animales se deberían introducir en una institución solamente si el investigador que propone utilizarlos, haya demostrado un conocimiento adecuado de los requerimientos sociales y de comportamiento de los animales, o los de otras especies estrechamente relacionada. También, los responsables para tales animales deben tener la capacidad de proveer el alojamiento y el manejo adecuados antes de su introducción en el laboratorio.

Bajo la rubrica Lecturas adicionales, se encontrarán excelentes publicaciones recientes sobre este tema.

I. REFERENCIAS

1. ADAMS, C.E. The laboratory rabbit. In: Poole, T., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 415-435.
2. AGRICULTURE CANADA. Publication 1757/E. Recommended code of practice for the care and handling of poultry from hatchery to processing plant. Communications Branch, Agriculture Canada, Ottawa, Ont., K1A 0C7. 1989.
3. IBID. Publication 1853/E. Recommended code of practice for the care and handling of dairy cattle. 1990.
4. IBID. Publication 1870/E. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-beef cattle. 1991.
5. IBID. Publication 1898/E. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-pigs. 1993.
6. ASSOCIATION FOR ASSESSMENT AND ACCREDITATION OF LABORATORY ANIMAL CARE. AAALAC Accreditation Program. Bethesda, MD: AAALAC, 1991.
7. ANDERSON, J.R. and CHAMOVE, A.S. Allowing captive primates to forage. In: Standards in laboratory animal management. Potters Bar, England: UFAW (Universities Federation for Animal Welfare), 1984: 253-256.
8. ANON. Communal housing makes for happy rabbits. CCAC (Canadian Council on Animal Care) Resource 1989a; 13(2): 4.
9. ANON. Environmental norms. Rabbit J. 1989b; (May/August) 20: 10-12.
10. ANON. Animal Welfare Committee looks at animal rights. J. Amer. Vet. Med. Assoc. 1990; 196(1): 17.
11. ANON. Pigs respond to the gentle touch. Vet. Rec. 1992; 130(18): 387.
12. ARCHER, J. Behavioural aspects of fear in animals and man. In: Sluckin, W., ed. Fear in animals and man. Princeton, NJ:

Van Nostrand Reinhold, 1979.

13. AYLING, S. Laboratory mice: The effects of differences in holding conditions on aggression. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) Report 1989; 12.
14. BANTIN, G.C. and SAUNDERS, P.D. Animal caging: Is big necessarily better? Anim. Technol. 1989; 40: 45-54.
15. BARNETT, J.L. and HEMSWORTH, P.H. The effects of individual and group housing on sexual behaviour and pregnancy in pigs. Anim. Reprod. Sci. 1991; 25: 265-273.
16. BARNETT, J.L., WINFIELD, C.G., CRONIN, G.M., HEMSWORTH, P.H. and DEWAR, A.M. The effect of individual and group housing on behavioural and physiological responses related to the welfare of pregnant pigs. Appl. Anim. Behav. Sci., 1985; 14: 149-161.
17. BATESON, P. Imprinting as a process of competitive exclusion. In: Rauschecker, R. and Marler, P., eds. Imprinting and cortical plasticity. New York, NY: J. Wiley & Sons, Ltd., 1987.
18. BAXTER, M.R. Ethology in environmental design for animal production. Appl. Anim. Ethol. 1983; 9: 207-220.
19. BAYNE, K. Resolving issues of psychological well-being and management of laboratory non-human primates. In: Segal, E.F., ed. Housing, care and psychological well-being of captive and laboratory primates. Park Ridge, NJ: Noyes Publications, 1989: 27-38.
20. BAYNE, K.A.L. and MCCULLY, C. The effect of cage size on the behaviour of individually-housed rhesus monkeys. Lab Animal, October 1989: 25-28.
21. BAYNE, K.A.L., SUOMI, S. and BROWN, B. A new monkey swing. Lab. Prim. Newsl. 1989; 28(4): 16-17.
22. BAYNE, K.A.L., MAINZER, H., DEXTER, S., CAMPBELL, G., YAMADA, F. and SUOMI, S., eds. The reduction of abnormal behaviours in individually housed rhesus monkeys (*Macaca mulatta*) with a foraging/grooming board. Am. J. Primatol. 1991; 23(1): 23-35.
23. BEAVER, B.V. Veterinary aspects of feline behavior. St. Louis, MI: Mosby, C.V. 1980.
24. BEAVER, B.V. Environmental enrichment for laboratory animals. ILAR (Institute for Laboratory Animal Resources) News 1989; 31(2): 5-11.
25. BEAVER, B.V. Behavioral considerations for laboratory dogs and cats. Cont. Ed. Art. No. 4; 2(4) July/August 1981: 212-215.
26. BECK, B.B. Animal tool behaviour: The use and manufacture of tools by animals. New York, NY: Garland, 1980.
27. BECKER, B.A., FORD, J.J., CHRISTENSON, R.K., MANAK, R.C., HAHN, G.L. and DESHAZAR, J.A. Cortisol response of gilts in tether stalls. J. Anim. Sci. 1985; 60: 264-270.
28. BERTRAND, M. The behavioural repertoire of the stump-tail macaque. Basel: Karger, S., 1969.
29. BESCH, E.L. Environmental quality within animal facilities. Lab. Anim. Sci. 1980; 30: 385-406.
30. BEVAN, W. Sound-precipitated convulsions 1947-1954. Psychol. Bull. 1955; 52(6): 473-504.
31. BLACKSHAW, J.K. Human and animal inter-relationships. Normal behaviour pattern of cats. I. Aust. Vet. Pract. 1985a; 15 (4): 159-162.

32. BLACKSHAW, J.K. Human and animal inter-relationships: Behavioural problems of cats. II. Aust. Vet. Pract. 1985b; 15(4): 164-168.
33. BLAFFER-HRDY, S. and WHITTEN, P.L. Patterning of sexual activity. In: Smuts, B.B., Cheney, D.L., Seyfarth, R.M., Wrangham, R.W. and Struhsaker, T.T., eds. Primate societies. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1987: 370-384.
34. BLOOD, D.C. and STUDDERT, V.P. Ballière's comprehensive veterinary dictionary. London: Ballière Tindall, 1988: 265.
35. BOCCIA, M.L. Preliminary report on the use of a natural foraging task to reduce aggression and stereotypes in socially housed pigtail macaques. Lab. Primate Newsl. 1989; 28: 3-4.
36. BOYD, J. Mice. Humane Innov. Altern. 1988; 2: 49-50.
37. BRAMBELL, F.W.R. (Chairman). Report of the Technical Committee to Enquire into the Welfare of Animals Kept Under Intensive Husbandry Systems. London: Her Majesty's Stationary Office, 1965.
38. BROOM, D.M. and LEAVER, J.D. Effects of group-rearing or partial isolation on later social behaviour of calves. Anim. Behav. 1978; 26: 1255-1263.
39. BROOM, D.M. Indicators of poor welfare. Brit. Vet. J. 1986; 142: 524.
40. BRYANT, C., RUPNIAK, N. and IVERSEN, S. Effects of different environmental enrichment devices on cage stereotypes and autoaggression in captive cynomolgus monkeys. J. Med. Primatol. 1988; 17: 257-269.
41. BURT, D.A. and PLANT, M. Observations on a caging system for housing stump-tailed macaques. Anim. Technol. 1990; 41 (3): 175-179.
42. CAINE, N.G. Unrecognized anti-predator behaviour can bias observational data. Anim. Behav. 1989; 39(1): 195-196.
43. CAMPBELL, S.A., HUGHES, H.C., GRIFFEN, H.E. and LANDI, M.S. Some effects of limited exercise on purpose-bred Beagles. Am. J. Vet. Res. 1988; 49(8): 1298-1301.
44. CAMPBELL, S.A. Effects of exercise programs on serum biochemical stress indicators in purpose-bred beagle dogs. In: Mench, J.A. and Krulisch, L., eds. Canine research environment. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 77-80.
45. CANADIAN AGRI-FOOD RESEARCH COUNCIL. Recommended code of practice for the care and handling of farmed deer (Cervidae). Canadian Venison Council, Ottawa, Ont., K1P 5H7. 1996: 11-12.
46. IBID. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-veal calves. Ontario Veal Association, Guelph, Ont., N1K 1B1. 1998a: 4.
47. font face="Arial,Helvetica">IBID. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-horses. CARC, Ottawa, Ont., K1A 0C6. 1998b: 2-3.
48. CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE. Non-human primates. In: Guide to the care and use of experimental animals. Vol. 2. CCAC, Ottawa, Ont. 1984: 163-173.
49. CARPENTER, E. Animals and ethics. London: Watkins, 1980.
50. CATCOTT, E.J., ed. Feline medicine and surgery, 2nd Ed. Santa Barbara, CA; American Veterinary Publications, Inc. 1975.
51. CHAMOVE, A.S. Cage design reduces emotionality in mice. Lab. Anim. 1989; 23: 215-219.

52. CHAMOVE, A.S. Environmental enrichment: Review. *Anim. Technol.* 1989; 40(3): 155-174.
53. CHAMOVE, A.S. and ANDERSON, J.R. Examining environmental enrichment. In: Segal, E.F., ed. *Housing, care and psychological well-being of captive and laboratory primates*. Park Ridge, NJ: Noyes Publications, 1989: 183-202.
54. CLOUGH, G. Environmental effects on animals used in biomedical research. *Biol. Rev.* 1982; 57: 487-523.
55. COELHO, A.M. and CAREY, K.D. A social tethering system for non-human primates used in laboratory research. *Lab. Anim. Sci.* 1990; 40(4): 388-394.
56. COLE, J. *Macaca nemestrina* studied in captivity. In: Napier, J. and Barnicot, N.A., eds. *The primates*. London: Zoological Society of London, 1963: 105-114.
57. COPPINGER, T.R., MINTON, J.E., REDDY, P.G. and BLECHA, F. Repeated application of stressor reduces cell mediated immunological function in lambs. *J. Anim. Sci.* 1990; 68 (Suppl. 1): 77-78 (Abstract).
58. CROCKETT, C. Psychological well-being and enrichment workshop held at Primate Centers' Directors' meeting. *Lab. Prim. Newsl.* 1990; 29(3): 3-6.
59. CRONIN, G.M., VAN TARTWIJK, J.M.F.M., VAN DER HEL, W. and VERSTEGEN, M.W.A. The influence of degree of adaptation to tether housing by sows in relation to behaviour and energy metabolism. *Anim. Prod.* 1986; 42: 257-268.
60. CURTIS, S.E. (moderator) Animal Care and Use Committee workshop. In: Mench, J.A., Mayer, S.J. and Krulisch, L., eds. *The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research*. Proc. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare)-sponsored conference, *Agricultural Animals in Research*. Bethesda, MD: Scientists Center for Animal Welfare, 1992: 38-48.
61. DAWKINS, M. From an animal's point of view: motivation, fitness and animal welfare. *Behav. Brain Sci.* 1990; 13: 1-61.
62. DRESSER, R. Assessing harm and justification in animal research: Federation policy opens the laboratory door. *Rutgers Law Review* 1988; 40: 723-795.
63. DUNBAR, I. *Dog behavior. Why dogs do what they do*. Neptune, NJ: T.F.H. Publications, Inc., 1979.
64. DUNCAN, I.J.H. Animal behaviour and welfare. In: Clark, J.A., ed. *Environmental aspects of housing for animal production*. London: Butterworths, 1981: 455-470.
65. DUNCAN, I.J.H. and DAWKINS, M.S. The problem of assessing "well-being" and "suffering" in farm animals. In: Schmidt, D., ed. *Indicators relevant to farm animal welfare*. The Hague: Martinus Nijhoff, 1983: 13-24.
66. DUNCAN, I.J.H. Behavioral assessment of welfare. In: Mench, J.A., Mayer, S.J., and Krulisch, L., eds. *The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research*. Proc. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare)-sponsored conference, *Agricultural Animals in Research*. Bethesda, MD: Scientists Center for Animal Welfare, 1992: 62-68.
67. DUNCAN, I.J.H. Assessing the effect of housing on welfare. In: Baxter, M.R., MacCormack, J.A.C. and Baxter, S.H., eds. *Farm animal housing and welfare*. The Hague: Martinus Nijhoff, 1983: 27-35.
68. ERWIN, J. Aggression in captive macaques: interaction of social and spatial factors. In: Erwin, J., Maples, T.L. and Mitchell, G., eds. *Captivity and behaviour: Primates in breeding colonies, laboratories and zoos*. New York, NY: Van Nostrand Reinhold, 1979: 139.
69. ERWIN, J. and DENI, R. Strangers in a strange land: Abnormal behaviors or abnormal environments. In: Erwin, J., Maple, T.L. and Mitchell, G., eds. *Captivity and behaviour. Primates in breeding colonies, laboratories and zoos*. New York, NY: Van Nostrand Reinhold, 1979: 1-28.

70. ERWIN, J. Environments for captive propagation of primates. Interaction of social and physical factors. In: Benirschke, K., ed. Primates: the road to self-sustaining populations. New York, NY: Springer Verlag, 1985: 299-305.
71. EVERITT, J.I., MCLAUGHLIN, S.A. and HELPER, L.C. Diagnostic exercise: eye lesions in rats. Lab. Anim. Sci. 1987; 37: 202-203.
72. EWBank, R. The behaviour of animals in restraint. In: Fox, M.W., ed. Abnormal behaviour in animals. Philadelphia, London, Toronto: W.B. Saunders, 1968: 159-178.
73. EWBank, R., PARKER, M.J. and MASON, C.W. Reactions of cattle to head-restraint at stunning: A practical dilemma. Animal Welfare 1992; 1: 55-63. Published by UFAW (Universities Federation for Animal Welfare), South Mimms, Potters Bar, Herts, Essex.
74. EXPERT COMMITTEE ON FARM ANIMAL WELFARE AND BEHAVIOUR. Farm animal welfare and behaviour in Canada. Report. Ottawa, Ont.: Agriculture Canada, 1987.
75. FAJZI, K., REINHARDT, V. and SMITH, M.D. A review of environmental enrichment strategies for singly caged non-human primates. Lab Animal 1989; 18(2): 23-35.
76. FEDIGAN, L. A study of roles in the Arashiyama West troop of Japanese macaques (*Macaca fuscata*). Contributions to Primatology, Vol. 9. Basel: Karger, S. 1976.
77. FOX, M.W. Socialization, environmental factors, and abnormal behavioural development in animals. In: Fox, M.W., ed. Abnormal behaviour in animals. Philadelphia, London, Toronto: W.B. Saunders, 1968.
78. FOX, M.W. Understanding your dog. New York, NY: Coward, McGann and Geoghegan, Inc., 1972.
79. FOX, M.W. Understanding your cat. New York, NY: Coward, McGann and Geoghegan, Inc., 1974.
80. FOX, M.W. Evolution of social behavior in canids. In: Fox, M.W., ed. The wild canids. New York, NY, Van Nostrand Reinhold, 1975.
81. FOX, M.W. Laboratory animal husbandry: Ethology, welfare and experimental variables. Albany, NY: State University Press, 1986.
82. FOX, M.W. Canine behavior. In: Mench, J.A. and Krulisch, L., eds. Canine research environment. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 21-31.
83. FRASER, A.F. The behaviour of suffering in animals. Appl. Anim. Behav. Sci. 1984/85; 13: 1-6.
84. FRASER, A.F. Animal suffering: The appraisal and control of depression and distress in livestock. Appl. Anim. Behav. Sci. 1988; 20: 127-133.
85. FRASER, A.F. (letters) Welfare and well-being. Vet. Rec. 1989; 125(12): 332.
86. FRASER, A.F. The behavior of the horse. Tucson, AZ: CAB Int'l., 1992.
87. FRASER, A.F. and BROOM, D.M. Farm animal behaviour and welfare, 3rd Ed. London, Toronto, Philadelphia: Ballière Tindall, 1990.
88. FRASER, D. and RUSHEN, J. Aggressive behaviour. Vet. Clin. North Am. Food Anim. Pract. 1987; 3(2): 285.
89. FRIEND, T.H. and DELLMEIER, G.R. Common practices and problems related to artificially rearing calves: An ethological

- analysis. Appl. Anim. Behav. Sci. 1988; 20: 47-62.
90. FRITZ, J. Resocialization of captive chimpanzees: an amelioration procedure. Amer. J. Primatol. Suppl. 1989; 1: 79-86.
 91. GAMBLE, M.R. Sound and its significance for laboratory animals. Biol. Rev. 1982; 57: 395-421.
 92. GÄRTNER, K., ZIESNISS, K., KARSTENS, A. and MUHL, G.I. Differences in personality of isogenic rats living under highly standardized conditions shown by behavioural patterns. Lab. Zhyvotnye 1991; 1(3): 34-44.
 93. GÄRTNER, K., BÜTTNER, D., DÖHLER, R., FRIEDEL, J., LINDENA, J. and TRAUTSCHOLD, I. Stress response of rats to handling and experimental procedures. Lab. Anim. 1980; 14: 267-274.
 94. GONYOU, H.W. The interaction of humans with food animals. In: Appleby, M.C., Horrell, R.I., Petherick, J.C. and Rutter, S.M., eds. Applied animal behaviour: Past, present and future. South Mimms, Potter's Bar, Herts, U.K.: UFAW (Universities Federation for Animal Welfare), 1991: 31.
 95. GOOSEN, C. Abnormal behaviour patterns in rhesus monkeys: symptoms of mental disease? Biol. Psych. 1981; 16: 697-716.
 96. GOVERNMENT OF CANADA. Health of Animals Act, June, 1990, 38-39. Eliz. II, Chapter 21: 387-417.
 97. GRAFEN, A. Do animals recognize kin? Anim. Behav. 1990; 39: 42-54.
 98. GRANDIN, T. Handling and transport of agricultural animals used in research. In: Mench, J.A., Mayer, S.J., and Krulisch, L., eds. The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research. Proc. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare)-sponsored conference, Agricultural Animals in Research. Bethesda, MD: Scientists Center for Animal Welfare, 1992: 74-84.
 99. GROSS, W.B. and SIEGEL, P.B. Long-term exposure of chickens to three levels of social stress. Avian Dis. 1981; 25: 312.
 100. GROSS, W.B. and SIEGEL, P.B. Socialization as a factor in resistance to infection, feed efficiency and response to antigen in chickens. Am. J. Vet. Res. 1982; 43: 20010-20012.
 101. HARLOW, H.F. and HARLOW, M.K. The effectual systems. In: Schrier, A.M., Harlow, H.F. and Stollnitz, F., eds. Behaviour of non-human primates, Vol. 2. New York, NY: Academic Press, 1965: 287-334.
 102. HART, B.L. and PEDERSEN, N.C. Behavior. In: Pedersen, N.C., ed. Feline husbandry. Goleta, CA: American Veterinary Publications, 1991: 289-323.
 103. HEARN, J.P. and DIXSON, A.F. Assessment of comfort and well-being in New World primates. In: Standards of laboratory management. Potters Bar: UFAW (Universities Federation for Animal Welfare), 1984: 206-216.
 104. HEMSWORTH, P.H. and BARNETT, J.L. Human interactions. Vet. Clin. North Am. (3,2, Farm animal behaviour) 1987: 339-356.
 105. HEMSWORTH, P.H., BARNETT, J.L., COLEMAN, G.J. and HANSEN, C. A study of the relationships between the attitudinal and behavioural profiles of stockpersons and the level of fear of humans and reproductive performance of commercial pigs. Appl. Anim. Behav. Sci. 1989; 23: 301-314.
 106. HINDE, R.A. and ROWELL, T.E. Communication by posture and facial expressions in the rhesus monkey (*Macaca mulatta*). Proc. Zool. Soc. of London 1962; 138: 1-21.
 107. HITE, M., HANSON, H.L.M., CONTI, N.R. and MATTIS, P.A. Effects of cage size on patterns of activity and health of beagle dogs. Lab. Anim. Sci. 1977; 27: 60-64.

108. HOBBS, K.R. Hamsters. In: Poole, T., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 377-392.
109. HOLLANDS, C. Compassion is the bugler. The struggle for animal rights. Edinburgh: Macdonald Publishers, 1980.
110. HUGHES, B.O. and DUNCAN, I.J.H. The notion of ethological "need," models of motivation and animal welfare. Anim. Behav. 1988; 36: 1969-1707.
111. HUGHES, B.O., DUNCAN, I.J.H. and BROWN, M.F. The performance of nest building by domestic hens: is it more important than the construction of a nest? Anim. Behav. 1989; 37: 210-214.
112. HURNI, H. and ROSSBACH, W. The laboratory cat. In: Poole, T., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 476-492.
113. HUGHES, H.C., CAMPBELL, S. and KENNEY, C. The effects of cage size and pair housing on exercise of beagle dogs. Lab. Anim. Sci. 1989; 39(4): 302-305.
114. HUGHES, H.C. and CAMPBELL, S. Effects of primary enclosure size and human contact. In: Mench, J.A. and Krulisch, L., eds. Canine research environment. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 66-73.
115. HURNIK, J.F. Welfare of farm animals. Appl. Anim. Behav. Sci. 1988; 20: 105-117.
116. INSTITUTE OF LABORATORY ANIMAL RESOURCES. Laboratory animal management: rodents. Washington, DC: National Academy of Sciences, 1977.
117. ITURRIAN, W.B. and FINK, G.B. Comparison of bedding material, habitat preference of pregnant mice, and reproductive performance. Lab. Anim. Care 1968; 18: 160-164.
118. JEROME, C.P. and SZOSTAK, L. Environmental enrichment for adult female baboons (*Papio anubis*). Lab. Anim. Sci. 1987; 37: 508-509.
119. JOLLY, A. Social group, breeding group, foraging group. Ecol. 1985: 116-119.
120. JONES, C. Natural diets of wild primates. In: T-W-Finnes, R.N., ed. Pathology of simian primates. New York, NY: S. Karger, 1972.
121. KAPLAN, J.R., MANNING, P. and ZUCKER, E. Reduction of mortality due to fighting in a colony of rhesus monkeys (*Macaca mulatta*). Lab. Anim. Sci. 1980; 30(3): 565-570.
122. KARSH, E.B. and TURNER, D.C. The human-cat relationship. In: Turner, D.C. and Bateson, P., eds. The domestic cat. The biology of its behaviour. Cambridge: Cambridge University Press, 1990: 159-177.
123. KELLEY, K.W., OSBORNE, C.A., EVERMANN, J.F., PARISH, S.M. and HINRICHS, D.J., eds. Whole blood leucocytes vs. separated mononuclear cell blastogenesis in calves, time dependent changes after shipping. Can. J. Comp. Med. 1981; 45: 249-258.
124. KENNY, F.J. and TARRANT, P.V. Behaviour of cattle during transport and penning before slaughter. In: Moss, R., ed. Transport of animals intended for breeding, production and slaughter. Curr. Top. Vet. Med. Anim. Sci. 1982; 18: 87-102. The Hague: Martinus Nijhoff.
125. KILGOUR, R. and DALTON, C. Livestock behaviour: a practical guide. London: Granada, 1984.

126. LANG, C.M. and VESSELL, E.S. Environmental and genetic factors affecting laboratory animals: impact on biomedical research. *Fed. Proc.* 1976; 35: 1123-1165.
127. LES, E.P. A disease related to cage population density: tail lesions of C3H/HeJ mice. *Lab. Anim. Sci.* 1972; 22: 56-60.
128. LEVINE, S. A definition of stress? In: Moberg, G.P., ed. *Animal stress*. Bethesda, MD: American Physiological Society, 1985: 51-69.
129. LEYHAUSEN, P. The tame and the wild-another Just-So story? In: Turner, D.C. and Bateson, P., eds. *The domestic cat. The biology of its behaviour*. Cambridge: Cambridge University Press, 1990: 57-66.
130. LIBERG, O. and SANDELL, M. Spatial organization and reproductive tactics in the domestic cat and other felids. In: Turner, D.C. and Bateson, P., eds. *The domestic cat. The biology of its behaviour*. Cambridge: Cambridge University Press, 1990: 83-98.
131. LINE, S.W. Environmental enrichment for laboratory primates. *J. Amer. Vet. Med. Assoc.* 1987; 190: 854-859.
132. LINE, S.W., CLARKE, A.S., ELLMAN, G. and MARKOWITZ, H. Behavioral and hormonal responses of rhesus monkeys to an environmental enrichment apparatus. *Amer. Vet. Soc. Anim. Behav. Newsl.* 1987; 10: 6-7.
133. LINE, S.W., CLARKE, A.S. and MARKOWITZ, H. Adult female rhesus macaque responses to novel objects. *Lab Animal* 1989; May/June: 33-40.
134. LINE, S.W., MORGAN, K., MARKOWITZ, H. and STRONG, S. Heart rate and activity of rhesus monkeys in response to routine events. *Lab. Prim. Newsl.* 1989; 28(2): 1-4.
135. LOVE, J.A. Housing for rabbits. *Humane Innov. Altern. Anim. Exper.* 1988; 2: 47-48. Saranac Lake, NY: Currier Press (Psychologists for the Ethical Treatment of Animals), 1988.
136. MACARTHUR, J.A. The dog. In: Poole, T., ed. *UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals*. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 456-475.
137. MACDONALD, D.W. and MOEHLMAN, P.D. Co-operation, altruism, and restraint in the reproduction of carnivores. In: Bateson, P.P.G. and Klopfer, P., eds. *Perspectives in ethology*. London: Plenum Press, 1982.
138. MARKOWITZ, H. and SPINELLI, J. Environmental engineering for primates. In: Benirschke, K., ed. *Primates. The road to self-sustaining populations*. New York, NY: Springer-Verlag, 1986: 489-498.
139. MARKOWITZ, H. and LAFORSE, S. Artificial prey as behavioural enrichment devices for felines. *Appl. Anim. Behav. Sci.*, 1987; 18(1): 31-44.
140. MARKOWITZ, H. and LINE, S. Primate research models and environmental enrichment. In: Segal, E.F., ed. *Housing care and psychological well-being of captive and laboratory primates*. Park Ridge, NJ: Noyes Publications, 1989: 203-212.
141. MARTIN, L. Which ape is man's closest kin? *The Sciences* March/April 1988: 52-58.
142. MARTIN, P. The time and energy costs of play behaviour in the cat. *Z. Tierpsychol.* 1984; 64: 298.
143. MARTINIC, G. A short report on the construction of an ethogram from observations made on four *Macaca fascicularis* monkeys. *Anim. Technol.* 1990; 41(3): 217-222.
144. MCCARTHY, C. Public Health Service Policy. In: National Institutes of Health, Office for Protection from Research Risks/Office of Animal Care and Use. *Animal care and use: Policy issues in the 1990s*. Bethesda, MD: NIH, 1989: 5-11.

145. MCGLONE, J.J. and CURTIS, S.E. Behaviour and performance of weanling pigs in pens equipped with hide areas. *J. Anim. Sci.* 1985; 60: 20-24.
146. MCKEOWN, D. and LUESCHER, A. Handbook of feline behaviour. Ontario Veterinary College, University of Guelph. In Press.
147. MCSHEEHY, T. An overview of the state-of-the-art of environmental monitoring. In: Melby, E.C. and Balk, M.W., eds. The importance of laboratory animal genetics, health, and the environment in biomedical research. New York, Toronto: Academic Press, 1983: 161-182.
148. MCWILLIAM, A.A. Important reports on HPB monkey colony due soon. *CCAC (Canadian Council on Animal Care) Resource* 1989; 14(1): 1,4.
149. MENCH, J.A., STRICKLIN, W.R. and PURCELL, D. Social and spacing behaviour. In: Mench, J.A., Mayer, S.J. and Krulisch, L., eds. The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research. Proc. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare)-sponsored conference, Agricultural Animals in Research. Bethesda, MD: Scientists Center for Animal Welfare, 1992: 69-73.
150. MOBERG, G.P. Biological response to stress: key to assessment of animal well-being? In: Moberg, G.P., ed. *Animal stress*. Bethesda, MD: Amer. Physiol. Soc., 1985: 27-49.
151. MOBERG, G.P. Stress: Diagnosis, cost and management. In: Mench, J.A., Mayer, S.J. and Krulisch, L., eds. The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research. Proc. SCAW conf. "Agricultural Animals in Research." Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1992: 58-61.
152. MOOR-JANKOWSKI, J. and MAHONEY, C.J. Chimpanzees in captivity: humane handling and breeding within the confines imposed by biomedical research and testing. *J. Med. Primatol.* 1989; 18: 1-26.
153. MORRIS, D. *Catwatching. The essential guide to cat behaviour*. London: Cape, 1986.
154. MORTON, D.B. and GRIFFITHS, P.H.M. Guidelines on the recognition of pain, distress and discomfort in experimental animals and a hypothesis for assessment. *Vet. Rec.* 1985; 116(16): 431-436.
155. MURPHY, R.A., ROWAN, A.N. and SMEBY, R.R., eds. *Annotated bibliography on laboratory animal welfare*. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1991.
156. NEWTON, W.M. Environmental impact on laboratory animals. *Advance Vet. Sci. Comp. Med.* 1978; 22: 1-28.
157. NISHIDA, T. and HIRAIWA-HASEGAWA, M. Chimpanzees and bonobos: Co-operative relationships among males. In: Smuts, B.B., Cheney, D.L., Seyfarth, R.M., Wrangham, R.W. and Struhsaker, T.T., eds. *Primate societies*. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1987: 165.
158. NORRIS, M.L. Gerbils. In: Poole, T., ed. *UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals*. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 360-376.
159. NOVAK, M.A. and MEYER, J.S. What we don't know about lab animals. *Lab. Primate Newsl.* 1988; 27(2): 16-17.
160. NOVAK, M.A. and SUOMI, S.J. Psychological well-being of primates in captivity. *Amer. Psychol.* 1988; 43(10): 765-773.
161. NOVAK, M.A. and DREWSEN, K.H. Enriching the lives of captive primates. Issues and problems. In: Segal, E.F., ed. *Housing, care and psychological well-being of captive and laboratory primates*. Park Ridge, NJ: Noyes Publications, 1989: 161-182.
162. O'KEEFE, R.T. and LEFSHITZ, K. A behavioural profile for stump-tail macaques (*Macaca arctoides*). *Primates* 1985; 26:

- 143-160.
163. O'NEILL, P. A room with a view for captive primates: issues, goals, related research and strategies. In: Segal, E.F., ed. Housing, care and psychological well-being of captive and laboratory primates. Park Ridge, NJ: Noyes Publications, 1989: 135-160.
 164. PANEPINTO, L.M. The minimum-stress physical restraint of swine and sheep in the laboratory. In: Mench, J.A., Mayer, S.J. and Krulisch, L., eds. The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research. Proc. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare)-sponsored conference Agricultural Animals in Research. Bethesda, MD: Scientists Center for Animal Welfare, 1992: 85-87.
 165. PASSINGHAM, R.E. The human primate. San Francisco, CA: W.H. Freeman & Co., 1982.
 166. PENG, X., LANG, C.M., DROZDOWICZ, C.D. and OHLSSON-WILHELM, B.M. Effect of cage population density on plasma corticosterone and peripheral lymphocyte populations of laboratory mice. Lab. Anim. 1989; 23: 302-306.
 167. PETERSON, E.A. Noise and laboratory animals. Lab. Anim. Sci. 1980; 30(2), Part II: 422-439.
 168. PFAFFENBERGER, C. New knowledge of dog behaviour. New York, NY: Howell, 1963.
 169. REINHARDT, V., REINHARDT, A. and HOUSER, D. Hair pulling-and-eating in captive rhesus monkeys. Folia Primatol. 1986; 47: 158-164.
 170. REINHARDT, V. Advantages of housing rhesus monkeys in compatible pairs. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare) Newsl. 1987; 9(3): 3,5-6.
 171. REINHARDT, V., HOUSER, D., EISELE, S. and CHAMPOUX, M. Social enrichment of the environment with infants for singly-caged adult rhesus monkeys. Zoo Biology 1987; 6: 365-371.
 172. REINHARDT, V., REINHARDT, A., EISELE, S., HOUSER, D. and WOLF, J. Control of excessive aggressive disturbance in a heterogenous troop of rhesus monkeys. Appl. Anim. Behav. Sci. 1987; 18: 371-377.
 173. REINHARDT, V., HOUSER, D., EISELE, S., COWLEY, D. and VERTEIN, R. Behavioral responses of unrelated rhesus monkey females paired for the purpose of environmental enrichment. Am. J. Primatol. 1988; 14: 135-140.
 174. REINHARDT, V. Preliminary comments on pairing unfamiliar adult male rhesus monkeys for the purpose of environmental enrichment. Lab. Prim. Newsl. 1988; 27: 1-3.
 175. REINHARDT, V. Social enrichment for laboratory primates: A critical review. Lab. Prim. Newsl. 1990a; 29(3): 7-11.
 176. REINHARDT, V. Evaluating the effectiveness of environmental enrichment. Lab. Prim. Newsl. 1990b; 29(1): 15.
 177. REINHARDT, V. Privacy panel for isosexual pairs of caged rhesus monkeys. Am. J. Primatol. 1990c; 20: 225-226 (abstract).
 178. REINHARDT, V., COWLEY, D., SCHEFFLER, J. and VERTEIN, R. Living continuously with a compatible companion is not a distressing experience for rhesus monkeys. Lab. Prim. Newsl. 1990; 29(2): 16-17.
 179. REINHARDT, V. Agonistic behaviour responses of socially experienced unfamiliar adult male monkeys (*Macaca mulatta*) to pairing. Lab. Prim. Newsl. 1991; 30(1): 5-7.
 180. RILEY, V. Mouse mammary tumours: alteration of incidence as apparent function of stress. Science 1975; 189: 465-467.
 181. RINGLER, D.H. and PETER, G.K. Dogs and cats as laboratory animals. In: Fox, G.J., ed. New York, NY: Academic Press,

- 1984: 241-271.
182. ROSENZWEIG, M.R. and BENNETT, E.L. Effects of environmental enrichment or impoverishment on learning and on brain values in rodents. In: Oliveerio, A., ed. Genetics, environment and intelligence. New York, NY: Elsevier, 1977: 163-196.
 183. ROYAL SOCIETY FOR THE PREVENTION OF CRUELTY TO ANIMALS. The assessment of stress in laboratory animals. Causeway, Horsham, West Sussex, U.K.: RSPCA, 1992.
 184. RUPPENTHAL, G.C. and WALKER, C.G. Behavioral development of "together-together" reared pigtailed monkeys. Am. J. Primatol. Suppl. 1989; 18: 164.
 185. SACKETT, G.P., RUPPENTHAL, G.C., FAHRENBRUCH, C.E. and HOLM, R.A. Social isolation rearing effects in monkeys vary with genotype. Devel. Psychol. 1981; 17(3): 313-318.
 186. SAPOLSKY, R. Physiological perspectives on non-human primate well-being. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare) Newsl. 1989; 11(3): 4-8.
 187. SCHAR, R. Influence of man on life and social behaviour of farm cats. Poster, Int'l. Symp. on the Human/Pet Relationship, Vienna, 1983.
 188. SCHOUTEN, W., RUSHEN, J. and DE PASSILLÉ, A.M.B. Stereotypic behaviour and heart rate in pigs. Physiol. Behav. 1991; 48: 91-96.
 189. SCHWINDAMAN, D.F. Regulatory requirements for exercise of dogs. In: Mench, J.A. and Krulisch, L. eds. Canine research environment. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 3-7.
 190. SCOTT, J.P. and FULLER, J.L. Genetics and the social behavior of the dog. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1965.
 191. SCOTT, P.P. Nutrition and disease. In: Catcott, E.J., ed. Feline medicine and surgery. 2nd Ed. Santa Barbara, CA: American Veterinary Publications, Inc., 1975: 131-144.
 192. SEABROOK, M.F. The role of the stockman in livestock productivity and management. In: Seabrook, M.F., ed. The role of the stockman in livestock production and management. Brussels: Commission of the European Communities Report EUR 10982 EN, 1987: 35-51.
 193. SEABROOK, M.F. The psychological interaction between the stockman and his animals and its influence on performance of pigs and dairy cows. Vet. Rec. 1984; 115: 85-87.
 194. SEAMER, J.H. Farm animal welfare in Britain. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare) Newsl. 1993; 14(4): 13-14.
 195. SEGAL, E.F. (commentary) ILAR (Institute for Laboratory Animal Resources) News 1989a; 31(2): 11-12.
 196. SEGAL, E.F., ed. The housing, care, and psychological well-being of captive and laboratory primates. Park Ridge, NJ: Noyes Publications, 1989b.
 197. SEITZ, P.F.D. Infantile experience and adult behaviour in animal subjects. II. Age of separation from the mother and adult behaviour in the cat. Psychosom. Med. 1959; 21: 353-378.
 198. SEMPLE-ROWLAND, S.L. and DAWSON, W.W. Retinal cyclic light damage threshold for albino rats. Lab. Anim. Sci. 1987; 37(3): 289-298.
 199. SKINNER, S.W. and LOCKARD, J.S. An ethogram of the lion-tailed macaque (*Macaca silenus*) in captivity. Appl. Anim. Ethol. 1979; 5: 241-253.

200. SMELSER, J.F. Rabbits: a practical guide for the veterinary technician. *Vet. Tech.* 1985; 6(3): 121-129.
201. SMUTS, B.B., CHENEY, D.L., SEYFARTH, R.M., WRANGHAM, R.W. and STRUHSAKER, T.T., eds. *Primate societies*. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1987.
202. SNOWDON, C.T. Variables among species and individual differences within species. In: Mench, J.A. and Krulisch, L., eds. *Well-being of non-human primates in research*. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 26-31.
203. SNOWDON, C.T., SAVAGE, A. and MCCONNELL, P.B. A breeding colony of cotton-top tamarins (*Saguinus oedipus*). *Lab. Anim. Sci.* 1984; 35: 477-480.
204. SPEDDING, C.R.W. Animal welfare and the BSAP. Speech delivered at the Winter meeting of the British Society of Animal Production, Scarborough, U.K. 1985. As quoted in CURTIS, S.E. *Animals in food production-American issues*. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1988; 20: 151-157.
205. SPINELLI, J.S. (commentary) Environmental enrichment for laboratory animals. *ILAR (Institute for Laboratory Animal Resources) News* 1989; 31(2): 12-13.
206. STAUFFACHER, M. Group housing and enrichment cages for breeding, fattening and laboratory rabbits. *UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) Animal Welfare* 1992; 1: 105-125.
207. STRICKLIN, W.R., PURCELL, D. and MENCH, J.A. Farm animals in agricultural and biomedical research. In: Mench, J.A., Mayer, S.J. and Krulisch, L., eds. *The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research*. Proc. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare)-sponsored conference, *Agricultural Animals in Research*. Bethesda, MD: Scientists Center for Animal Welfare, 1992: 1-4.
208. SUTHERLAND, S.D. and FESTING, M.F.W. The guinea pig. In: Poole, T., ed. *UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals*. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 393-410.
209. TOLAN, J.C., MALONE, D.R. and ROGERS, C.M. An exercise cage for monkeys. *Lab. Prim. Newsl.* 1980; 19(1): 3-5.
210. U.S. DEPARTMENT OF AGRICULTURE. *Federal Register*. Part III. 54(49) March 15, 1989: 10887.
211. U.S. DEPARTMENT OF HEALTH AND HUMAN SERVICES, PUBLIC HEALTH SERVICE/NATIONAL INSTITUTES OF HEALTH. *Guide for the care and use of laboratory animals*. 1985: 21.
212. U.S. DEPARTMENT OF HEALTH AND HUMAN SERVICES. *Guide for the care and use of laboratory animals*. Bethesda, MD: NIH, 1985.
213. U.S. FED. REG. July 16, 1990; 55(136): 28877-29000.
214. UNIVERSITIES FEDERATION FOR ANIMAL WELFARE. *Guidelines on the care of laboratory animals and their use for scientific purposes: 1. Housing and care*. UFAW, 1987. (8 Hamilton Close, South Mimms, Potters Bar, Herts, EN6 3QD.)
215. VAN HOOF, J.A. Facial expressions in higher primates. In: *The primates*. London: Zoological Society of London, 1963: 103-104.
216. VAN HOOF, J.A. The facial displays of the catarrhine monkeys and apes. In: Morris, D., ed. *Primate ethology*. London: Weidenfeld and Nicolson, 1967.
217. VAN PUTTEN, G. Farming beyond the ability for pigs to adapt. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1988; 20: 63-71.
218. VANDERLIP, S.L., VANDERLIP, J.E. and MYLES, S. A socializing program for laboratory-raised canines. Part 1. *Lab Animal*

- 1985; 14(1): 33-36.
219. VANDERLIP, S.L., VANDERLIP, J.E. and MYLES, S. A socializing program for laboratory-raised canines. Part 2: the puppy socialization schedule. *Lab Animal* 1985; 14(2): 27-36.
 220. VON BORELL, E. and LADEWIG, J. Altered adrenocortical response to acute stressors or ACTH(1-24) in intensively housed pigs. *Domest. Anim. Endocrin.* 1989; 6: 299-309.
 221. WALSH, S., BRAMBLETT, C.A. and ALFORD, P.L. A vocabulary of abnormal behaviours in restrictively reared chimpanzees. *Am. J. Primatol.* 1982; 3: 315-319.
 222. WEBSTER, A.J.F. Meat and right: farming as if the animal mattered. *Can. Vet. J.* 1987; 28(8): 462-465.
 223. WEIHE, W.H. The laboratory rat. In: Poole, T., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 309-330.
 224. WESTERGAARD, G.C. Lion-tailed macaques (*Macaca silenus*) manufacture and use tools. *J. Comp. Psychol.* 1988; 102(2): 152-159.
 225. WHITE, W.J., BALK, M.W. and LANG, C.M. Use of cage space by guinea pigs. *Lab. Anim.* 1989; 23: 208-214.
 226. WILSON, S.F. Environmental influences on the activity of captive apes. *Zoo. Biol.* 1982; 1: 201-209.
 227. WOLFF, A. and RUPPERT, G. A practical assessment of a non-human primate exercise program. *Lab Animal* 1991; 20(2): 36-38.
 228. WOLFLE, T.L. Laboratory animal technicians: their role in stress reduction and human-companion animal bonding. In: Symposium on the human-animal bond. Quackenbush, J. and Voith, V.L., eds. *Vet. Clin. of North Amer. Sm. Anim. Pract.* 1985; 15(2): 449-454.
 229. WOLFLE, T.L. Dog socialization. In: National Institutes of Health. *Animal care and use: policy issues in the 1990s.* Bethesda, MD: NIH, 1989a.
 230. WOLFLE, T.L. The behavior of people around animals. In: Stark, D., ed. *Behavior and well-being of laboratory animals.* Monograph Series I, American Association for Laboratory Animal Science: Cordova, TN, 1989b: 1-2.
 231. WOLFLE, T.L. Policy, program and people: The three p's to well-being. In: Mench, J.A. and Krulisch, L., eds. *Canine research environment.* Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 41-47.
 232. WOLFLE, T.L. Non-human primate well-being: an issue of science or politics? In: Mench, J.A. and Krulisch, L., eds. *Well-being of non-human primates in research.* Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990: 64-71.
 233. font face="Arial,Helvetica">WOOLVERTON, W.L., ATOR, N.A., BEARDSLEY, P.M. and CARROLL, M.E. Effects of environmental conditions on the psychological well-being of primates: a review of the literature. *Life Sci.* 1989; 44: 901-917.
 234. WORLD VETERINARY ASSOCIATION. WVA policy statement on animal welfare, well-being and ethology. *ILAR (Institute for Laboratory Animal Resources) News* 1989; 31(4): 29-30.
 235. **LECTURA ADICIONAL**
 236. AMERICAN FISHERIES SOCIETY, AMERICAN INSTITUTE OF FISHERIES RESEARCH BIOLOGISTS, AMERICAN SOCIETY OF ICHTHYOLOGISTS AND HERPETOLOGISTS. Guidelines for use of fishes in field research. 1987.

237. AMERICAN MEDICAL ASSOCIATION. Animals in research. JAMA 1989; 261(245): 3602-3606.
238. AMERICAN ORNITHOLOGISTS UNION, COOPER ORNITHOLOGICAL SOCIETY, WILSON ORNITHOLOGICAL SOCIETY, Report of Ad Hoc Committee on the Use of Wild Birds in Research. AUK 1988; 105 (Suppl. 1): 1A-41A.
239. AMERICAN SOCIETY OF ICHTHYOLOGISTS AND HERPETOLOGISTS, THE HERPETOLOGISTS LEAGUE, AND SOCIETY FOR THE STUDY OF AMPHIBIANS AND REPTILES. Guidelines for use of live amphibians and reptiles in field research. 1987.
240. AMERICAN SOCIETY OF MAMMALOGISTS' AD HOC COMMITTEE ON ACCEPTABLE FIELD METHODS IN MAMMALOGY. Acceptable field methods in mammalogy. 1987.
241. ANDERSON, A.C. Outdoor kennel for dogs at the school of veterinary medicine, University of California, Davis. J. Amer. Vet. Med. Assoc. 1960; 137: 129-135.
242. ANDERSON, J.R. and CHAMOVE, A.S. Self-aggressive behaviour in monkeys. Curr. Psychol. Rev. 1981; 1: 139-158.
243. ANDERSON, J.R. and CHAMOVE, A.S. Early social experience and responses to visual social stimuli in young monkeys. Curr. Psychol. Res. and Rev. 1984; 3: 32-45.
244. ANIMAL WELFARE ACT, 7 U.S.C. 2131, et seq. (Public Law 89-544, 1966, as amended.) Implementing regulations are published in the Code of Federal Regulations (CFR), Title 9, Subchapter A, Parts 1, 2, 3 and 4 and are administered by the U.S. Department of Agriculture.
245. ANON. Cat care, management and feeding. Lab. Anim. Digest 1967; 3(1): 3-6.
246. ANON. Should your pet travel by air? Consumer Reports 1973; 38(3): 200-201.
247. ANON. Correcting house-soiling problems in cats. Mod. Vet. Pract. 1985; 66(1): 53-54.
248. ANON. Welfare and behavioural problems in domestic animals. Austral. Vet. J. 1985; 62(6): 199-200.
249. ANON. Reasons for liking and choosing a cat as a pet. Austral. Vet. J. 1988; 65(10): 332-333.
250. ARCHER, J. Animals under stress. London: Edward Arnold, 1979.
251. ARDREY, R. The territorial imperative. New York, NY: Dell Publishing Co. 1966.
252. BAKER, H.J., LINDSAY, J.R. and WEISBROTH, S.H., eds. The laboratory rat. Vol. 1. Biology and diseases. New York, London, Toronto, Sydney, San Francisco: Academic Press, 1979.
253. BARNETT, J.L. The physiological concept of stress is useful for assessing welfare. Austral. Vet. J. 1987; 64(6): 195-196.
254. BAXTER, M.R. Needs - behavioural or psychological? Appl. Anim. Behav. Sci. 1988; 19(3-4): 5-12.
255. BELZUNG, C. and ANDERSON, J.R. Social rank and responses to feeding competition in rhesus monkeys. Behav. Proc. 1986; 12: 307-316.
256. BERKSON, G., MASON, W. and SAXON, S. Situation and stimulus effects on stereotyped behaviour of chimpanzees. J. Comp. Physiol. Psychol. 1963; 56: 786-792.
257. BESCH, E.L., KADONO, H. and BRIGMON, R.L. Body temperature changes in dogs exposed to varying effective temperatures. Lab. Anim. Sci. 1984; 34(2): 177-180.
258. BITO, L.Z. Animal restrainers. Lab. Anim. Care 1969; 19(2): 244-246.

259. BLACKSHAW, J.K. Human and animal inter-relationships...: Normal cat behaviour. Austral. Vet. Pract. 1986; 16(1): 19-22.
260. BLACKSHAW, J.K. Abnormal behaviour in cats. Austral. Vet. J. 1988; 65(12): 395-396.
261. BLOOMSMITH, M.A. Feeding enrichment for captive great apes. In: Segal, E.F., ed. Housing, care and psychological wellbeing of captive and laboratory primates. Park Ridge, NJ: Noyes Publications, 1989: 336-356.
262. BLOOMSTRAND, M., ALFORD, P.L. and MAPLE, T.L. An analysis of feeding enrichment for captive chimpanzee. Paper presented at meeting American Society of Primatologists, Madison, WI. 1987.
263. BLOOMSTRAND, M., RIDDLE, K., ALFORD, P. and MAPLE, T.L. Objective evaluation of a behavioural enrichment device for captive chimpanzees (*Pan troglodytes*). Zoo Biol. 1986; 5: 293-300.
264. BOVARD, R. Social stimulation and the response to stress. Psychol. Rev. 1959; 58: 267-287.
265. CAMPBELL, W.E. Correcting house-soiling problems in cats. Clin. Insight 1988; 3(11): 528.
266. CHAMOVE, A.S. Non-genetic induction of acquired levels of aggression. J. Abnor. Psychol. 1980; 89: 469-488.
267. CHAMOVE, A.S. Establishment of a breeding colony of stump-tailed monkeys (*Macaca arctoides*). Lab. Anim. 1981; 15: 251-259.
268. CHAMOVE, A.S. Role of vision in social interaction in monkeys. Child Dev. 1984; 55: 1394-1411.
269. CHAMOVE, A.S. Long-term learning deficits of mentally retarded monkeys. Am. J. Ment. Defic. 1984; 88: 352-368.
270. CHAMOVE, A.S. Exercise improves behaviour: A rationale for occupational therapy. Brit. J. Occup. Therapy 1986; 49: 83-86.
271. CHAMOVE, A.S. and ROHRHUBER, B. Moving callitrichid monkeys from cages to outside areas. Zoo Biol. 1989; 8: 151-163.
272. CHAMOVE, A.S. and ANDERSON, J.R. Woodchip litter in macaque groups. J. Inst. Anim. Technol. 1979; 30: 69-74.
273. CHAMOVE, A.S. and BOWMAN, R.E. Rhesus plasma cortisol response at four dominance positions. Aggress. Behav. 1978; 4: 43-55.
274. CHAMOVE, A.S. and ANDERSON, J.R. Self-aggression, stereotypy and self-injurious behaviour in man and monkeys. Curr. Psychol. Rev. 1981; 1: 245-256.
275. CHAMOVE, A.S., ANDERSON, J.R. and NASH, V.J. Social and environmental influences on self-aggression in monkeys. Primates 1984; 25: 319-325.
276. CHAMOVE, A.S., BAYART, F., NASH, V.J. and ANDERSON, J.R. Dominance, physiology and self-aggression in monkeys. Aggress. Behav. 1985; 11: 17-26.
277. CHAMOVE, A.S., HOSEY, J. and SCHAETZEL, P. Visitors excite primates in zoos. Zoo Biol. 1988; 7: 359-369.
278. CHAMOVE, A.S., ANDERSON, J.R., MORGAN-JONES, S.C. and JONES, S.P. Deep woodchip litter: hygiene, feeding, and behavioural enhancement in eight primate species. Int. J. Stud. Anim. Prob. 1982; 3: 308-318.
279. CHAPMAN, C. The influence of habitat on behaviour in a group of St. Kitt's green monkeys. J. Zool., London (A) 1985; 206:

- 311-320.
280. CHAURAND, J.P. (Anxiety in Cats) (French). *Pointe veterinaire* 1987; 19(108): 497-502.
 281. CHEEKE, P.R. *Rabbit feeding and nutrition*. New York, Toronto: Academic Press, 1987.
 282. CLARK, M.M. Effects of rearing environment on adrenal weights, sexual development, and behaviour in gerbils. An examination of Richter's domestication hypothesis. *J. Comp. Physiol. Psychol.* 1980; 94: 857-863.
 283. CLUTTON-BROCK, T.H. and HARVEY, P.H. Species differences in feeding and ranging behaviour in primates. In: Clutton-Brock, T.H., ed. *Primate ecology*. London: Academic Press, 1977.
 284. de WAAL, F.B.M., VAN HOOFF, J.A. and NETTO, W. An ethological analysis of types of agonistic interaction in a captive group of Java monkeys. *Primates* 1976; 17: 257-290.
 285. DIAMOND, J.M. Why cats have nine lives. *Nature* 1988; 332(6165): 586-587.
 286. DRAPER, W.A. and BERNSTEIN, I.S. Stereotyped behaviour and cage size. *Percept. Mot. Skills* 1963; 16: 231.
 287. ELTON, R.H. Baboon behaviour under crowded conditions. In: Erwin, J., Maple, T.L. and Mitchell, G., eds. *Captivity and behaviour of primates in breeding colonies, laboratories and zoos*. New York, NY: Van Nostrand Reinhold, 1979: 125-138.
 288. ERWIN, J., ANDERSON, B., ERWIN, N., LEWIS, L. and FLYNN, D. Aggression in captive groups of pigtail monkeys. Effects of provision of cover. *Percept. Mot. Skills* 1976; 42: 219-224.
 289. EVANS, S. Captive management of marmosets and tamarins. In: *Standards in laboratory animal management*. Potters Bar, England: UFAW (Universities Federation for Animal Welfare), 1984: 250-252.
 290. EWBANK, R. Use and abuse of the term 'stress' in husbandry and welfare. *Vet. Rec.* 1973; 30: 709-710.
 291. FEISTNER, A.T.C. and CHAMOVE, A.S. High motivation toward food increases food-sharing in cotton top tamarins. *Develop. Psychobiol.* 1986; 19: 439-452.
 292. FENTRESS, J.C. and RYON, J. A long-term study of distributed pup feeding in captive wolves. In: Harrington, F.H. and Paquet, P.C., eds. *Wolves of the world: perspectives of behavior, ecology and conservation*. Park Ridge, NJ: Noyes Publications, 1982: 238-261.
 293. FERRARI, A. (Anxiety in cats, a clinical disorder?) (Italian). *Obiettivi e documenti veterinari* 1988; 9(9): 15-17.
 294. FINLAY, T., JAMES, L.R. and MAPLE, T.L. Peoples' perceptions of animals: the influence of the zoo environment. *Environ. Behav.* 1988; 20: 508-528.
 295. FOSTER, H.L., SMALL, J.D. and FOX, J.G., eds. *The mouse in biomedical research. III. History, genetics and wild mice*. New York, London, Toronto, Sydney, San Francisco: Academic Press, 1982.
 296. IBID. Vol. II. Diseases.
 297. IBID. Vol. III. Normative biology, immunology and husbandry (1983).
 298. IBID. Vol. IV. Experimental biology and oncology.
 299. FOUTS, R.S., ABSHIRE, M.L., BODAMER, M. and FOUTS, D.H. Signs of enrichment: toward the psychological well-being of chimpanzees. In: Segal, E.F., ed. *Housing, care and psychological well-being of captive and laboratory primates*. Philadelphia, PA: Noyes Publications, 1989: 376-388.

300. FOX, M.W. Environmental factors influencing stereotyped...behaviour. *Lab. Anim. Care* 1965; 15(5): 363-370.
 301. FOX, M.W. *Canine pediatrics: Development, neonatal and congenital diseases*. Springfield, IL: Charles C. Thomas, 1966.
 302. FOX, M.W. *The dog: Its domestication and behavior*. New York, NY: Garland, 1978.
 303. GAGNON, A.C. (Behaviour of cats towards plants) (French). *Recueil de med. vet.* 1987; 163(10): 889-892.
 304. GARBER, P.A. Locomotor behaviour and feeding ecology of the Panamanian tamarin (*Saguinus oedipus geoffroyi*, Callitrichidae Primates). *Inter. J. Primatol.* 1980; 1: 185-201.
 305. GARBER, P.A. and SUSSMAN, R.W. Ecological distinctions between sympatric species of *Saguinus*. *Amer. J. Phys. Anthropol.* 1984; 65: 135-146.
 306. GARBER, P.A. Influence of group size on dietary and foraging patterns in *Saguinus maystax* and *Saguinus fuscicollis* in Amazon Peru. *Primate Rep.* 1986; 14: 12.
 307. GILBERT, S.G. and WRENSHALL, E. Environmental enrichment for monkeys used in behavioural toxicology studies. In: Segal, E.F., ed. *Housing, care and psychological well-being of captive and laboratory primates*. Philadelphia, PA: Noyes Publications, 1989: 244-254.
 308. GLATSTON, A.R., GELLVOET-SOETEMAN, E., HORA-PECEK, E. and VAN HOOFF, J.A.R.A.M. The influence of the zoo environment on social behaviour of groups of cotton-topped tamarins, *Saguinus oedipus*. *Zoo Biol.* 1984; 3: 241-253.
 309. font face="Arial,Helvetica">GOOSEN, C., FRANSEN, S. and GOMMERS, M.V.D. Social aspects of abnormal locomotion stereotypy. *Primate Rep.* 1986; 14: 166.
 310. GOOSEN, C., VAN DER GULDEN, W., ROZEMOND, H. *et al.* Recommendations for the housing of macaque monkeys. *Lab. Anim.* 1984; 18: 99-102.
 311. GOULD, F. and BRES, M. Regurgitation and reingestion in captive gorillas. Description and intervention. *Zoo Biol.* 1986; 5: 241-250.
 312. HARKNESS, J.E. and WAGNER, J.E. *The biology and medicine of rodents and rabbits*. 3rd Ed. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1989.
 313. HARLOW, H.F. Learning and satiation of responses in intrinsically motivated complex puzzle performance by monkeys. *J. Compar. Physiol. Psychol.* 1950; 43: 289-294.
 314. HARLOW, H.F. *Learning to love*. San Francisco, CA: Albion, 1971.
 315. HARRISON, M.J.S. Age and sex differences in the diet and feeding strategies of the green monkey (*Cercopithecus sabaues*). *Anim. Behav.* 1983; 31: 969-977.
- HART, B.L. I. Solving feline behavioural problems. *Tijdschrift voor diergeneeskunde* 1989; 114 (Suppl. 1): 64s-70s.
316. HOME OFFICE. *Animals (Scientific Procedures) Act 1986*. Code of practice for the housing and care of animals used in scientific procedures. London: Her Majesty's Stationary Office; February 7, 1989.
 317. HOSEY, G.R. and DRUCK, P.L. The influence of zoo visitors on the behaviour of captive primates. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1987; 18: 19-29.
 318. HUGHES, B.O. Behavioural wisdom and preference tests. *Appl. Anim. Ethol.* 1977; 3: 391-392.

319. HUGHES, B.O. and DUNCAN, I.J.H. Behavioural needs: can they be explained in terms of motivational models? *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1988; 19(3-4): 352-355.
320. KALIN, N.H., CARNES, M., BARKSDALE, C.M., SHELTON, S.E., STEWART, R.D. and RISCH, S.C. Effects of acute behavioural stress on plasma and cerebrospinal fluid ACTH and B-endorphin in rhesus monkeys. *Neuroendocrinol.* 1985; 40: 97-101.
321. KAPLAN, J.R. Psychological stress and behaviour in nonhuman primates. In: Mitchell, G. and Erwin, J., eds. *Comparative primate biology, Vol. 2, part A: Behaviour, conservation, and ecology.* New York, NY: Alan R. Liss, 1986.
322. KAUFMAN, C. and ROSENBLUM, L.A. A behavioural taxonomy for *Macaca nemestrina* and *Macaca radiata* based on longitudinal observations of family groups in the laboratory. *Primates* 1966; 7: 205-258.
323. KING, J.E. and NORWOOD, V.R. Free environment rooms as alternative housing for squirrel monkeys. The psychological well-being of primates. In: Segal, E.F., ed. *Housing, care and psychological well-being of captive and laboratory primates.* Philadelphia, PA: Noyes Publications, 1989: 102-114.
324. KINZEY, W.G. Feeding, travel distance and group size in *Callicebus torquatus*. *Primate Rep.* 1986; 14: 11.
325. KIRKWOOD, J.K. and DOW, S.M. Feeding primates in captivity. Nutritional and behavioural considerations. *Primate Rep.* 14: 42.
326. LINE, S.W., MORGAN, K.N., MARKOWITZ, H., ROBERTS, J.A. and RIDDELL, M. Behavioural responses of female long-tailed macaques to pair formation. *Lab. Prim. Newsl.* In press.
327. LOVERIDGE, G.G. The establishment of a barriered respiratory disease-free cat breeding colony. *Anim. Technol.* 1984; 35 (2): 83-92.
328. LYNCH, J.J. Psychophysiology and development of social attachment. *J. Nerv. Ment. Dis.* 1979; 151: 231-244.
329. MACKENZIE, M.M, MCGREW, W.C. and CHAMOVE, A.S. Social preferences in stump-tailed macaques (*Macaca arctoides*). Effects of companionship, kinship, and rearing. *Develop. Psychol.* 1985; 18: 115-123.
330. MAPLE, T.L. Great apes in captivity. The good, the bad, and the ugly. In: Erwin, J., Maple, T.L. and Mitchell, G., eds. *Captivity and behavior of primates in breeding colonies, laboratories and zoos.* New York, NY: Van Nostrand Reinhold, 1979: 239-272.
331. MARKOWITZ, H. Environmental enrichment and behavioral engineering for captive primates. In: Erwin, J., Maple, T.L. and Mitchell, G., eds. *Captivity and behaviour of primates in breeding colonies, laboratories and zoos.* New York, NY: Van Nostrand Reinhold, 1979: 217-238.
332. MARKOWITZ, H. *Behavioral enrichment in the zoo.* New York, NY: Van Nostrand Reinhold, 1982.
333. MARRIOT, B. Social influence on activity based energy intake and expenditure in free-ranging rhesus monkeys. *Primate Rep.* 1986; 14: 151.
334. MARTIN, P. An experimental study of weaning in the domestic cat. *Behav.* 1986; 99(3-4): 221-249.
335. MAY, R.M. Control of feline delinquency. *Nature* 1988; 332(6163): 392-393.
336. MCFARLAND, M.J. Food competition and foraging group size in the black spider monkey, *Ateles paniscus*. *Primate Rep.* 1986; 14: 12.

337. MCGREW, W.C. Social and cognitive capabilities of nonhuman primates: Lessons from wild to captivity. *Inter. J. Stud. Anim. Prob.* 1981; 2: 138-149.
338. MCGREW, W.C., BRENNAN, J.A. and RUSSELL, J. An artificial "gum tree" for marmosets (*Callithrix j. jacchus*). *Zoo Biol.* 1986; 5: 45-50.
339. MCKENZIE, S.M., CHAMOVE, A.S. and FEISTNER, A.T.C. Floor coverings and hanging screens alter arboreal monkey behaviour. *Zoo Biol.* 1986; 5: 27-39.
340. MCKEOWN, D. and LUESCHER, A. The handbook of canine behaviour. Ontario Veterinary College, University of Guelph. In Press.
341. MELNICK, D.J. and PEARL, M.C. Cercopithecines in multimale groups: Genetic diversity and population structure. In: Smuts, B.B., Cheney, D.L., Seyfarth, R.M., Wrangham, R.W. and Struhsaker, T.T., eds. *Primate societies*. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1987.
342. MENDL, M. The effects of litter-size variation on the development of play behaviour in the domestic cat: litters of one and two. *Anim. Behav.* 1988; 36(1): 20-34.
343. MICHENER, G.R. Ethical issues in the use of wild animals in behavioural and ecological research. In: Driscoll, J.W., ed. *Animal care and use in behavioural research: regulations, issues and applications*. AWIC/USDA National Agricultural Library, 1989: 1-6.
344. MILITZER, K., ed. *Ways of assessing the welfare of laboratory, zoo and domestic animals (German)*. Berlin: Verlag Paul Parey, 1986.
345. MILLAR, S.K., EVANS, S. and CHAMOVE, A.S. Oldest offspring contact novel soonest in callitrichid families. *Behav. Biol.* 1988; 13: 82-96.
346. MINEKA, S., GUNNAR, M. and CHAMPOUX, M. Control and early socio-emotional development: Infant rhesus monkeys reared in controllable versus uncontrollable environments. *Child Develop.* 1986; 57: 1241-1256.
347. MITCHELL, G., MAPLE, T.L. and ERWIN, J. Development of social attachment potential in captive rhesus monkeys. In: Erwin, J., Maple, T.L. and Mitchell, G., eds. *Captivity and behavior of primates in breeding colonies, laboratories and zoos*. New York, NY: Van Nostrand Reinhold, 1979: 59-124.
348. MOBERG, G.P. Influence of stress on reproduction: measure of well-being. In: *Animal stress*. Bethesda, MD: Amer. Physiol. Soc., 1985: 245-267.
349. MOODIE, E.M. and CHAMOVE, A.S. Brief excitement beneficial for captive tamarins? *Zoo Biol.* In press.
350. MORAN, G., ed. *Zoo animal behaviour*. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1987; 18(1): 1-118.
351. NASH, V.J. Tool use by captive chimpanzees at an artificial termite mound. *Zoo Biol.* 1982; 1: 211-221.
352. NATIONAL INSTITUTES OF HEALTH. *Guide for the care and use of laboratory animals*. Bethesda, MD: NIH, 1985.
353. NEAMAND, J., SWEENEY, W.T., CREAMER, A.A. and CONTI, P.A. Cage activity in the laboratory beagle: a preliminary study to evaluate a method of comparing cage size to physical activity. *Lab. Anim. Sci.* 1975; 25(2): 180-183.
354. NEURINGER, A.J. Animals respond for food reward with free food present. *Sciences*, New York, NY 1970; 166: 399-401.
355. NEYMAN, P.F. Ecology and social organization of the cotton-top tamarin. PhD dissertation. Berkeley, CA: University of California, 1980.

356. OATES, J.F. Food distribution and foraging behaviour. In: Primate societies. Smuts, B.B., Cheney, D.I., Seyfarth, R.M., Wrangham, R.W. and Struhsaker, T.T., ed. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1986.
357. OHKAWA, N. and HIDAKA, T. Communal nursing in the domestic cat, *Felis catus*. J. Ethol. 1987; 5(2): 173-183.
358. OLM, D.D. and HOUP, K.A. Feline house-soiling problems. Appl. Anim. Behav. Sci. 1988; 20(3): 335-345.
359. PARKER, S.T. and GIBSON, K.R. A development model for the evolution of language and intelligence in early hominids. Behav. Brain Sci. 1979; 2: 367-408.
360. PAULK, H.H., DIENSKE, H. and RIBBENS, L.G. Abnormal behaviour in relation to cage size in rhesus monkey. J. Abnor. Psychol. 1977; 86: 87-92.
361. PHILLIPS, D.P., DANILCHUK, W., RYON, J. and FENTRESS, J.C. Food-caching in timber wolves, and the question of rules of action syntax. Behav. Brain Res. 1990; 38: 1-6.
362. PUBLIC HEALTH SERVICE POLICY ON HUMANE CARE AND USE OF LABORATORY ANIMALS 1986. Implements Public Law 99-158 the Health Research Extension Act of 1985. Available from the Office for the Protection from Research Risks (OPRR), National Institutes of Health, Building 31, Room 4B09, Bethesda, MD 20902.
363. REGAL, D.M., BOTH, R., TELLER, D.Y. and SACKETT, G.P. Visual acuity and visual responsiveness in dark-reared monkeys (*Macaca nemestrina*). Vision Res. 1987; 16: 530-532.
364. REICHART, E. (Zootechny of the cat, a laboratory animal) (French). Stal (sciences et techniques de l'animal de laboratoire) 1988; 13(4): 263-294.
365. REINHARDT, V., REINHARDT, A. and HOUSER, W.D. Partner directed hair-pulling-and-eating in rhesus (*Macaca mulatta*). Primate Rep. 1986; 14: 166.
366. font face="Arial,Helvetica">REINHARDT, V. Environmental enrichment program for caged stump-tailed macaques (*Macaca arctoides*). Lab. Prim. Newsl. 1990; 29(2): 10-11.
367. REINHARDT, V. Improved installation method for branches as cage enrichment. Lab. Prim. Newsl. 1987; 26: 1.
368. REINHARDT, V., HOUSER, W.D., COWLEY, D. and CHAMPOUX, M. Preliminary comments on environmental enrichment with branches for individually caged rhesus monkey. Lab. Prim. Newsl. 1987; 26: 1-3.
369. REINHARDT, V., COWLEY, D., EISELE, S., VERTEIN, R. and HOUSER, D. Preliminary comments on pairing unfamiliar adult female rhesus monkeys for the purpose of environmental enrichment. Lab. Prim. Newsl. 1987; 26: 5-8.
370. RENNERT, M.J. and ROSENZWEIG, M.R. Enriched and impoverished environments. London: Springer-Verlag, 1987.
371. RENQUIST, D.M. and JUDGE, F.J. Use of nylon balls as behavioural modifiers for caged primates. Lab. Prim. Newsl. 1984; 24: 4.
372. RICHARD, A.F. Primates in nature. New York, NY: W.H. Freeman & Co., 1985.
373. RILEY, V. and SPACKMAN, D. Housing stress. Lab Animal 1977; 6: 16-21.
374. ROBINSON, P. and COX, H.W. Reproduction performance in a cat colony. Lab. Anim. 1970; 4: 99-112.
375. ROSENBLUM, L.A. and SMILEY, J. Therapeutic effects of an imposed foraging task in disturbed monkeys. J. Child Psychol. Psych. 1984; 25: 485-497.

376. RYON, J.C. Aspects of dominance behaviour in groups of sibling coyote/red wolf hybrids. *Behav. and Neur. Biol.* 1979; 25: 69-78.
377. RYON, J., FENTRESS, J.C., HARRINGTON, F.H. and BRAGDON, S. Scent rubbing in wolves (*Canis lupus*): the effect of novelty. *Can. J. Zool.* 1985; 64: 573-577.
378. SACKETT, G.P. Monkeys reared in isolation with pictures as visual input. Evidence for an innate releasing mechanism. *Sci.* 1966; 154: 1468-1470.
379. SARAH, J.F. and BERMAN, E. Outdoor feline colony. *Lab. Anim. Care* 1967; 17(1): 81-92.
380. font face="Arial,Helvetica">SCHAR, R. Influence of man on social behaviour of farm cats (abst). *Experientia.* 1985; 41(9): 1226.
381. SCHARMANN, W. Fear and the reduction of fear in animal experiments (German). *Tierärztliche Umschau* 1988; 43(6): 383-384.
382. SCIENTISTS CENTER FOR ANIMAL WELFARE. Field research guidelines. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1988.
383. SCOTT, J.P. Critical periods in the development of social behaviour in puppies. *Psychosom. Med.* 1958; 20(1): 42-54.
384. SIGG, H. and WEIHE, W.H. Activity and resting behaviour in the dog as indicators of well-being. *Zeitschrift für versuchstierkunde* 1986; 28(5): 215-216.
385. SNOWDON, C.T. The criteria for successful captive propagation of endangered primates. *Zoo Biol. Suppl.* 1989; 1: 149-161.
386. THOMPSON, W.R. and HERON, W. The effects of early restriction on activity in dogs. *Can. J. Psychol.* 1952; 8: 17-31.
387. TRIPP, J.K. Increasing activity in captive orangutans. Provision of manipulable and edible materials. *Zoo Biol.* 1985; 4: 225-234.
388. TURNER, D.C. Cat behaviour and man/cat interaction (French). *Animalis familiaris* 1988; 3(2): 16-20.
389. TURNQUIST, J.E. Gang-caged versus free-ranging rhesus monkeys. A comparison of body proportion and passive joint mobility. *Primate Rep.* 1986; 14: 171.
390. UNIVERSITIES FEDERATION FOR ANIMAL WELFARE. Laboratory animal welfare research: rodents. *Proc. UFAW Symp. UFAW*, 1989. (8 Hamilton Close, South Mimms, Potters Bar, Herts, EN6 3QD.)
391. VAN HOOSIER, G.L. and MCPHERSON, C.W. Laboratory hamsters. New York, Toronto: Academic Press, 1987.
392. VANDERLIP, J.E. and VANDERLIP, S.L. Establishing a breeding colony using random-source dogs. *Lab Animal* 1983; 12(4): 35-43.
393. VERGA, M. (Behavioural characteristics and abnormal behaviour of the cat) (Italian). *Obievetti e documenti veterinari* 1989; 10(4): 41-42.
394. VISALBERGHI, E. and ANTINUCCI, F. Tool use in the exploitation of food resources in *Cebus apella*. In: *Primate ecology and conservation*, Vol. 2. Else, J.C. and Lee, P.C., eds. London: Cambridge University Press, 1986.
395. VOIT, V.L. and BORCHELT, P.L. Elimination of behavioural problems in cats. *Vet. Techn.* 1986; 7(5): 206-208.

396. WASER, P. Interactions among primate species. In: Primate societies. Smuts, B.B, Cheney, D.L., Seyfarth, R.M., Wrangham, R.W. and Struhsaker, T.T., eds. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1986.
397. WEBSTER, A.J.F. Animal housing as perceived by the animal. Vet. Ann. 1989; 29: 1-8.
398. WEISBROTH, S.H., FLATT, R.E. and KRAUS, A.L., eds. The biology of the laboratory rabbit. New York, London, Toronto: Academic Press, 1974.
399. WESTERGAARD, G.C. and FRAGAZY, D.M. Effects of manipulatable objects on the activity of captive capuchin monkeys (*Cebus apella*). Zoo Biol. 1985; 4: 317-327.
400. WOLFLE, T.L. Control of stress using non-drug approaches. J. Am. Vet. Med. Assoc. 1987; 191(10): 1219-1221.
401. WOOLPY, J.H. Socialization of wolves. In: Masserman, J.H., ed. Animal and human. New York, NY: Grune and Stratton, 1968.

APÉNDICE 1

NOMBRES COMUNES Y CIENTÍFICOS DE LOS PRIMATES NO HUMANOS

| <u>Nombre común</u> | <u>Nombre científico</u> |
|----------------------------|---|
| Mono verde africano | <i>Cercopithecus aethiops</i> |
| Macaco asamense | <i>Macaca assamensis</i> |
| Babuno | <i>Papio spp.</i> |
| Galago | <i>Galago spp.</i> |
| Mono capuchino | <i>Cebus apella</i> |
| Chimpancé | <i>Pan troglodytes</i> |
| Tití común | <i>Callithrix jacchus</i> |
| Macaco cynomolgus | <i>Macaca fascicularis (M. irus)</i> |
| Gibón | <i>Hylobates spp.</i> |
| Macaco japonés | <i>Macaca fuscata</i> |
| Leoncito | <i>Macaca silenus</i> |
| Mono lechuza | <i>Aotus trivirgatus</i> |
| Mono rhesus | <i>Macaca mulatta</i> |
| Mono ardilla | <i>Saimiri sciureus</i> |

| | |
|------------------------|---------------------------------------|
| Mono araña | <i>Ateles spp.</i> |
| Macaco rabón | <i>Macaca arctoides (M. speciosa)</i> |
| Tití | <i>Saguinus spp.</i> |
| Macaco a rabo de cerdo | <i>Macaca nemestrina</i> |

APÉNDICE 2

FUENTES DE DISPOSITIVOS DE ENRIQUECIMIENTO

| | |
|---|--|
| Alimentos juguetes y golosinas Kong Toys ^{md} Prima-hedrons (varas y hamacas) | Primate Products 1755 East Bayshore Road, Suite 28A Redwood City, CA 94063 Teléfono: 415-368-0663 Fax: 415-368-0665 |
|---|--|

| | |
|---|---|
| Pelotas Nyla (el tamaño "AWolf" se usa para los monos cynomolgus) | H & L Pet Supplies 27 Kingston Crescent Kitchener, Ontario N2B 2T6 Teléfono: 519-743-8954 Central Sales 60 Eastern Avenue Brampton, Ontario L6W 1X8 Teléfono: 1-800-387-2522 Rolf C. Hagen Inc. 3225 Sartelon Ville St. Laurent, Quebec H4R 1E8 Teléfono: 514-332-0914 |
|---|---|

| | |
|--|---|
| Bolitas de fructosa con sabor de ponche de frutas (como golosinas de enriquecimiento ambiental) | P.J. Noyes Company Inc. Whitefield Road P.O. Box 381 Lancaster, NH 03584 Teléfono: 603-788-4952 |
|--|---|

| | |
|--|--|
| Vellón para forrajear/tabla para aseo Migas para forrajear "tamaño mixto" Tabla de grama para forrajear Bocados para forrajear Prima-burgers | BIO-SERV® P.O. Box 450 Frenchtown, NJ 08825 Teléfono: 908-996-2155 Outside USA: 908-996-4123 |
|--|--|

| | |
|---|--|
| Prima-gel Prima-treats^{md} Alimentos para tití (o tití común) | |
|---|--|

| | |
|---|--|
| Prima-treats^{md} Prima-tabla para forrajear y asear Kong Toys^{md} Pelotas y juguetes Nyla Pelotas "Boomer" | Kaplan Laboratory Animal Supplies and Services 4960 Almaden Exp., Suite 233 San Jose, CA 95118 Teléfono: 408-266-1235 |
|---|--|

[[Capítulo Anterior](#)] [[Contenido](#)] [[Capítulo Siguiente](#)]

[[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)



VII. PRACTICAS ESPECIALES

A. ADQUISICIÓN DE ANIMALES

1. Adquisición

Todos los animales deben adquirirse legalmente. Este mismo principio se aplica igualmente a los animales recibidos gratuitamente (véase también El cuidado de los animales de laboratorio, identificación y registros). Es preferible en lo posible obtener especies estándares de animales de experimentación de un criador reconocido o de un abastecedor acreditado. Si embargo, muchas provincias tienen una reglamentación que controla la adquisición de perros (véase también Responsabilidad para el cuidado y uso de los animales de experimentación). En Ontario se inspeccionan los establecimientos destinados a la crianza de animales de laboratorio y se les otorga licencias. Se exige que todos los productores comerciales de animales de laboratorio, sin considerar que estén o no bajo la legislación provincial, prevean instalaciones de alojamiento y observen prácticas similares a las planteadas en este *Manual*.

Es obvio que será el mayor interés del comprador y del abastecedor ver la eliminación de cualquier condición indeseable que afecte la salud y la calidad del animal. Entonces, el comprador (la institución) debería informar el abastecedor de cualquier condición indeseable observada en el momento de la recepción de los animales. El abastecedor debería, si se lo pide, proveer informaciones detalladas sobre el control de salud, la crianza y las prácticas de manejo empleadas.

La adquisición de animales depende de la aprobación previa del proyecto de investigación por el Comité de protección de los animales. Los procedimientos de adquisición deben ser conocidos para asegurarse que la institución tenga un inventario de todos los animales de experimentación para los cuales se responsabiliza, para permitir la preparación de locales adecuados y tomar la medidas necesarias antes de recibir los nuevos animales.

2. Transporte

a) Introducción

Según las especies y el tamaño del animal, los modos de transporte pueden ser por vía terrestre, marítima o aérea. Para la mayoría de las especies de laboratorio el método más común es el transporte terrestre, para distancias relativamente cortas, o por aire para distancias más largas. El objetivo de cualquier método de viaje es garantizar la seguridad y comodidad del animal en las cajas de transporte, y también llevarlos a su destino en la forma más rápida y segura posible.

Aunque muchas agencias se encarguen del transporte de los animales como tales, pocas se interesan en el transporte de animales de experimentación. La Asociación para el Transporte de Animales (anteriormente conocida como el Animal Air Transportation Association) tiene la responsabilidad del mejoramiento de todos los medios de transporte. Existen publicaciones

disponibles sobre el tema del transporte de animales. La Federación de las Sociedades Canadienses de Protección de los Animales (CFHS, 1988), por ejemplo, condujo una encuesta sobre el transporte de ganado en Canadá. Además, se realizaron recientemente simposios sobre el bienestar de los animales en tránsito (Gibson, Paterson y Conville, 1986) de la Asociación de Veterinario Británico, de la Asociación Mundial para el Estudio y la Seguridad de los Animales en Tránsito (Laing, 1991).

b) Reglamentos-cajas y transporte

La Asociación Internacional de Transporte Aéreo (AITA) publica anualmente los *Reglamentos de transporte de animales vivos*, que incluye información sobre la documentación, las cajas y otros requerimientos para el transporte humanitario de animales vivos (IATA, 1992). Esta reglamentación incluye 81 descripciones de cajas según las especies, el diseño y fabricación, los preparativos para el despacho, directrices sobre la alimentación, el cuidado general y el embarque. Aunque la información es específica para el transporte aéreo, las exigencias para las cajas son aplicables a todos los modos de transporte, ya que asegura la seguridad, la comodidad, y el bien estar de los animales (Rowsell, 1992).

A fin de asegurar un contenido técnico preciso, la AITA prepara sus *reglamentos* en consulta con representantes de la Convención sobre el Comercio Internacional de las Especies Silvestres de la Fauna y Flora Amenazados de Extinción y de la Office International des Epizooties. Desde más de diez años, el Consejo Canadiense de Protección de los Animales (CCPA), el Consejo Internacional de Ciencias de Animales de Laboratorio, así como también el Eurogrupo para el Bienestar Animal, han establecido relaciones estrechas con la Comisión AITA para los animales vivos, que se ocupa principalmente de puntos relativos al transporte de animales experimentales.

La legislación Canadiense sobre el transporte incluye la Ley (federal) sobre la salud de los animales (C-66, Junio, 1990, rev. marzo, 1992; 38-39 Elizabeth II, capítulo 21), la Ley (Ontario) sobre los animales destinados a la investigación (Estatutos enmendados de Ontario, 1980, capítulo 22, enmendados en 1989, capítulo 72, s6 y reglamentos 16,17,18,19), y, en Alberta, las Universities Act (Section 50, "Dog Control and Procurement"; reglamentos 341-366). En 1972, el Alberta Regulation 33-72 fue mejorado para incluir el tratamiento de **animales** (Rowsell, 1974). También, existen legislaciones específicas sobre el transporte de animales en las provincias, y reglamentos específicos en los municipios.

El transporte de animales desde los Estados Unidos para Canadá está afectado por la ley del U.S. Department of Agriculture's Animal Welfare Act (1966) que especifica las temperaturas mínimas y máximas a las que se deben mantener los animales en tránsito. El U.S. Department of the Interior, U.S. Fish and Wildlife Service, son responsables de la importación de los pájaros y mamíferos silvestres. También es el U.S. Department of the Interior que tiene la responsabilidad de la aplicación del Marine Mammal Protection Act.

c) El estrés del transporte

Una de las variables más difícilmente controlable en la experimentación animal es el efecto sobre la investigación ocasionado por el movimiento de los animales desde un lugar a otro (Landi, Kreider, Lang *et al.* 1982, 1985; Aguila, Pakes, Lai *et al.* 1988; Bean-Knudsen y Wagner, 1987, Reinhardt, 1992). Esto puede implicar grandes distancias entre países o distancias menores, tales como las recorridas en el interior de las mismas instalaciones. El solo hecho de mover a los animales dentro del bioterio afecta los índices de estrés, que pueden llegar a ser importantes si el individuo que hace el transporte es un extraño (Gärtner, Büttner, Döhler *et al.* 1980).

Las causas de estrés en el transporte de animales incluyen la inexperiencia de las personas que hacen las manipulaciones, la demora en preparativos durante el tránsito y en la llegada al destino, y las condiciones a lo largo del transporte, p. ej., caminos en mal estado, transporte ferroviario difícil, mar agitada y turbulencias de aire. Otros factores importantes incluyen: la comodidad de las cajas y si estas son convenientes, el tiempo necesario para que los animales se adapten a las cajas antes del transporte, la temperatura y ventilación de las cajas y del ambiente y la distintas zonas de temperatura que puedan atravesar los animales. Es imprescindible hacer los adecuados arreglos previos relativos al transporte de los animales, a fin de minimizar el tiempo pasado en tránsito.

El estrés de transporte se puede minimizar evitando las largas distancias, los sistemas lentos y, como fue mencionado, aclimatando a los animales a las cajas y, cuando sea posible, al modo de transporte. Kiley-Worthington (1990) demostró en estudios sobre el transporte de animales de circo y de zoológico, que aquellos que no estaban acostumbrados a las

manipulaciones (es decir, los animales silvestres o no domesticados o no acostumbrados al confinamiento), sufrirán probablemente más que los otros. Aunque haya mucho interés sobre los animales de circo, perros de exposición o caballos de competición sometidos a transportes regularmente, este investigador informó que "nada permite creer que el transporte de los animales de circo es necesaria o habitualmente estresante o traumatizante para los animales, aunque que lo sea para el ganado no acostumbrado."

Frecuentemente se descuida capacitar a las personas involucradas en el transporte de animales. Aunque se sepa que las personas responsables del transporte de animales sin experiencia pueden afectarlos considerablemente, no se ha hecho mucho para entrenarlos apropiadamente. En 1978, el CCPA produjo un documento audio-visual sobre el "Transporte Humanitario de Animales Vivos", que fue distribuido a todas las compañías aéreas y otras agencias involucradas en el transporte de animales (Fletcher, 1978; Rowsell, 1990).

Los principios enunciados en el programa de capacitación producido por el CCPA continúan siendo aplicables hoy. Se menciona, por ejemplo, que el personal responsable del transporte de animales, incluyendo los empleados de bioterio, necesitan tener conocimientos sobre los diversos tipos de animales, las diferencias entre las especies de pájaros y de mamíferos, además de nociones sobre los invertebrados. También deben conocer las exigencias relativas a las cajas de transporte y las especificaciones requeridas para etiquetar y marcarlas, y para llenar la documentación apropiada, que incluye las exigencias de licencias, ambos para la exportación y el país de destino. Deben conocer las responsabilidades tanto de los que envían como de los que reciben a los animales. Deben también darse cuenta de la importancia de hacer arreglos previos relativos a la expedición y al transporte de animales.

La responsabilidad de conocer los medios seguros y humanitarios de transporte de animales incluye también a las personas que trabajan de alguna manera con animales, o que tienen alguna responsabilidad para su transporte terrestre, aéreo o marítimo. La institución que recibe los animales debe estar preparada para aceptarlos, teniendo listas las instalaciones adecuadas y el personal experimentado en la manipulación de animales.

d) Manipulación de los animales

Los animales en un laboratorio se adaptan a las condiciones ambientales, tales como la temperatura, humedad, los cambios de aire, ruidos, las costumbres de los cuidadores, las feromonas animales o humanas (sustancias secretadas y liberadas por animales para la detección y la respuesta por otros de las mismas especies). Todo lo citado anteriormente puede cambiar cuando se los transporta hacia el bioterio o adentro del mismo (Slatnetz, Fratta, Crouse *et al.* 1957; Baker, Lindsey y Weisbroth, 1979; Gibson, Paterson y Conville, 1986; Aguila, Pakes, Lai *et al.* 1988; Rowsell, 1988). Desafortunadamente, muchos de estos cambios no se han medido cabalmente (Yousef, 1988). También se cuestionó mucho respecto a la conveniencia de pruebas seguras usadas para medir el estrés inducido por cambios ambientales. Cambios de comportamiento tales como un incremento de agitación, una manipulación difícil, la negación de comer o beber, el erizamiento del pelo, la disimulación, y las anomalías de comportamiento pueden no ser percibidas, pero pueden ocasionar variaciones en los datos experimentales.

Por lo tanto es esencial permitir a los animales aclimatarse a un nuevo ambiente. Como el período de aclimatación varía para cada animal y entre especies, es imprescindible adquirir conocimientos sobre las especies animales y sobre cada tipo de animal. Cuando un animal llega a su destino, la institución debe asegurarse que el transporte se hizo de manera segura y humanitaria. Es muy importante que los vehículos para el transporte estén equipados de un sistema de climatización apropiado, a fin de disminuir los factores de estrés que pueden haber aumentado durante el transporte. Antes de usar a los animales en las experiencias, se debe aclimatarlos al ambiente en forma total y estabilizarlos desde los puntos de vista fisiológico y del comportamiento. Landi, Kreider, Lang *et al.* (1982) demostraron que, luego de un transporte aéreo, los roedores necesitaban un período de dos semanas para que la sangre y los parámetros de estrés vuelvan a la normal. La adhesión a los principios de manipulación y transporte humanitarios durante el viaje o a la llegada a la institución, deberían contribuir para lograr resultados significativos y científicamente válidos, cuando los animales se usan en investigación, enseñanza o en pruebas

3. Crianza

Este *Manual* no pretende establecer un repertorio de todos los métodos modernos de crianza de animales. Sin embargo, es obvio que todos los tipos de animales involucrados en programas de crianza con el propósito de investigar la producción animal, requieren el mejor cuidado y se deben guardar registros precisos de crianza (Box, 1976). Es esencial que tanto los criadores como

los investigadores que se proponen criar animales destinados a investigaciones específicas, adquieran informaciones detalladas sobre la anatomía, comportamiento y fisiología de la reproducción de esos animales (Altman y Dittmer, 1972; Greep, 1974; Hafez, 1970; Crawford, 1990). Blaffer-Hrdy y Whitten (1987) presentan datos comparativos para primates no humanos (PNH) sobre el ciclo estral, duración de las menstruaciones, señales visuales y el comportamiento de machos y hembras durante el estro para todas las especies. Los criadores deberían referirse a los capítulos de este *Manual* que tratan de las cajas y del alojamiento especial de diversas especies.

Si se quiere establecer un modelo animal de enfermedad humana, el científico o el criador debe conocer a fondo los procesos básicos fisiológicos y patológicos de la enfermedad. La institución de investigación es generalmente el mejor lugar para este tipo de crianza. Sin embargo, en algunas circunstancias puede ser preferible obtener una cepa mutante particular, a través de una empresa comercial confiable, o por arreglo con algún otro científico quien ya críe y utilice el mismo modelo (ILAR, 1979). La crianza de cualquier animal de laboratorio debe hacerse según los estándares y la nomenclatura genética aceptada (Festing, Kondo, Poiley *et al.* 1972; ILAR, 1979; Lyon, 1981; Lyon y Searle, 1989), temas estos que no están tratados en este *Manual*.

La decisión de establecer un programa de colonia de cría en una institución de investigación pertenece al investigador y al Comité de protección de los animales de la institución, que deben hacer un estudio detallado de la naturaleza del proyecto. A menos que la crianza sea parte integral, sino esencial de la investigación o de la enseñanza, se debería siempre evaluar: a) el costo real (para la institución) de los animales criados dentro del edificio de la institución; b) la ocupación de espacio valioso y costoso que no será disponible para otra investigación; y c) el número de animales a producir, comparativamente al número de animales que se utilizarán. Los pequeños programas caseros de cría casi siempre involucran la necesidad de disponer de animales que son inútiles para los fines del proyecto, y el mantenimiento de reproductores en exceso para satisfacer las demandas fluctuantes.

Para la producción comercial de ganado, la selección se puede basar sobre la ascendencia, la progenie o el desempeño individual, o una combinación de estos factores. Sin embargo, en especies pequeñas de animales de laboratorio, se enfatiza el mantenimiento de la pureza genética (Festing, Kondo, Poiley *et al.* 1972). Hubo dudas en años recientes sobre la homogeneidad genética de ciertas cepas, y eso llevó a hacer pruebas genéticas de los animales. Los abastecedores más importantes de pequeños animales de laboratorio proveen un control genético para sus reservas y sus cepas, y pueden proveer servicios de prueba genética a los investigadores que usan otras cepas de animales.

La naturaleza genética de una población animal puede cambiarse de tres maneras: por selección; mediante la manipulación del sistema de crianza; o por la alteración del genoma mediante la introducción de genes ajenos (DeTolla, 1991). Tradicionalmente, la rapidez con que los cambios genéticos aparecen en una población depende en parte del sexo de los animales seleccionados. La hembra tiene menor efecto que el macho sobre el diferencial de selección máxima, ya que el macho produce muchos descendientes. La decisión con respecto a la selección de los animales reproductores dependerá de muchos criterios directamente relacionados con el propósito del programa de crianza.

4. Crianza de animales transgénicos

El tiempo requerido para producir grandes números de animales transgénicos depende de la capacidad reproductiva del animal. Los animales transgénicos se consideran ahora como herramientas estándar de investigación biomédica (Saffer, 1992) y cada vez más como modelos animales de enfermedades humanas (Merlino, 1991), en terapia génica, en estudios de enfermedades virales, en la expresión fisiológica de genes extraños (Palmiter y Brinster, 1986; Geistfeld, 1991), como sondas en sistemas complejos (Hanahan, 1989), y como modelos para estudios de toxicología genética (Myhr y Brusick, 1991). Su uso aumenta, y desde luego, se ha identificado como una causa importante en el primer incremento en el uso de animales de laboratorio en Inglaterra desde hace muchos años (Anon., 1992).

Geistfeld (1991) describió recientemente el manejo de una colonia de ratones transgénicos, y ha sido publicado un manual de procedimientos por Hogan, Constantini y Lacey (1986). También existen numerosas publicaciones (Brinster, Chen, Trumbauer *et al.* 1985; Bishop y Smith, 1989; Depamphilis, Herman, Martinez-salas *et al.* 1988; Gordon, Scangos, Plotkin *et al.* 1980; Jaenisch, 1976, 1988) que describen el uso de animales transgénicos. The Britain's Health and Safety Executive publicó los *Guidelines on Work with Transgenic Animals* (1989) (Baynards House, 1 Chapstow Place, London, W2), que deben ser aplicados cuando se creen, crían o se manipulen animales transgénicos en el Reino Unido (Connor, 1989).

Geistfeld (1991), en su descripción del manejo de una colonia de ratones transgénicos, sugiere que los ratoncillos nacidos por

cesárea sean usados a fin de eliminar los agentes patógenos. Diversos sistemas de crianza pueden ser establecidos; habitualmente, un sistema de harén 2:1 a 3:1 es efectivo, aunque no existan reglas absolutas.

Donnelly y Walsh-Mullen (1991) señalaron algunos de los problemas asociados con la crianza de ratones transgénicos. Estos incluyen la contaminación de los medios usados en la colecta de huevos y de blastocitos para micro inyección, causa de que la madre portadora no logre parir. También notan que la introducción de genes extraños puede provocar inserciones nocivas que llegan a ser letales para el animal o que comprometen su reproducción.

El CCPA creó recientemente un comité sobre la biotecnología animal, cuyo mandato es: "desarrollar directrices sobre la manipulación de embriones, la investigación fetal, y los animales transgénicos". *El comité sobre la biotecnología animal considera aceptable la investigación sobre las manipulaciones transgénicas/embrionarias para producir animales, que no tienen un impacto negativo sobre el bienestar de los mismos o sobre el ambiente, y que ofrecen resultados positivos y científicamente justificables. Según el Comité, si la tecnología transgénica resulta en nuevas especies o nuevas cepas de animales, se deben desarrollar métodos de investigación para probar el impacto que tendrán tales animales. Algunas de las instituciones de Canadá han preparado sus directrices propias sobre la investigación que involucra animales transgénicos.*

5. Modelos animales con necesidades especiales

Los modelos animales de enfermedades humanas se usan para estudiar las causas y los métodos terapéuticos y preventivos de las enfermedades humanas, así como para desarrollar también nuevas drogas (Nomura, Katsuki, Yokoyama *et al.* 1987). Existen modelos de muchas enfermedades y condiciones, tales como la hemofilia (Moake, 1988) la aterosclerosis (Reddick, Lee, Brinkhous *et al.* 1990; Farrell, Saunders, Freeman *et al.* 1986), pasteurellosis (Morck, Costerton, Bolingbroke *et al.* 1990), enfermedades intestinales (Pfeiffer, 1985), la degeneración hepática (Hultgren, Stevens y Hardy, 1986), enfermedades entéricas tales como el *Campylobacter jejuni* (Fox, Ackerman, Taylor *et al.* 1987), las cardiomiopatías (Wagner, Reynolds, Weisman *et al.* 1986) y las enfermedades neurológicas (Barnes, 1986). Durante un simposio del British Laboratory Animals Veterinary Association, se discutió sobre los modelos animales que contribuyen a la comprensión de las enfermedades, tales como la hipertensión, las enfermedades del tracto gastrointestinal y las cardiovasculares (Anon., 1986). En otro encuentro, el enfoque fue sobre los desafíos que los investigadores tienen que enfrentar, tales como el virus del síndrome de inmunodeficiencia adquirida o SIDA y la necesidad de modelos animales al respecto (Groopman, 1991).

Los modelos animales de algunas condiciones o enfermedades tienen necesidades especiales más allá de las exigencias generales de contar con animales de laboratorio saludables y normales. Cuando tales modelos animales están por ser utilizados en la investigación se deben identificar y satisfacer estas necesidades especiales. Es responsabilidad del investigador principal tomar en consideración dichas necesidades antes de emprender un proyecto de investigación. Estas necesidades especiales tendrán seguramente un impacto sobre el presupuesto de la investigación, desde el punto de vista del tiempo adicional para el cuidado de los animales, el material y el equipo necesario. Las Comité de protección de los animales deben evaluar los protocolos experimentales, así como las necesidades especiales de los animales.

El principio de base de esta responsabilidad para cumplir con las necesidades especiales de los modelos animales podría ser formulado de la siguiente manera: cualquier dolor, sufrimiento, ansiedad y/o deficiencia funcional que perjudican el bienestar de los animales, y que no sean científicamente "necesarios" para la investigación, deben ser eliminados o minimizados. El mismo principio se aplica para los costos o las disposiciones materiales. Además, tan pronto como se terminen los estudios, los animales víctimas de sufrimiento se deben destruir humanitariamente (Olfert, 1992).

6. Identificación de sexos

Generalmente, los machos y las hembras se guardan separados después del destete, a menos que exijan lo contrario las necesidades de crianza o los protocolos de investigación. Se debe evitar el apareamiento no planificado de los stocks de reproductores en condiciones experimentales, porque compromete los resultados experimentales.

La identificación del sexo puede ser difícil en el recién nacido o en especies con las cuales uno no esté acostumbrado. Además de los órganos genitales, en algunos casos pueden usarse las características sexuales secundarias (Valle, 1990). Se encontrarán descripciones detalladas de las técnicas/observaciones para la identificación del sexo de las diferentes especies de animales de laboratorio en el *Manual* del CCPA, Volumen 2, en los capítulos que tratan de las especies animales, o en otras publicaciones

generales sobre las especies utilizadas en el laboratorio (Poole, 1987). También existen descripciones de las técnicas usadas para determinar el sexo de algunas especies menos comunes (Goin y Goin, 1971; Frye, 1991; Marcus, 1981).

B. CONTENCIÓN Y MANIPULACIONES

1. Contención física

a) Introducción

Es necesario inmovilizar la mayoría de los animales, aún para los procedimientos más simples (p. ej., para tomar la temperatura). Cuando la inmovilización química de corta duración (p. ej., anestésica, tranquilizante, etc.) no sea posible y/o no está compatible con los requerimientos experimentales, puede ser usada alguna otra forma de inmovilización física/ mecánica.

Es bien conocido el hecho de que la calidad de la inmovilización influirá sobre la respuesta del animal (Hemsworth, Barnett y Hansen, 1986). Con roedores de laboratorio, Lee (1992) sostiene que "no hay mejor inmovilización que las manos de un técnico capaz." Se demostró que una rata está menos perturbada al ser manipulada por un técnico experimentado en lugar de uno totalmente novato que tiene miedo de ser mordido (Barclay, Herbert y Poole, 1988). Se sabe que el estrés de inmovilización tiene un efecto sobre el desempeño de las ratas (Grilly y Gowans, 1986). Paré y Glavin (1986) revisaron los datos sobre el estrés ligado a la inmovilización.

Los animales se acostumbran a las inmovilizaciones livianas, repetidas y de corta duración que no están acompañadas de procedimientos estresantes o dolorosos. Las inmovilizaciones de larga duración están acompañadas de manifestaciones de estrés, a menos que el animal haya experimentado un largo periodo de aclimatación a las condiciones experimentales, y no haya sido sometido a ningún procedimiento doloroso mientras esté inmovilizado (Golub y Anderson, 1986; Rushen, 1986). El nivel de estrés varía de un animal al otro en la misma situación y puede afectar los resultados experimentales.

Dos de los factores que tienen una influencia preponderante sobre el grado de estrés experimentado por un animal inmovilizado, son el aislamiento de sus congéneres (durante la inmovilización) y el grado de inmovilización. Estos dos factores deberían considerarse si el procedimiento experimental requiere que el animal sea inmovilizado. El contacto visual, auditivo y olfativo con sus congéneres puede bastar para reducir el nivel de estrés. Las ovejas, por ejemplo, deberían poder ver a otras ovejas, aún cuando tengan la libertad de moverse en el cercado de aislamiento (véase también Las necesidades sociales y comportamentales de los animales de experimentación).

En todas las situaciones en que se requiera la inmovilización física de larga duración, se tiene que utilizar métodos que hayan sido previamente justificados y aprobados por los pares y el Comité de protección de los animales institucional, según las directrices establecidas por el CCPA. Se tiene que asegurar que no existen otros medios para obtener los resultados buscados en los animales no inmovilizados. El animal inmovilizado requerirá siempre una atención especial, además de cuidados y una vigilancia apropiados (véase también *Las necesidades sociales y comportamentales de los animales de experimentación*, las *Categorías de técnicas invasivas en la experimentación animal* y los *Principios éticos de la investigación con animales*, encontrados en otra parte de este *Manual*).

b) Directrices generales para el cuidado de animales inmovilizados

i) Los procedimientos de inmovilización se deberían utilizar únicamente después de que todo otro procedimiento no estresante haya sido rechazado como alternativa.

ii) La vigilancia de animales mantenidos en dispositivos de inmovilización debería hacerse bajo la responsabilidad de personal capacitado y experimentado.

iii) El investigador principal tiene la responsabilidad de asegurarse de que todos los miembros del equipo de investigación, particularmente los responsables del cuidado diario de los animales, sean totalmente conscientes de las razones que justifican los procedimientos de inmovilización y de las complicaciones que pueden ocurrir en los animales durante la inmovilización.

iv) Para asegurarse de que una inmovilización mínima será utilizada para lograr los objetivos de la investigación, se debe consultar a personas experimentadas que conocen bien los procedimientos de inmovilización elegidos antes de aplicarlos.

v) Los investigadores deben tener en cuenta los cambios físicos, bioquímicos y hormonales que aparecen en todo animal inmovilizado, y considerar cómo afectarán los resultados de la investigación (Gärtner, Büttner, Döhler *et al.* 1980; Toth y January, 1990; Moberg, 1992; Bush, Custer, Smeller *et al.* 1977; Mayer y Bowman, 1972; Markowitz y Spinelli, 1986).

c) Vigilancia especial

Los comentarios siguientes se aplican generalmente a todos los animales inmovilizados; sin embargo, se refieren especialmente a la inmovilización en los PNH:

i) No importa la duración de la inmovilización, se debe prestar una atención especial al desarrollo posible de efectos nocivos inherentes.

ii) Se debe, al menos dos veces por día, hacer un examen físico cuidadoso de cada animal inmovilizado.

iii) La inspección debe incluir además del examen físico, la evaluación del comportamiento general. Se debería registrar diariamente cuando sea posible el peso del animal, su consumo de agua y alimentos. Cuando suceden problemas o parámetros fisiológicos sufren variaciones importantes, se deben aplicar inmediatamente todas las medidas terapéuticas necesarias.

d) Dispositivos de inmovilización

Los dispositivos desarrollados para la inmovilización de corta duración de los animales de experimentación, incluyen una jaula de plástico para los oposumes (Thomason y Russell, 1986), un dispositivo agudo de inmovilización para los monos rhesus descrito como "una alternativa práctica y barata de reemplazo de la silla estándar para primates" (Robbins, Zwick, Leedy *et al.* 1986), y un aparato para los animales pequeños que permite la grabación a corto plazo de datos fisiológicos (Yagiela y Bilger, 1986). El uso de tablillas, desarrolladas para el cerdo miniatura por Panepinto (Panepinto, Phillips, Norden *et al.* 1983) se aplica ahora a las ratas y a los conejos (Kumar, Wong, Johnson *et al.* 1979) y a otras especies. Las tablillas para ratas y conejos son disponibles en el comercio (p. ej., Harvard Bioscience, Ealing Scientific Ltd., 6010 Vanden Abeele, St-Laurent, Quebec, Canada, H4S 1R9), y para ganado y perros (Munk's Livestock Sling Mfg. Inc., 1143 W. Marches Pt. Rd., Anacortes, WA 98221 USA).

Se hacen esfuerzos para fabricar sistemas de inmovilización menos restrictivos que permitan tomar muestras o proteger el equipamiento (Houghton, 1985; Anderson y Houghton, 1983; Dalton, 1985; Munson, 1974). El tipo de equipamiento incluye: catéteres intravenosos de largo plazo (por lo menos seis a ocho semanas) para la alimentación parenteral de las ratas no inmovilizadas (Brenner, Muller, Walter *et al.* 1985), un sistema de aparato dorsal para inyecciones con una mini-bomba en los monos títies (Ruiz de Elvira y Abbott, 1986), y un sistema que se sujeta al animal para la administración intravenosa y intragástrica de droga en el mono mandril (Lukas, Griffiths, Bradford *et al.* 1982).

Los científicos buscan continuamente nuevos métodos que disminuyan el estrés de las tomas de muestras como la bilis (Rath y Hutchison, 1989; Kanz, Vanoye-Trevino y Molsen, 1989) y la sangre (Lawhorn, 1988). Se debe recordar que los esfuerzos para reducir el estrés de los controles involucran frecuentemente el entrenamiento y la socialización del animal al procedimiento (Vanderlip, Vanderlip y Myles, 1985a, 1985b).

El hecho de tener vías de acceso al sistema vascular permite las tomas repetidas de sangre y la administración de drogas en una variedad amplia de animales con una inmovilización mínima (Houghton, 1985). Estas vías consisten en un catéter intravascular conectado con un tanque dotado de un diafragma (Dalton, 1985; Harvey-Clark, 1990). El vaso sanguíneo apropiado se canula y el tanque está puesto debajo de la piel en un lugar conveniente. Se puede acceder al vaso a canular sin dolor si se utiliza una crema analgésica tópica. Además se pueden sacar las muestras utilizando una técnica estéril a fin de evitar la contaminación en la vía entrada al vaso sanguíneo. Estas vías de entrada en los vasos están mantenidas abiertas por la adición de una solución de heparina, y pueden permanecer funcionales por muchos meses o años.

Chatham (1985) desarrolló un equipamiento llamado "chaqueta y sistema de sujeción pivotante". Se trata de un sistema de inmovilización menos restrictivo que facilita los movimientos de los animales pero permite, sin embargo, la toma de muestras, la

protección de los instrumentos o del equipamiento. Este sistema facilita movimientos más elaborados y permite ejecutar simultáneamente tomas de fluidos, inyección de drogas, y medidas de control electrónico. El animal sujetado a este sistema puede vivir cómodamente y de manera humanitaria durante meses, mientras está conectado a muchos instrumentos. La flexibilidad y el peso liviano del sistema de sujeción, combinado a una ligera fricción del pivote, inhibe muy poco la actividad normal del animal en su jaula (Alice King Chatham Medical Arts, 5043 Oaknoll Ave., Los Angeles, CA 90043; Harvard Bioscience, Ealing Scientific Ltd., 6010 Vanden Abeele, St-Laurent, Quebec, Canada, H4S 1R9).

El sistema "vara y cuello" (Anderson y Houghton, 1983) provee un medio regulable y eficiente de entrenar monos a salir calmadamente de sus jaulas, entrar en los dispositivos de inmovilización por el tiempo requerido para el procedimiento, y volver a sus jaulas sin necesidad de usar agentes químicos o fuerza (Houghton, 1985).

Los sistemas de biotelemedicina se utilizan cada vez más para transmitir a distancia información biológica sobre un animal. Existe una gran variedad de estos sistemas, que va desde el aparato dorsal hasta los que pueden ser totalmente implantados (Halpryn, 1985).

2. Implantación, cánula y muestras

Los estudios crónicos que involucran la implantación de electrodos, cánulas y catéteres exigen que el animal sea anestesiado durante la implantación, e inmovilizado despierto cuando se toman muestras.

Las implantaciones de electrodos deben realizarse bajo la supervisión directa de personal experimentado en las técnicas involucradas y se deben utilizar procedimientos quirúrgicos y anestésicos apropiados (Meyer y Meyer, 1971; NIH, 1991) (véase también Normas para la cirugía en animales de experimentación). Existen muchas fuentes de información detalladas sobre las técnicas de cirugía estereotáxica (Hart, 1969; Pellegrino y Cushman, 1971; Skinner, 1971; Singh y Avery, 1975).

3. Toma de sangre

Han sido publicadas recientemente en Gran Bretaña directrices para la toma de sangre de pájaros y mamíferos de laboratorio (BVA/FRAME/RSPCA/UFAW Joint Working Group on Refinement, 1993). A fin de reducir el volumen de las muestras de sangre, se deben hacer esfuerzos constantes para refinar las técnicas científicas. En pequeños animales tales como ratones, el volumen de sangre y la frecuencia de las tomas tienen una importancia particular. Si el bienestar del animal está amenazado por el volumen de las tomas requeridas, se deberían usar más animales, o hacer transfusiones sanguíneas compensatorias.

En vez de tomar múltiples muestras haciendo punciones repetidas con una aguja, se debería utilizar una aguja mariposa o una cánula percutánea (encima de la aguja) fija en la posición.

Para tomar volúmenes superiores a 0.1 ml, de sangre, se deberían utilizar agujas del mayor calibre posible, a fin de facilitar la toma rápida de sangre sin colapso de la vena y evitar, de esta manera, la formación de hematomas. Antes de tomar una muestra, es importante ubicar la vena con precisión y dilatarla haciendo una presión ligera o calentándola. Si se calienta todo el cuerpo, se debe vigilar el animal constantemente para impedir la hipertermia, que se manifiesta por una respiración más rápida, el jadeo o la salivación. No se recomienda el uso de xileno (xilol, dimetilbenzena) como agente dilatador, porque causa irritaciones cutáneas.

El Anexo VIII de este *Manual* describe los sitios comunes de toma de sangre.

4. Procedimientos de motivación

En la conducción de estudios sobre el comportamiento, el uso de refuerzo positivo (p. ej., la recompensa en forma de un alimento preferido) es preferible al uso de una estimulación adversa (Lea, 1979). El documento del CCPA sobre los *Principios éticos de la investigación con animales* (encontrado en otra parte de este *Manual*) también nota que los investigadores, los Comités de protección de los animales y los Comités de Revisión aconsejan de "ser especialmente prudentes cuando evalúan...los electrochoques como refuerzo negativo." En otra parte de este *Manual* abajo del Uso de animales en la psicología, se nota:

"En forma semejante, cuando los investigadores usan choques eléctricos como medio de producir estrés o de motivar a los animales para escaparse o esconderse, saben muy bien que no hay electrochoque en la naturaleza. Presumen, sin embargo, que

este método particular de aversión fácilmente controlable, puede servir de modelo para situaciones análogas o desagradables que ocurren en la naturaleza y que afectan los comportamientos...."

Se recomienda fuertemente a los investigadores utilizar la combinación intensidad del choque x duración x frecuencia menos repulsiva que es compatible con las metas de la investigación (Olfert, 1992). Los valores particulares de estos parámetros variarán entonces con las especies y con la meta de la investigación. En muchas circunstancias, hay procedimientos bien desarrollados para determinar el valor apropiado del choque, basado sobre los criterios de comportamiento. Por ejemplo, los procedimientos de "graduación" permiten el valor mínimo de choque que mantendrá un comportamiento determinado, el cual será determinado para cada animal en particular. En todos los casos, es responsabilidad del investigador de establecer la selección de los valores de choque sobre criterios del comportamiento, a fin de utilizar el choque menos repulsivo que permitirá la colecta de datos metódicos y el éxito de la investigación. Por ejemplo, la selección arbitraria de una intensidad "baja", "mediana" y "alta", sin considerar cuidadosamente los efectos de estos valores sobre los comportamientos y la interacción de los comportamientos provocados con los resultados del comportamiento deseado, puede ocasionar sufrimientos inútiles y la pérdida de animales de experimentación, y comprometer así a investigación.

Cuando el choque está utilizado en combinación con otros agentes de estrés, el investigador debería ser consciente de la posibilidad de adición de los efectos negativos.

C. REFERENCIAS

1. AGUILA, H.N., PAKES, S.P., LAI, W.C. and LU, Y.-S. The effect of transportation stress on the splenic natural killer cell activity in C57BL/6J mice. *Lab. Anim. Sci.* 1988; 38(2): 148-151.
2. ALTMAN, P.L. and DITTMER, D.S. *Biology data book*, Vol. 1. Bethesda, MD: Federation of American Societies for Experimental Biology, 1972.
3. ANDERSON, J.H. and HOUGHTON, P. The pole and collar system. A technique for training and handling non-human primates. *Lab Animal* 1983; 12(6): 47-49.
4. ANIMAL WELFARE ACT OF 1966 (Public Law 89-544, (a) as amended by the Animal Welfare Act of 1970 (Public Law 91-579); the Animal Welfare Act of 1976 (Public Law 94-279); (b) as amended by the Improved Standards for Laboratory Animals Act of December 1985 (Public Law 99-198) (Deputy Administrator, U.S. Department of Agriculture, APHIS-VS, Federal Bldg., 6505 Belcrest Road, Hyattsville, MD 20782, USA).
5. ANON. Animal models advance understanding of diseases. *Vet. Rec.* 1986: 118(18).
6. ANON. Decline in animal experiments halted. *Vet. Rec.* 1992; 131(5): 86.
7. BAKER, H.J., LINDSEY, J.R. and WEISBROTH, S.H. Housing to control research variables. In: Baker, H.J., Lindsey, J.R. and Weisbroth, S.H., eds. *The laboratory rat*. Vol. 1. New York, NY: Academic Press, 1979: 169-172.
8. BARCLAY, R.J., HERBERT, W.J. and POOLE, T.B. The disturbance index: a behavioural method of assessing the severity of common laboratory procedures on rodents. Potters Bar, South Mimms, Herts, U.K.: Universities Federation for Animal Welfare, 1988.
9. BARNES, D.M. Bird chimeras may be models for certain neurological diseases. *Science* 1986; 232: 930-932.
10. BEAN-KNUDSEN, D.E. and WAGNER, J.E. Effects of shipping stress on clinicopathologic indicators in F344/N rats. *Am. J. Vet. Res.* 1987; 48(2): 306-308.
11. BISHOP, J.O. and SMITH, P. Mechanism of chromosomal integration of micro-injected DNA. *Mol. Biol. Med.* 1989; 6: 283-298.

12. BLAFFER-HRDY, S. and WHITTEN, P.L. Patterning of sexual activity. In: Smuts, B.B., Cheney, D.L., Seyfarth, R.M., Wrangham, R.W. and Struhsaker, T.T., eds. Primate societies. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1987: 370-384.
13. BOX, P.G. Criteria for producing high quality animals for research. Lab. Anim. Sci. 1976; 26: 334.
14. BRENNER, U., MULLER, J.M., WALTER, M. and KELLER, H.W. A catheter system for long-term intravenous infusion in unrestrained rats. Lab. Anim. 1985; 19: 192-194.
15. BRINSTER, R.L., CHEN, H.Y., TRUMBAUER, M.E., YAGLE, M.K. and PALMITER, R.D. Factors affecting the efficiency of introducing foreign DNA into mice by micro-injecting eggs. Proc. Natl. Acad. Sci. 1985; 82: 4438-4442.
16. BRITISH VETERINARY ASSOCIATION/FUND FOR THE REPLACEMENT OF ANIMALS IN MEDICAL EXPERIMENTS/ROYAL SOCIETY FOR THE PREVENTION OF CRUELTY TO ANIMALS/UNIVERSITIES FEDERATION FOR ANIMAL WELFARE JOINT WORKING GROUP ON REFINEMENT. Removal of blood from laboratory animals and birds. Lab. Anim. 1993; 27: 1-22.
17. BUSH, M., CUSTER, R., SMELLER, J. and BUSH, L.M. Physiological measures of non-human primates during physical restraint and chemical immobilization. J. Amer. Vet. Med. Assoc. 1977; 171: 866.
18. CANADIAN FEDERATION OF HUMANE SOCIETIES. Surface livestock transportation in Canada. A survey. Nepean: CFHS, 1988. (CFHS, 102-30 Concourse Gate, Nepean, Ontario K2E 7V7.)
19. CHATHAM, A.K. Jacket and swivel tethering systems. Lab Animal 1985; 14(8): 29, 31-33.
20. CONNOR, S. A shepherd for transgenic animals. New Scientist 1989; January 21: 25.
21. CRAWFORD, R.D., ed. Poultry breeding and genetics. Amsterdam: Elsevier, 1990.
22. DALTON, M.J. The vascular port. Lab Animal 1985; 15(5): 21-23, 29-30.
23. DEPAMPHILIS, M.L., HERMAN, S.A., MARTINEZ-SALAS, E., CHALIFOUR, L.E., WIRAK, D.O., CUPO, D.Y. and MIRANDA, M. Micro-injecting DNA into mouse ova to study DNA replications and gene expression and to produce transgenic animals. BioTechniques 1988; 6: 662-680.
24. DETOLLA, L. Overview of transgenic systems. AALAS (Amer. Assoc. Lab. Anim. Sci.) Bull. 1991; 30(1): 9-12.
25. DONNELLY, T.M. and WALSH-MULLEN, A. Problems that limit or complicate breeding transgenic mice. Lab Animal 1991; 20(3): 34-35.
26. FARRELL, A.P., SAUNDERS, R.L., FREEMAN, H.C. and MOMMSEN, T.P. Arteriosclerosis in atlantic salmon: Effects of dietary cholesterol and maturation. Arteriosclerosis 1986; 6(4): 453-461.
27. FESTING, M., KONDO, K., POILEY, S.M. and SPEIGEL, A. International nomenclature for outbred stocks of laboratory animals. ICLAS (Intern. Coun. Lab. Anim. Sci.) Bull. 1972; 30.
28. FLETCH, A. Humane air transportation of live animals (Canadian Council on Animal Care training package). In: Proc. 4th Animal Air Transportation Association International Meeting. Toronto, Ont.: AATA, 1978: 55-66.
29. FOX, J.G., ACKERMAN, J.I., TAYLOR, N., CLAPS, M. and MURPHY, J.C. *Campylobacter jejuni* infection in the ferret: An animal model of human campylobacteriosis. Am. J. Vet. Res. 1987; 48(1): 85-90.
30. FRYE, F.L. Biomedical and surgical aspects of captive reptile husbandry. 2nd Ed. Malabar, FL, 1991.
31. GÄRTNER, K., BÜTTNER, D., DÖHLER, K., FRIEDEL, R., LINDENA, J. and TRAUTSHOLD, I. Stress response of rats to

- handling and experimental procedures. *Lab. Anim.* 1980; 14: 267-274.
32. GEISTFELD, J.G. Transgenic mouse colony management. *Lab Animal* 1991; 20(1): 21-29.
 33. GIBSON, T.E., PATERSON, D.A. and CONVILLE, G. The welfare of animals in transit. Proc. The Animal Welfare Foundation, 3rd Symposium. London: British Veterinary Association Animal Welfare Foundation, 1986. (7 Mansfield St., London, England W1M 0AT.)
 34. GOIN, C.J. and GOIN, O.B. In: Introduction to herpetology. 2nd Ed. 1971: 115, 96.
 35. GOLUB, M.S. and ANDERSON, J.H. Adaptation of pregnant rhesus monkeys to short -term chair restraint. *Lab. Anim. Sci.* 1986; 36(5): 507-511.
 36. GORDON, J.W., SCANGOS, G.A., PLOTKIN, D.J., BARBOSA, J.A. and RUDDLE, F.H. Genetic transformation of mouse embryos by micro-injection of purified DNA. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 1980; 77: 7380-7384.
 37. GREEP, R.O., ed. Reproductive physiology. In: MTP Int. Rev. Sci. Physiol., series 1,8. Baltimore, MD: University Park Press, 1974.
 38. GRILLY, D.M. and GOWANS, G.C. Comparison of the effects of morphine and immobilization stress on discrimination performance of rats. *Behav. Neurosci.* 1986; 100(4): 512-524.
 39. GROOPMAN, J.E. Of mice, monkeys and men. *Nature* 1991; 349: 568-569.
 40. HAFEZ, E.S.E., ed. Reproduction and breeding techniques for laboratory animals. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1970.
 41. HALPRYN, B. Biotelemetry monitoring systems. *Lab Animal* 1985; 14(6): 21-27, 29, 31.
 42. HANAHAN, D. Transgenic mice as probes into complex systems. *Science* 1989; 246: 1265-1275.
 43. HART, B.L. Experimental neuropsychology: A laboratory manual. San Francisco, CA: W.H. Freeman & Co., 1969.
 44. HARVEY-CLARK, C. Clinical and research use of implantable vascular access ports in avian species. In: Proc. of the 1990 annual conference of the Association of Avian Veterinarians, 1990: 191.
 45. HEMSWORTH, P.H., BARNETT, J.L. and HANSEN, C. The influence of handling by humans on the behaviour, reproduction and corticosteroids of male and female pigs. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1986; 15: 303-314.
 46. HOGAN, B., CONSTANTINI, F. and LACEY, E. Manipulating the mouse embryo: A laboratory manual. Cold Spring Harbor, NY, 1986.
 47. HOUGHTON, P. Animal handling systems. Current trends in animal restraint. *Lab Animal* 1985; 14(5): 20.
 48. HULTGREN, B.D., STEVENS, J.B. and HARDY, R.M. Inherited, chronic, progressive hepatic degeneration in Bedlington Terriers with increased liver copper concentrations: Clinical and pathologic observations and comparison with other copper-associated liver diseases. *Am. J. Vet. Res.* 1986; 47(2): 365-377.
 49. INSTITUTE OF LABORATORY ANIMAL RESOURCES. Animals for research. 10th Ed. Washington, DC: National Academy of Sciences, 1979.
 50. INTERNATIONAL AIR TRANSPORT ASSOCIATION. Live Animals Regulations, 19th Ed. Montreal: IATA, 1992. (2000 Peel Street, Montreal, Quebec H3A 2R4.)
 51. JAENISCH, R. Germ line integration and Mendelian transmission of the exogenous Moloney Leukemia Virus. *Proc. Natl.*

- Acad. Sci. 1976; 73: 1260-1264.
52. JAENISCH, R. Transgenic animals. *Science* 1988; 240: 1468-1473.
 53. KANZ, M.F., VANOYE-TREVINO, C. and MOSLEN, M.T. The use of a silastic shield to protect an externalized biliary cannula. *Lab. Anim.* 1989; 23: 36-38.
 54. KILEY-WORTHINGTON, M. Animals in circuses and zoos. Chiron's world? Basildon, Essex, U.K.: Little Eco-Farms Pub., 1990: 41-44. (29 Delhi Road, Pitsea, Basildon, Essex SS13 2EH, U.K.)
 55. KUMAR, A., WONG, D.A., JOHNSON, R.G., HERBERT, M.A. and SALTER, R.B. The restraint of rabbits in a special sling. *Lab. Anim. Sci.* 1979; 29(4): 512-515.
 56. LAING, J.A., ed. Prevention, management and repair of trauma in transport animals. Oxford, U.K.: World Association for Transport Animal Welfare and Studies, 1991.
 57. LANDI, M.S., KREIDER, J.W., LANG, C.M. and BULLOCK, L.P. Effects of shipping on the immune functions in mice. *Am. J. Vet. Res.* 1982; 43: 1654-1657.
 58. LANDI, M., KRIEDER, J.W., LANG, C.M. and BULLOCK, L.P. Effect of shipping on the immune functions of mice. In: Archibald, J., Ditchfield, J. and Rowsell, H.C., eds. The contribution of laboratory animal science to the welfare of man and animals. Stuttgart, New York: Gustav Fischer Verlag, 1985: 11-18.
 59. LAWHORN, B. A new approach for obtaining blood samples from pigs. *J. Amer. Vet. Med. Assoc.* 1988; 192(6): 781-782.
 60. LEA, S.E.G. Alternatives to the use of painful stimuli in physiological psychology and the study of animal behaviour. *ATLA (Alternatives To Laboratory Animals) Abstracts* 1979; 7(1): 20.
 61. LEE, P. (correspondence) *Lab. Anim. Sci.* 1992; 42(6): 433.
 62. LUKAS, S.E., GRIFFITHS, R.R., BRADFORD, L.D., BRADY, J.V. and DALEY, L. A tethering system for intravenous and intragastric drug administration in the baboon. *Pharmacol. Biochem. Behav.* 1982; 17: 823-829.
 63. LYON, M.F. Ch. 3 Nomenclature. In: Foster, H.L., Small, J.D. and Fox, J.G., eds. The mouse in biomedical research, Volume I. History, genetics and wild mice. New York, NY: Academic Press, 1981.
 64. LYON, M.F. and SEARLE, A.G., eds. Genetic variants and strains of the laboratory mouse. 2nd Ed. Oxford: Oxford University Press, 1989.
 65. MARCUS, L.C. Veterinary biology and medicine of captive amphibians and reptiles. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1981.
 66. MARKOWITZ, H. and SPINELLI, J. Environmental engineering for primates. In: Benirschke, K., ed. Primates. The road to self-sustaining populations. New York, NY: Springer-Verlag, 1986: 489-498.
 67. MAYER, J.S. and BOWMAN, R.E. Rearing, experience, stress and adrenocorticosteroids in the rhesus monkey. *Physiol. Behav.* 1972; 88: 339.
 68. MERLINO, G.T. Transgenic animals in biomedical research. *FASEB J.* 1991; 5: 2996-3001.
 69. MEYER, P.M. and MEYER, R.D. Neurosurgical procedures with special reference to aspiration lesions. In: Meyer, R.D., ed. *Methods in psychobiology*, Vol. 1. New York, NY: Academic Press, 1971.
 70. MOAKE, J.L. (editorial) Von Willebrand factor and the pathophysiology of thrombotic thrombocytopenia: From human

- studies to a new animal model. *Lab. Invest.* 1988; 59(4): 415-417.
71. MOBERG, G.P. Stress: diagnosis, cost and management. In: Mench, J.A., Mayer, S.J. and Krulisch, L., eds. *The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research*. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1992: 58-61. (4805 St. Elmo Ave., Bethesda, MD 20814 USA.)
 72. MORCK, D.W., COSTERTON, J.W., BOLINGBROKE, D.O., CERI, H., BOYD, N.D. and OLSON, M.E. A guinea pig model of bovine pneumonic pasteurellosis. *Can. J. Vet. Res.* 1990; 54: 139-145.
 73. MUNSON, E.S. Arterial cannulation in awake restrained monkeys. *Lab. Anim. Sci.* 1974; 24: 793.
 74. MYHR, B. and BRUSICK, D. A transgenic mouse model for genetic toxicology studies. *Lab Animal* 1991; 20(1): 31-35.
 75. NATIONAL INSTITUTES OF HEALTH. Preparation and maintenance of higher animals during neuroscience experiments. Report of a National Institutes of Health workshop, 1991.
 76. NOMURA, T., KATSUKI, M., YOKOYAMA, M. and TAJIMA, Y. Future perspectives in the development of new animal models. In: *Animal models: assessing the scope of their use in biomedical research*. Alan R. Liss, Inc., 1987: 337-353. (Canadian distributor, J. Wiley & Sons Ltd., 22 Worcester Rd., Rexdale, Ont. M9W 1L1.)
 77. OLFERT, E.D. Ethics of animal models of neurological diseases. In: Boulton, A.A., Baker, G.B. and Butterworth R.F., eds. *Neuromethods: animal models of neurological disease*. I. Clifton, NJ: Humana Press, 1992: 1-28.
 78. PALMITER, R.D. and BRINSTER, R.L. Germ-line transformation of mice. *Ann. Rev. Genet.* 1986; 20: 465-499.
 79. PANEPINTO, L.M., PHILLIPS, R.W., NORDEN, S., PRYOR, P.C. and COX, R. A comfortable, minimum stress method of restraint for Yucatan miniature swine. *Lab. Anim. Sci.* 1983; 33(1): 95-97.
 80. PARÉ, W.P. and GLAVIN, G.B. Restraint stress in biomedical research: A review. *Neurosci. Biobehav. Rev.* 1986; 10: 339-370.
 81. PELLEGRINO, L.J. and CUSHMAN, A.J. Use of stereotaxic technique. In: Meyer, R.D., ed. *Methods in psychobiology*. New York, NY: Academic Press, 1971.
 82. PFEIFFER, C.J., ed. *Animal models for intestinal disease*. Boca Raton, FL: CRC Press, 1985: 135-145.
 83. POOLE, T., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987.
 84. RATH, L. and HUTCHISON, M. A new method of bile duct cannulation allowing bile collection and re-infusion in the conscious rat. *Lab. Anim.* 1989; 23: 163-168.
 85. REDDICK, R.L., READ, J.S., BRINKHOUS, K.M., BELLINGER, D., NICHOLS, T. and GRIGGS, T.R. Coronary atherosclerosis in the pig. Induced plaque injury and platelet response. *Arteriosclerosis* 1990; 10(4): 541-550.
 86. REINHARDT, V. Transport-cage training of caged rhesus macaques. *Anim. Tech.* 1992; 43(1): 57-61.
 87. ROBBINS, D.O., ZWICK, H., LEEDY, M. and STEARNS, G. Acute restraint device for rhesus monkeys. *Lab. Anim. Sci.* 1986; 36(1): 68-70.
 88. ROWSELL, H.C. Legislation regulations pertaining to laboratory animals-Canada. In: Melby, E.C. Jr. and Altman, N.H., eds. *CRC handbook of laboratory animal science*. Vol. 1. Cleveland, OH: CRC Press, 1974: 11-17.
 89. ROWSELL, H.C. Perspectives of the welfare of animals during transportation. In: Erichsen, S., Coates, M.E. and

- Chatikavanij, P., eds. Proc. IX International Council for Laboratory Animal Science international symposium on laboratory animal science. Bangkok, Thailand: ICLAS, 1988: 313-320.
90. ROWSELL, H.C. Current perspectives on the problems related to the transport of live animals. Proc. Animal Transportation Assoc. 16th Annual Conference. Dallas, TX: AATA, 1990: 19-24.
 91. ROWSELL, H.C. Transportation of animals. A global animal welfare issue. Live Animal Trade and Transport Magazine 1992 March: 37-41.
 92. RUIZ DE ELVIRA, M.-C. and ABBOTT, D.H. A backpack system for long-term osmotic mini-pump infusions into unrestrained marmoset monkeys. Lab. Anim. 1986; 20: 329-334.
 93. RUSHEN, J. Aversion of sheep to electro-immobilization and physical restraint. Appl. Anim. Behav. Sci. 1986; 15: 315-324.
 94. SAFFER, J. Transgenic mice in biomedical research. Lab Animal 1992; 21(3): 30-38.
 95. SINGH, D. and AVERY, D.D. Physiological techniques in behavioural research. Belmont, CA: Wadsworth Publishing Co., 1975.
 96. SKINNER, J.E. Neuroscience: A laboratory manual. Philadelphia, PA: W.B. Saunders Co., 1971.
 97. SLATNETZ, G., FRATTA, I., CROUSE, G. and JONES, S. Stress and transportation of animals. In: Proc. Animal Care Panel 1957; 7: 278-289.
 98. TOTH, L.A. and JANUARY, B. Physiological stabilization of rabbits after shipping. Lab. Anim. Sci. 1990; 40(4): 384.
 99. THOMASON, J.J. and RUSSELL, A.P. A plastic cage for restraint of the opossum (*Didelphis virginiana*). Lab. Anim. Sci. 1986; 36(5): 547-549.
 100. VALLE, F.P. Sex-typing newborn rats: An improved procedure with agouti strains. Behav. Res. Meth. Instru. 1990; 2: 205.
 101. VANDERLIP, S.L., VANDERLIP, J.E. and MYLES, S. A socializing program for laboratory raised canines. Part 1. Lab Animal 1985a; 14(1): 33-36.
 102. VANDERLIP, S.L., VANDERLIP, J.E. and MYLES, S. A socializing program for laboratory-raised canines. Part 2: The puppy socialization schedule. Lab Animal 1985b; 14(2): 27-36.
 103. WAGNER, J.A., REYNOLDS, I.J., WEISMAN, H.F., DUDECK, P., WEISFELDT, M.L. and SNYDER, S.H. Calcium antagonist receptors in cardiomyopathic hamster: Selective increases in heart, muscle, brain. Science 1986; 232: 515-518.
 104. YAGIELA, J.A. and BILGER, P.A.L. A custom restraining device for small animals. Lab. Anim. Sci. 1986; 36(3): 303-305.
 105. YOUSEF, M.K. Animal stress and strain: definition and measurements. Appl. Anim. Behav. Sci. 1988; 20: 119-126.

[\[Capítulo Anterior \]](#) [\[Contenido \]](#) [\[Capítulo Siguiente \]](#)

[\[De nuevo a tapa \]](#)



VIII. SALUD Y SEGURIDAD EN EL TRABAJO

Las personas que trabajan con animales de experimentación ser expuestas a riesgos físicos (por ejemplo, calor, ruido, radiación), riesgos químicos (p. ej., desinfectantes, soluciones de limpieza), así como también a parásitos intestinales, a bacterias enteriformes y a otros organismos patógenos, como también a las mordeduras de animales (Soave y Brand, 1991). Los que trabajan con cerdos en instalaciones de confinamiento también pueden sufrir con el tiempo problemas pulmonares crónicos e irreversibles (Donham y Leininger, 1984). Las personas que trabajan con primates no humanos (PNH), deben tomar, por su parte las precauciones especiales descritas en el Volumen 2 de este *Manual*.

A. LOS REQUERIMIENTOS REGLAMENTARIOS

Como es el caso con otros laboratorios, la instalación para el cuidado de los animales debe tener un programa de salud y de seguridad en el trabajo. Todas las personas que utilizan la instalación deben también ser familiares con los requerimientos pertinentes de las leyes federales, provinciales y municipales. Esto incluye, por ejemplo, la Ley (federal) sobre la Salud Animal (38-39 Elizabeth II, capítulo 21, pgs. 387-421), que reemplazó la Ley sobre la Protección y las Enfermedades de los Animales, y que rige el control de las enfermedades animales y de las sustancias tóxicas. Todas las personas que trabajan con animales además deben también conocer los programas de seguridad de la institución y/o de las instalaciones (véase también el Volumen 2 de este *Manual* [CCPA, 1984a]).

El Sistema de Información de Materiales Peligrosos Utilizados en el Trabajo (SIMPUT), que se origina de una cooperación federal/provincial, se instituyó en 1988. Los laboratorios del gobierno federal están regidos por el SIMPUT y el Código Canadiense del trabajo. Las publicaciones siguientes, así como un cartel pertinente, están disponibles gratuitamente en el Ministerio del Trabajo de Canadá: *The Employer and WHMIS: Introduction to the WHMIS Program; Exercise WHMIS in the Workplace*.

Por otra parte, las legislaciones provinciales de Seguridad y Salud especifican las responsabilidades de los propietarios y directores, así como los derechos y responsabilidades de los empleadores, supervisores y trabajadores en el lugar de trabajo. El derecho de rehusar un trabajo peligroso es parte de la Ley de Salud y Seguridad en el Trabajo. Las reglamentaciones SIMPUT, que también son una sección de esta legislación, requieren que cada empleador provea condiciones de trabajo seguras y que los empleados estén informados de todos los peligros que enfrentarán en el curso de la ejecución de sus deberes. También, los empleados tienen el derecho de rehusarse a trabajar si están expuestos a condiciones peligrosas. Todas las sustancias peligrosas, incluyendo microorganismos, deben etiquetarse de una manera específica, y una Ficha Técnica de Salud y Seguridad que debe acompañar cada sustancia peligrosa. Todas las provincias adaptaron estas directrices federales a sus propias necesidades. El material del SIMPUT puede obtenerse de los ministerios provinciales de trabajo.

Todo el personal que trabaja con animales debe saber como manejar las especies involucradas, tanto para su salud y seguridad propia, como para la de los animales. Las instituciones deben proveer la capacitación adecuada.

B. RIESGOS BIOLÓGICOS

Las directrices sobre el trabajo que implica riesgos biológicos (p. ej., bacterias, virus, parásitos, hongos y otros agentes infecciosos), se encuentran en el documento del Ministerio de Salud de Canadá con el título *Laboratory Biosafety Guidelines* (HC, 1996). Este documento, que también se puede utilizar para la capacitación de los empleados, tal como es recomendado por el SIMPUT; trata de temas tales como el confinamiento de riesgos biológicos, el diseño de laboratorios, las instalaciones de seguridad e higiene para el personal.

Las directrices sobre bioseguridad se aplican a toda investigación ejecutada o subvencionada por el gobierno federal y han sido adoptadas por muchas industrias.

Se deberían desarrollar y aplicar los procedimientos operativos estandarizados (SOP, en inglés) con base en las directrices, con el objetivo de minimizar los riesgos para los seres humanos en las áreas de trabajo con riesgo biológico.

La higiene personal es una barrera importante contra la infección, y lavarse las manos después de manipular un animal reducirá el riesgo de diseminación de enfermedades y de infectarse. Todos el personal que trabaja con animales, así como los visitantes a la instalación, deberían vestir ropa protectora, como mínimo una blusa de laboratorio.

Todo el material contaminado debe ser descontaminado antes de su eliminación. Las necropsias de animales infectados con agentes altamente infecciosos, se deberían efectuar en instalaciones de seguridad biológica probada. El material de necropsia debe ser sellado en bolsas de plástico adecuadamente identificadas e incinerado. La sala de necropsia debe ser bien equipada, con instalaciones adecuadas de refrigeración y limpieza de manos.

C. ZOONOSIS

Son "infecciones secundarias transmitidas de los animales al humano" (Schnurrenberger y Hubbert, 1981; August y Loar, 1987; Acha y Szyfres, 1989), y que pueden afectar seriamente la investigación (Hamm, 1986; Bhatt, Jacoby, Morse *et al.* 1986; ILAR/NRC, 1991).

Mientras que la mayoría de los agentes infecciosos tienen un grado de especificidad de especie importante, su virulencia puede, de vez en cuando, variar considerablemente; como también puede variar su capacidad para penetrar las barreras entre especies. Así, infecciones que generalmente no se consideran para ser zoonóticas, pueden afectar esporádicamente animales o personas susceptibles. Las personas potencialmente a riesgo más alto son las que sufren de deficiencias del sistema inmunitario, y las que viven estreses importantes o que tienen una enfermedad clínica no declarada. Muchos microorganismos patógenos, como los responsables de la tuberculosis, brucelosis, rabia, etc., son transmitidos normal y directamente de una o más especies de animales vertebrados a otras, y son también fácilmente trasmisibles al hombre.

La transmisión de infecciones desde los animales al hombre puede generalmente ser evitada, cuando se aplican cuidados veterinarios apropiados de SOP para controlarla. Sin embargo, hay que tener cuidado especialmente cuando los animales se adquieren de áreas donde existen enfermedades zoonóticas, por ejemplo en PNH que provienen de su ambiente natural (Houghton, 1986).

Si hay vacunas disponibles, se puede vacunar al personal antes de iniciar trabajos que comportan riesgos de infección con microorganismos peligrosos. Se recomienda, por ejemplo, que todo el personal que maneja perros y gatos de origen desconocido incluyendo los abastecedores, reciban la vacunación antirrábica de rutina (véase también Colonias animales especiales, Unidades de las enfermedades infecciosas).

Se recomienda hacer pruebas serológicas y crear un banco de sueros de referencia de todo el personal que trabaja en los bioterios. Esto es particularmente importante donde se manejan PNH y/o agentes infecciosos transmisibles al hombre.

Hay que tener cuidado de no encargar a mujeres embarazadas tareas que les expongan a agentes teratógenos, conocidos o

potenciales. Por ejemplo, *Toxoplasma gondii*, un protozoo que infecta a la mayoría de las especies de sangre caliente, incluyendo el humano, se transmite primariamente por oocistos que se encuentran en excrementos de gatos. Estos oocistos forman esporas en dos a cuatro días y pueden sobrevivir por más de un año (Fraser y Mays, 1986). La toxoplasmosis humana puede resultar en aborto espontáneo, en parto prematuro, en parto de nacidos muertos o en anomalías congénitas (Schnurrenberger y Hubbert, 1981).

El ciclo de vida de los organismos responsables de ciertas zoonosis indirectas puede involucrar su transmisión mediante uno o más huéspedes intermedios vertebrados y/o invertebrados antes de infectar a los humanos (por ejemplo, en enfermedades tales como la teniasis, la tularemia, y la estomatitis vesicular). Entre los vectores invertebrados de las enfermedades zoonóticas, los principales son los insectos picadores. Una lista de algunas de las enfermedades transmitidas al ser humano por animales se encuentra en el Anexo VII.

Se tiene que recordar el papel de los vertebrados de sangre fría en la epidemiología de las zoonosis. En particular, las tortugas infectadas con salmonellas pueden constituir un riesgo para la salud de los estudiantes que trabajan en laboratorios o bioterios (Sherris, 1990).

D. PROCEDIMIENTOS DE TRABAJO CON PRIMATES NO HUMANOS

Este tema también está tratado en el Volumen 2 de este *Manual* (CCAC, 1984b).

Todos los animales se deben considerar como fuentes potenciales de zoonosis, aunque el riesgo de que ocurra alguna enfermedad varía mucho según la clase, la especie y el origen del animal involucrado. En general, la probabilidad de zoonosis se incrementa con la relación filogenética de una especie con el hombre (Anon., 1987a, 1987b; FRAME, 1987; Rice, 1987a, 1987b). Es por eso que se deben tomar precauciones especiales con los PNH (Love, 1980; Wong y Gardell, 1982; Richter, Lehner y Henrickson, 1984; Else, 1988).

Todas las instituciones que mantienen instalaciones para PNH deben proveer servicios veterinarios y médicos para proteger la salud y la seguridad, tanto del personal como de los animales. Existen directrices Internacionales para las personas que trabajan con PNH (FRAME/CREA, 1987; Kaplan, 1987; Anon., 1989; MRC, 1985).

Brotos de enfermedades virales, como la hepatitis viral Callitricuida (Anderson, 1991), recién "sacudieron el mundo de los primatólogos." Los procedimientos actuales para el diagnóstico rápido de las enfermedades virales de los primates incluyen la serología, el aislamiento de virus, la identificación del virus por microscopía electrónica o por inmunofluorescencia, y la detección de componentes víricos (Kalter y Herberling, 1990).

El enfoque más razonable y efectivo para reducir los riesgos de infección en el trabajo es desarrollar y aplicar SOP que excluyan o minimicen las exposiciones sin protección para el personal que trabaja con PNH o con sus muestras biológicas. Los SOP se deberían incluir en un programa de salud y seguridad en el trabajo para el personal, incluyendo: la detección serológica y la vacunación; el uso de ropa protectora; la inmovilización de los animales; el énfasis sobre la higiene personal; procedimientos para accidentes, tales como mordeduras y/u otra exposición a un riesgo potencial; y procedimientos para la cuarentena y el control de calidad para los animales en confinamiento.

Un grupo de trabajo sobre el B-Virus, reunido en el Centro de Control de Enfermedades, EE.UU. (Center for Disease Control), elaboró directrices sobre la prevención de la infección por el virus del *Herpe Simiae* (B-Virus) (Anon., 1987c; Kaplan, Balk, Brock *et al.* 1987; Schulhof, 1990). El *Herpes Simiae* es mortal para el hombre (Kalter y Herberling, 1989).

Similarmente, a raíz de su utilización creciente, se elaboraron directrices relativas al virus de la Inmunodeficiencia Símica (VIS), que es estrechamente ligado al virus de la Inmunodeficiencia Humana (Anon., 1989). Se utilizan procedimientos serológicos estándares para identificar anticuerpos al VIS en los laboratorios que trabajan sobre este virus; también el National Institutes of Health, y la Organización Mundial de la Salud han expandido sus servicios diagnósticos (Kalter, 1987).

Además de los PNH provenientes de su ambiente natural, los animales de la colonia pueden llevar también infecciones latentes indígenas (Baulu, Everard y Everard, 1987; Dance, King, Aucken *et al.* 1992). Es importante imponer una cuarentena rígida así

como procedimientos de control de calidad para las colonias de animales, ser más conscientes de los riesgos potenciales y definirlos bien. El brote de un virus de tipo Ebola en los Estados Unidos en 1989 es un ejemplo contundente de tales riesgos (Anon., 1990; Anderson, 1990a, 1990b; Dalgard, Hardy, Pearson *et al.* 1992).

Se recomienda observar las precauciones siguientes:

- a) todos los PNH deben considerarse como fuentes de transmisión de enfermedades al hombre;
 - b) se debe evitar el contacto de la piel con los PNH, así como también con todo lo que ha estado en contacto directo con ellos;
 - c) cuando se trabaja con PNH, se debe usar ropa protectora, incluyendo mamelucos, cubrebotas, gorros de cirugía, máscaras y guantes, que se deben quitar cuando se dejan las instalaciones;
 - d) está estrictamente prohibido fumar, comer y beber en los locales donde se alojan los PNH;
 - e) deben estar disponibles y ser utilizadas por todo el personal las instalaciones para la limpieza de la manos, inmediatamente antes de dejar los locales de los PNH;
 - f) las personas con cortes, heridas u otras lastimaduras no deberían estar en contacto con los PNH. Sin embargo, si esta situación es inevitable, las lesiones deben ser protegidas adecuadamente antes y durante el desarrollo de cualquier actividad en locales donde haya PNH, y los vendajes cambiados inmediatamente a la salida. Estos vendajes, como cualquier otro artículo desechable así expuesto, deben tratarse como desechos con riesgo biológico;
 - g) se debe informar a las autoridades médicas de la institución de cualquier corte, mordedura, rasguño o perforación con aguja ocurridos en el trabajo, con o en la proximidad de PNH. Se deben definir y aplicar los SOP para todas estas heridas. Se deben tratar inmediatamente, de manera tal que las heridas sangren libremente y que estén completamente limpiadas con jabón y agua. Una solución de yodo providona debe aplicarse después sobre la herida generosamente. En caso de romper la esterilidad (por ejemplo, siguiendo el rasgón o la perforación de un guante quirúrgico), se deben volver a limpiar las manos antes de dejar la sala y volver a ponerse guantes quirúrgicos antes de seguir con el procedimiento.
- Un PNH que causa una herida debe ser inmediatamente inmovilizado y examinado, para ver si sufre de una salivación excesiva y de lesiones en la cavidad bucal que pueden ser características del Herpes (B-Virus). Los SOP deben ser aplicados para enfrentar este tipo de accidente. Además se deben tomar las muestras usuales en el animal y en la persona herida para identificar el virus del Herpes B. Los resultados de los exámenes deben comunicarse a las autoridades médicas designadas, conjuntamente con la información sobre las especies de PNH, la duración de su estadía en la colonia, y los contactos con otras especies;
- h) se deben tomar precauciones especiales cuando se hacen necropsias de PNH muertos durante el período de acondicionamiento; los procedimientos de necropsias deben incluir el uso de gorros, guantes y mascarillas quirúrgicas y ropa protectora. Se recomienda el uso de gabinetes de bioseguridad para ejecutar cualquier necropsia de tejidos de PNH;
 - i) debido al riesgo posible de contraer la Hepatitis A, se recomienda al personal que trabaja con chimpancés recién importados recibir, como medida protectora, un suero con un grado elevado de inmunoglobulinas. Los animales, por su parte, se deben probar para antígenos de la hepatitis humana y, en caso de ser positivos, se deben alojar en cuarentena estricta;
 - j) todo el personal que entra en contacto con los PNH debe ser libre de tuberculosis y, por lo menos una vez al año, realizar una prueba tuberculínica y una radiografía pulmonar. Se debe mencionar que recientemente se reportaron reacciones falsas a la tuberculina en los monos ardilla que habían recibido el adyuvante completo de Freund (Pierce y Dukelow, 1988);
 - k) se deben llevar guantes protectores de cuero cuando se manipulan PNH conscientes. Diversos tipos son disponibles comercialmente;
 - l) toda la ropa que ha estado en contacto directo con los PNH o sus excreciones se debe esterilizar en el autoclave antes de ser enviada fuera para lavar.

E. ALERGIAS

Las alergias a los animales de laboratorio representan un problema importante de salud para las personas que trabajan regularmente con las especies usuales de estos animales (Aoyama, Ueda, Manda *et al.* 1992; Olson, 1986; Bland, Levine, Wilson *et al.* 1986; Botham, Davies y Teasdale, 1987; Kibby, Powell y Cromer, 1989; Lutsky, 1987; Slovak y Hill, 1987; Venables, Tee, Hawkings *et al.* 1988). Estas alergias son una reacción inmediata de hipersensitividad mediada por IgE, que se desarrolla siguiendo la exposición al animal, su piel o descamaciones cutáneas o caspa, orina, saliva, suero u otros tejidos de su organismo. Los síntomas típicos varían desde los leves (por ejemplo, síntomas de las vías respiratorias superiores como estornudos, nariz y ojos que pican y que lagrimean; reacciones cutáneas como erupciones edematosas que causan un prurito después de un contacto con animales, sus tejidos o sus excreciones), a los más severos [por ejemplo, respiración silbante, falta de aire, y una sensación de apretón de pecho (asma)]. Las personas que sufren de tales síntomas deberían consultar a su médico para el diagnóstico y el tratamiento apropiados.

Las medidas que pueden reducir el grado de exposición a los alérgenos de animales de laboratorio incluyen:

- a) el uso de ropa protectora, incluyendo mamelucos, cubrebotas, gorros de cirugía, máscaras y guantes, etc., a usar solamente en los locales de los animales;
- b) la limpieza regular de las manos, y la ducha después del trabajo;
- c) el uso de filtros mejorados en los sistemas de ventilación de los locales de los animales, y el uso de sistemas de filtros especiales para las jaulas; y
- d) programas de capacitación para los empleados, que identifican las áreas y tareas con riesgos altos (por ejemplo, de alta carga de alérgenos), y la aplicación estricta de medidas preventivas, tales como las definidas por los SOP institucionales.

Las instituciones están incitadas a tratar las alergias a los animales de laboratorio en sus programas de salud y seguridad en el trabajo. Como fue mencionado anteriormente, es útil identificar las áreas y tareas de alto riesgo (Eggleston, Newill, Ansari *et al.* 1989; Gordon, Tee, Lowson *et al.* 1992; Swanson, Campbell, O'Hallaren *et al.* 1990) y aplicar los SOP en estas áreas además de capacitar al personal, para reducir la severidad de los problemas (Botham, Davies y Teasdale, 1987). También se deben tratar los procedimientos de vigilancia de exposiciones, monitoreo de la salud del personal en riesgo, y las medidas a tomar con el personal que llega a ser alérgico (Botham, Davies y Teasdale, 1987; Lutsky, 1987; Newill, Evans y Houry, 1986).

F. HERIDAS Y RIESGOS QUÍMICOS

Las heridas relacionadas con la manipulación de animales pueden ser reducidas al mínimo, con tal que:

- a) todo el personal que manipula los animales posea la capacitación y la experiencia necesarias y conozca los peligros particulares ligados a cada especie;
- b) todo el personal conozca los peligros de la experimentación, y que se le provea en su área de trabajo del equipamiento y la ropa protectora adecuados;
- c) esté previsto un mecanismo en cada unidad para intervenir en caso de heridas causadas por animales, y permitir la consulta para cualquier tratamiento médico adicional que fuera necesario.

Las personas responsables deben asegurarse que estén siempre disponibles y adecuadamente abastecidos botiquines de primeros auxilios. La ubicación de los mismos debería ser claramente indicada y conocida por todo el personal que usa las instalaciones.

Mediante una manipulación cuidadosa se pueden evitar los daños causados por productos químicos. Se deben conocer las propiedades de estos productos y respetar las consignas de seguridad reconocidas para la manipulación de cada uno. Se deben encontrar los requerimientos legislativos, institucionales y del SIMPUT.

Se debe manipular siempre cuidadosamente los productos comunes tales como los detergentes industriales utilizados en lavaderos de jaulas, agentes de limpieza, y desinfectantes poderosos. Estas sustancias deben almacenarse separadamente del material para los animales como la cama y la comida. Los líquidos volátiles utilizados para la anestesia o la eutanasia y los otros materiales tóxicos y volátiles, deberían ser almacenados en campanas extractoras bien ventiladas o en gabinetes diseñados para estos fines.

G. RADIACIÓN Y RAYOS ULTRAVIOLETAS

Los materiales radioactivos presentan riesgos particulares. Todas las personas que trabajan con estos materiales deberían conocer las propiedades de cada uno, y ser familiarizados con las técnicas apropiadas de manipulación segura. La posesión de material radioactivo está autorizada por la Comisión de Control de la Energía Atómica (CCEA) del Canadá, que emite licencias de utilización de isótopos radioactivos a las instituciones. El programa de seguridad sobre las radiaciones está administrado por un oficial de seguridad sobre las radiaciones quien, bajo la recomendación de la CCEA, actúa como miembro *ex-officio* en el Comité de seguridad y salud en el trabajo de la institución. El uso de rayos X está bajo el control de leyes provinciales sobre la seguridad y la salud en el trabajo, regido por los Ministerios provinciales de Trabajo.

Los animales bajo tratamientos con isótopos radioactivos pueden evacuar materiales radioactivos en sus excrementos; se deben disponer entonces de manera apropiada, así también como del cadáver del animal. Se deben guardar registros completos de las actividades hasta la eliminación de los animales.

Los ojos y la piel son particularmente sensibles a los rayos ultravioletas. Las heridas en los ojos pueden ser particularmente serias. El personal no debe ser expuesto a rayos UV; sin embargo, si deben ser expuestos, deben ser avisados de los peligros y dotados de anteojos de seguridad "envolventes". La fuente de iluminación también debe ser indicada de manera apropiada. Las intensidades máximas toleradas por caras sensibles durante una jornada de siete horas, varían entre 0.1 a 0.5 milliwatt por pie cuadrado.

H. REFERENCIAS

1. ACHA, P.N. and SZYFRES, B. Zoonoses and communicable diseases common to man and animals. 2nd Ed. Washington, DC: Pan American Health Organization/World Health Organization, 1989.
2. ANDERSON, G.C. Monkey imports may be curtailed in U.S.. Nature March 22, 1990a: 280.
3. ANDERSON, G.C. U.S. shuts down monkey trade. Nature March 29, 1990b: 369.
4. ANDERSON, G.C. Emerging virus threat. Nature May 9, 1991: 89.
5. ANON. My close cousin the chimpanzee. Science, Research News 1987a; 238: 273-275.
6. ANON. B-Virus infection in humans. Lab. Primate Newsl. 1987b; 26(3): 2-4.
7. ANON. The use of non-human primates in laboratories. The Lancet Jan. 31, 1987c: 286.
8. ANON. Guidelines to prevent Simian Immunodeficiency Virus infection in laboratory workers and animal handlers. Lab. Primate Newsl. 1989; 28(1): 17-21.
9. ANON. Concurrent Ebola and SHF in imported primates. Lab. Primate Newsl. 1990; 29(1): 1-2.
10. AOYAMA, K. UEDA, A., MANDA, F. *et al.* Allergy to laboratory animals: an epidemiological study. Brit. J. Indust. Med. 1992; 49: 41-47.

11. AUGUST, J.R. and LOAR, A.S. Zoonotic diseases. Vet. Clin. North Amer. Sm. Anim. Pract. 17(1), 1987. Philadelphia, London, Toronto, Mexico City, Rio de Janeiro, Sydney, Tokyo, Hong Kong: W.B. Saunders Co.
12. BAULU, J., EVERARD, C.O.R. and EVERARD, J.D. Leptospire in vervet monkeys (*Cercopithecus aethiops sabaues*) on Barbados. J. Wildl. Dis. 1987; 23(1): 63-68.
13. BHATT, P.N., JACOBY, R.O., MORSE, H.C. III *et al.* Viral and mycoplasmal infections of laboratory rodents. Effects on biomedical research. Orlando, San Diego, New York, Austin, Boston, London, Sydney, Tokyo, Toronto: Academic Press, 1986.
14. BLAND, S.M., LEVINE, M.S., WILSON, P.D. *et al.* Occupational allergy to laboratory animals: an epidemiological study. J. Occup. Med. 1986; 28(11): 1151-1157.
15. BOTHAM, P.A., DAVIES, G.E. and TEASDALE, E.L. Allergy to laboratory animals: a prospective study of its incidence and of the influence of atopy on its development. Brit. J. Indust. Med. 1987; 44: 627-632.
16. CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE. Guide to the care and use of experimental animals, Volume 2. Ottawa, Ont.: CCAC, 1984a: 170-172.
17. CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE. Non-human primates. In: Guide to the care and use of experimental animals. Vol. 2. Ottawa, Ont.: CCAC, 1984b: 163-173.
18. DALGARD, D.W., HARDY, R.J., PEARSON, S.L., PUCAK, G.J., QUANDER, R.V., ZACK, P.M., PETERS, C.J. *et al.* Combined simian hemorrhagic fever and ebola virus infection in cynomolgus monkeys. Lab. Anim. Sci. 1992; 42(2): 152-157.
19. DANCE, D.A.B., KING, C., AUCKEN, H., KNOTT, C.D., WEST, P.G. and PITT, T.L. An outbreak of melioidosis in imported primates in Britain. Vet. Rec. 1992; 130(24): 525-529.
20. DONHAM, K.J and LEININGER, J.R. Animal studies of potential chronic lung disease of workers in swine confinement buildings. Amer. J. Vet. Res. 1984; 45(5): 926-931.
21. EGGLESTON, P.A., NEWILL, C.A., ANSARI, A.A. *et al.* Task-related variation in airborne concentrations of laboratory animal allergens: Studies with rat n1. J. Allergy Clin. Immunol. 1989; 84: 347-352.
22. ELSE, J.G. IPS international guidelines for the acquisition, care and breeding of non-human primates. International Primat. Soc. 1988: 1-36.
23. FRASER, C.M. and MAYS, A. The Merck veterinary manual. 6th Ed. Rahway, NJ: Merck and Co., 1986.
24. FUND FOR THE REPLACEMENT OF ANIMALS IN MEDICAL EXPERIMENTS/ COMMITTEE FOR THE REFORM OF ANIMAL EXPERIMENTATION. The use of non-human primates as laboratory animals in Great Britain. Nottingham: FRAME, 1987. (FRAME, Eastgate House, 34 Stoney St., Nottingham, NG1 1NB, U.K.)
25. GORDON, S., TEE, R.D., LOWSON, D. *et al.* Reduction of airborne allergenic proteins from laboratory rats. Brit. J. Indust. Med. 1992; 49: 416-422.
26. HAMM, T.E. Jr., ed. Complications of viral and mycoplasmal infections in rodents to toxicology research and testing. Washington, New York, London: Hemisphere Pub. Corp., 1986.
27. HEALTH CANADA. Laboratory biosafety guidelines. Cat. No. MR 21-1/1996-E (2nd edn.). Ottawa, Ont.: Supply and Services Canada, 1996.
28. HOUGHTON, P. Collecting feral cynomolgus macaques. Lab Animal 1986; 15(5): 19,20,22.

29. INSTITUTE OF LABORATORY ANIMAL RESOURCES/NATIONAL RESEARCH COUNCIL. Infectious diseases of mice and rats. Washington, DC: National Academy Press, 1991.
30. KALTER, S.S. Simian AIDS testing available. Lab Primate Newsl. 1987; 26(1): 4.
31. KALTER, S.S. and HERBERLING, R.L. B-virus infection of primates in perspective. Lab Animal 1989: 31-34.
32. KALTER, S.S. and HERBERLING, R.L. Current procedures for the rapid diagnosis of primate viral diseases. Lab Animal 1990: 39-47.
33. KAPLAN, J.E., BALK, M., BROCK, B. *et al.* (correspondence) Guidelines for prevention of *Herpesvirus Simiae* (B-virus) infection in monkey handlers. Lab. Anim. Sci. 1987; 37(6): 709-712.
34. KIBBY, T., POWELL, G. and CROMER, J. Allergy to laboratory animals: A prospective and cross-sectional study. J. Occup. Med. 1989; 31(10): 842-846.
35. LUTSKY, I. A worldwide survey of management practices in laboratory animal allergy. Ann. Allergy 1987; 58: 243-247.
36. MEDICAL RESEARCH COUNCIL. The management of simians in relation to infectious hazards to staff. Council's Simian Virus Committee, 1985: 1-17.
37. NEWILL, C.A., EVANS, R. and KHOURY, M.J. Preemployment screening for allergy to laboratory animals: epidemiological evaluation of its potential usefulness. J. Occup. Med. 1986; 28(11): 1158-1164.
38. OLFERT, E.D. Allergy to laboratory animals. An occupational disease. Lab Animal 1986; 15(5): 24-31.
39. PIERCE, D.L. and DUKELOW, W.R. Misleading positive tuberculin reactions in a squirrel/monkey colony. Lab. Anim. Sci. 1988; 38(6): 729-730.
40. font face="Arial,Helvetica">RICE, D.C. Primate research: relevance to human learning and development. Dev. Pharmacol. Ther. 1987a; 10: 314-327.
41. RICE, D.C. Methodological approaches to primate behavioural toxicological testing. Neurotoxicol. Teratol. 1987b; 9: 161-169.
42. SCHNURRENBERGER, P.R. and HUBBERT, W.T. An outline of zoonoses. Ames, IA: Iowa State University Press, 1981.
43. SCHULHOF, J. Group sets precedents for monkey bite treatment. Lab Animal 1990; 19(2): 11.
44. SLOVAK, A.J.M. and HILL, R.N. Does atopy have any predictive value for laboratory animal allergy? A comparison of different concepts of atopy. Brit. J. Indust. Med. 1987; 44: 129-132.
45. SOAVE, O. and BRAND, C.D. Employer responsibility for employee health in the animal environment. Lab Animal 1991; 20(2): 41-44.
46. SWANSON, M.C., CAMPBELL, A.R., O'HALLAREN, M.T. *et al.* Role of ventilation, air filtration, and allergen production rate in determining concentrations of rat allergens in the air of animal quarters. An. Rev. Resp. Dis. 1990; 141: 1578-1581.
47. VENABLES, K.M., TEE, R.D., HAWKINGS, E.R. *et al.* Laboratory animal allergy in a pharmaceutical company. Brit. J. Indust. Med. 1988; 45: 660-666.
48. WONG, J.H. and GARDELL, C. Conditioning program for non-human primates. CALAS (Can. Assoc. Lab. Anim. Sci.) Newsl. 1982; 14: 93.

[[Capítulo Anterior](#)] [[Contenido](#)] [[Capítulo Siguiente](#)]

[[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)



IX. NORMAS PARA LA CIRUGÍA EN ANIMALES DE EXPERIMENTACIÓN

A. INTRODUCCIÓN

La angustia provocada por técnicas quirúrgicas incorrectas o mal ejecutadas, o por cuidados postoperatorios inadecuados o mal administrados, constituyen los denominados dolores "inútiles". Un conocimiento adecuado de temas tales como la fisiología, la farmacología y la anatomía de los animales es esencial para el éxito de cualquier programa de investigación que involucre el uso de animales experimentales, especialmente cuando se requiere cirugía. Buenas técnicas quirúrgicas, una anestesia e instrumentos adecuados y cuidados antes y después de la cirugía, son elementos necesarios tanto para el bienestar del animal de experimentación como para el éxito de la intervención quirúrgica realizada en el marco del proyecto de investigación; teniendo igual importancia la calidad del diseño de las instalaciones para las cirugías.

Todas las personas que desempeñan técnicas quirúrgicas deben haber demostrado su capacidad en los procedimientos quirúrgicos involucrados. Al respecto, es esencial que las instituciones provean programas para la práctica y la capacitación básica requeridas para los procedimientos antes de practicar cirugías experimentales. La práctica de técnicas sobre cadáveres y sobre animales en pruebas sin supervivencia, contribuyen a la capacitación de los investigadores. Una entrenamiento adecuado y la práctica ayudan a minimizar el tiempo de anestesia y cirugía y contribuyen a la recuperación más rápida del animal.

La capacitación médica no incluye la capacitación en el manejo, la medicina o la cirugía de animales de laboratorio. Por lo tanto no se puede presumir de que la experiencia en cirugía humana será una buena garantía para la cirugía de animales de experimentación, porque hay diferencias importantes para la anestesia y las técnicas quirúrgicas. Se deberían consultar las directrices de la Academy of Surgical Research (ASR, 1989) con respecto a la capacitación necesaria para los diversos grupos de profesionales. Un cirujano veterinario con experiencia es un miembro clave del equipo en los programas importantes de cirugía experimental. El primer objetivo es el uso siempre responsable de estos animales. Es importante que todo el personal involucrado en las técnicas quirúrgicas agudas o crónicas, traten siempre los animales con respecto y en forma humanitaria. El investigador principal tiene la responsabilidad de asegurarse que las precauciones y procedimientos apropiados estén observados. Con este fin han sido desarrolladas las normas siguientes.

B. INSTALACIONES PARA CIRUGÍAS CON SUPERVIVENCIA

El ambiente físico en el cual se desarrolla la cirugía puede variar, desde una sala de cirugía sofisticada y especialmente diseñada, hasta un área pequeña en un laboratorio. Lo que se requiera dependerá del procedimiento quirúrgico y si el animal debe ser recuperado o no después de la anestesia. Las definiciones correspondientes a cirugías "mayores" y "menores" se encuentran en el Glosario.

El lugar donde se desarrolla la cirugía aséptica debe incluir las siguientes áreas separadas:

- a) un área para la preparación de los animales;
- b) un área para la limpieza y el cepillado de manos;
- c) quirófano(s);
- d) un área de recuperación adecuada para el cuidado intensivo y el cuidado postoperatorio de los animales;
- e) áreas para el almacenaje de instrumentos y de soluciones, lavado y esterilización de los instrumentos.

Únicamente los artículos utilizados regularmente (p. ej., aparatos para la anestesia, material de sutura, cajas de basura móviles y mesas para instrumentos de acero inoxidable) deberían almacenarse en los quirófanos. El equipamiento auxiliar, tal como las unidades de electrocirugía, los respiradores y los monitores para electrocardiograma (ECG), deberían ser fáciles de limpiar, portátiles, y estar almacenados si no se usan regularmente.

Se recomienda fuertemente ubicar las instalaciones de cirugía adentro de los bioterios o en zona adyacente. Sin embargo, deben estar bastante lejos de las áreas de la institución donde hay mucho movimiento. El acceso a esta área debería ser estrictamente reservado al personal de apoyo esencial.

Las superficies internas de las salas de cirugía deberían ser impermeables a la humedad y fáciles de limpiar. Desagües en el piso y mangueras de alta presión pueden ser necesarios en instalaciones utilizadas para animales domésticos grandes. El sistema de ventilación de la sala de operación debería proveer una presión positiva neta con respecto a las instalaciones cercanas. Se debe abastecer aire que no sea recirculado para el quirófano. El aire entrante debería ser tan estéril como posible mediante filtración o cualquier otro sistema apropiado. El piso de la sala de operación debería ser antideslizante. Los enchufes deberían ser cubiertos y ubicados por lo menos a 1.5 m del piso. La iluminación en el quirófano debe ser adecuada para la cirugía y la limpieza. Las lámparas de cirugía de pie, techo o de pared, son esenciales en cualquier quirófano. Deben estar dotadas de manijas fáciles de esterilizar, de manera que el cirujano pueda ajustarlas. Las entradas de gas por caños eliminan los riesgos de los tanques presurizados expuestos. Idealmente, entradas de oxígeno (y de protóxido de nitrógeno) y de succión deberían ser parte del equipamiento del quirófano, de las salas de preparación de los animales, de las de cuidado intensivo y de recuperación. Todas estas áreas deberían también ser equipadas con un sistema de recuperación de gases anestésicos. Las mesas de cirugía deben ser durables, impermeables a la humedad y fácilmente lavables. El acero inoxidable y el plástico son los materiales ideales para esto (Bennett, Brown y Schofield, 1990).

Idealmente, **todas** las cirugías de recuperación se deberían desarrollar en lugares especialmente diseñados para este fin. Sin embargo, se reconoce que cirugías menores (apenas invasivas) en roedores pequeños del suborden *Myomorpha* (ratas y ratones) se realizan frecuentemente en los laboratorios. En este caso, se debería reservar en el laboratorio un área únicamente para la cirugía, aislado de las actividades del personal. Este espacio debe ser bien ordenado, fácil de limpiar, bien iluminado y dotado de un sistema de evacuación y de recuperación de gases anestésicos, si se utilizan. **Nunca se debe realizar una cirugía en los locales donde se alojan animales.** Las cirugías mayores (invasivas) en roedores, incluyendo la cirugía estereotáxica, deberían realizarse en un quirófano apropiado.

El local de cuidados intensivos/postoperatorios debería ser ubicado en un local adyacente al quirófano o cerca de las personas responsables por el monitoreo postoperatorio. Esta área se debe limpiar fácilmente y debe tener jaulas/cercados del tamaño apropiado para las especies utilizadas. Las jaulas pueden variar desde las unidades comerciales sofisticadas que proveen oxígeno y calor, hasta las jaulas estándar, donde la hipotermia se previene por un incremento de la temperatura ambiental, por ejemplo por el uso de mantas térmicas con agua caliente circulante, botellas de agua caliente o lámparas de rayos infrarrojos. El tipo de equipo de control encontrado en esta depende del tipo de cirugía que se realice. Sin embargo, deben ser disponibles medios de monitoreo de los sistema cardiovascular y respiratorio, y de la temperatura del animal. Se debe también disponer de un botiquín de primeros auxilios y de un carrito de emergencia. Los grandes animales, como los rumiantes y los cerdos, pueden recuperarse en sus cercados individuales. Los cercados se deben mantener limpios, calientes, secos y provistos con una buena cama de paja. Si no se usa cama de paja, se debería dejar los animales recuperarse sobre una alfombrilla de goma o sobre una plataforma, pero no directamente en el piso del cercado. Como es más probable que los cercados estén ubicados lejos de los quirófanos, es

importante que haya un control postoperatorio frecuente y cuidadoso. La sala de recuperación también debería tener un espacio para los registros.

C. PLANIFICACIÓN PRE-OPERATORIA Y PREPARACIÓN DEL ANIMAL

Todas las personas involucradas en un programa experimental de cirugía deberían ser identificadas, a fin de asegurarse que estén perfectamente capacitadas con los principios y las aplicaciones de las técnicas de asepsia, el uso apropiado de instrumentos, la manipulación de los tejidos, las técnicas de cierre y de sutura de las heridas, la anestesia y la analgesia.

El investigador principal debe desarrollar un protocolo escrito para el procedimiento operatorio, en el cual estén anticipadas las complicaciones posibles o los requerimientos especiales de mantenimiento que pueden originarse de este procedimiento. El protocolo debería identificar claramente las responsabilidades de todas las personas involucradas en el proyecto: el personal de apoyo, el personal encargado del cuidado animal, los técnicos y los investigadores. Se debe asegurar la disponibilidad del personal requerido para el cuidado apropiado de cada animal durante el período peri-operatorio. Para algunos proyectos, puede ser necesario tener personal 24 horas al día en las instalaciones de cirugía.

Se recomienda que el desarrollo de los cuidados pre-operatorios, de las técnicas operatorias y de los cuidados postoperatorios se haga en consulta con un veterinario. Además, un veterinario especializado con animales de experimentación debe ser consultado para asegurarse de que haya un **cuidado veterinario adecuado**, incluyendo la analgesia y la anestesia apropiadas.

Se deben utilizar únicamente animales saludables y libres de enfermedades en un programa experimental de cirugía. Se pueden conseguir en el comercio roedores y conejos libres de exento de organismos patógenos específicos (SPF, en inglés). Los animales de origen desconocido deben experimentar un período de acondicionamiento como sea recomendado por el veterinario del responsable del laboratorio.

Es muy importante que prever un período de **aclimatación**, durante el cual el animal pueda ajustarse a nuevos ambientes, a un alojamiento especial, a las ataduras, a las tablillas o a otras formas de inmovilización o manipulación frecuentes. Esto disminuirá mucho el nivel de estrés o la desorientación que vive el animal y asegurará la validez de los resultados experimentales.

Se deben mantener registros quirúrgicos para todos los animales experimentales. La cantidad de detalles registrados variará con el procedimiento y las especies. Por ejemplo, no se registrará la misma cantidad de información para un ternero que experimenta un trasplante de corazón, que para un grupo de ratas que experimentan una suprarrenalectomía.

El **período de ayuno antes de la cirugía** varía con las especies animales. Los perros, gatos, hurones, primates no humanos (PNH) y cerdos (Flecknell, 1987) no deben comer durante las 12 horas que preceden la cirugía. El agua debe ser prohibida (o no) solamente por dos o tres horas antes de la cirugía para prevenir la deshidratación. En los rumiantes, un ayuno de 24 a 48 horas antes de la cirugía ayudará a reducir la incidencia de timpanismo (Flecknell, 1987). No es necesario hacer ayunar a los roedores y conejos, con excepción de circunstancias especiales tales como cirugías del intestino grueso.

Si el ayuno es necesario, se puede hacer de noche en roedores grandes, o hasta 24 horas en conejos, porque retienen sus alimentos más tiempo. Los ratones o los otros roedores pequeños con metabolismo alto similares no deberían ayunar por más de tres o cuatro horas (véase también Anestesia).

D. PROCEDIMIENTOS QUIRÚRGICOS Y CUIDADOS DURANTE LA CIRUGÍA

Los métodos para inmovilizar los animales para las inyecciones o la toma de fluidos corporales se describen en el Volumen 2 de este *Manual* (CCAC, 1984). La tabla 1 provee un resumen de los sitios de inyección, del tamaño de las agujas y de las cantidades que se pueden inyectar para las especies comunes menores de laboratorio.

Todas las especies animales que experimentan una cirugía deberían recibir un nivel similar de cuidado y de atención. Todas las cirugías con supervivencia, en todas las especies animales, se deben realizar utilizando técnicas asépticas. Los instrumentos deben ser estériles. Los objetos introducidos en los animales, tales como: implantes de telemetría, minibombas osmóticas, vías de acceso vascular, cánulas y cualquier otro dispositivo biomédico, deben ser estériles. Una preparación apropiada

del cirujano incluirá: el cepillado quirúrgico de manos, el uso de ropa esterilizada tales como: un gorro, una máscara, una blusa de cirugía y guantes. Para cirugías menores en roedores, se requiere por lo menos del cirujano que tenga una blusa de laboratorio limpia, una máscara y guantes quirúrgicos estériles, realizando un cepillado de manos.

La cirugía en condiciones de campo debería desempeñarse en un ambiente tan limpio como posible, con instrumentos estériles, guantes quirúrgicos estériles y técnica aséptica.

Se deben hacer todos los esfuerzos posibles para minimizar la infección. La rata puede demostrar más resistencia a las técnicas que no son estériles. Si embargo, no debe ser un pretexto para usar material mal esterilizado o técnicas de cirugías no-estériles. El uso de antibióticos de rutina es inapropiado.

Los que desempeñan cirugías "en serie", en las cuales un número grande de roedores experimentan el mismo procedimiento, deberían utilizar también técnicas asépticas. Se deberán utilizar varios kits de instrumentos estériles. Los instrumentos que se usan más de una vez se deben mantener en una solución germicida entre las intervenciones.

Existen publicaciones generales que describen detalladamente la preparación del animal antes de la cirugía y los sitios de incisiones, la preparación y la esterilización de los kits de instrumentos, los fluidos, etc., y ropa utilizada para los campos operatorios en los animales. Se pueden usar enfoques clínicos para las cirugías que se realizan frecuentemente en la práctica veterinaria (por ejemplo, rumenotomías, toracotomías, castraciones). En cuanto a la cirugía experimental, existen manuales sobre los enfoques para cada sistema (Gay, 1986a, 1986b, 1989; Swindle y Adams, 1988).

Cuando el cirujano elige un enfoque quirúrgico, debe tomar en cuenta la anatomía y las posturas normales de los animales. Esto es particularmente importante en los rumiantes. De esta manera, se puede elegir el enfoque menos doloroso o el que promueve una recuperación rápida. El cirujano también debería conocer el comportamiento de las especies animales que serán utilizadas, para usar las técnicas apropiadas de sutura y protección posterior de la herida.

Durante la cirugía es importante que la condición fisiológica del animal sea controlada y mantenida estable. El nivel de vigilancia depende del equipamiento disponible. El monitoreo básico de los sistemas cardiovascular y respiratorio, y de la temperatura corporal requiere muy poco equipamiento. Estas observaciones se deberían anotar en el registro de cirugía del animal. Es esencial que el animal sea examinado clínicamente por lo menos dos veces por día durante el período postoperatorio inmediato, en animales pequeños.

Se deben cuidar las necesidades de los animales en fluidos. En el transcurso de la cirugía, se deberá vigilar la hemostasia para evitar los choques hipovolumínicos, especialmente en los pequeños animales. Las intervenciones prolongadas o aquellas en las que hay pérdidas importantes de sangre, requieren el reemplazo intravenoso de electrolitos y/o una transfusión de sangre.

Se debe colocar al animal sobre la mesa de cirugía, de manera tal que las funciones cardiovascular y respiratoria no sean dificultadas, y evitar la necrosis de los tejidos por compresión. Se debe proteger el animal contra la hipotermia e inmovilizarlo firmemente pero cuidadosamente en la posición operatoria requerida.

No se recomienda en absoluto el uso de un solo animal para cirugías múltiples con supervivencia. Los protocolos deben ser aprobados por el Comité de protección de los animales de la institución, y autorizados solamente con fines científicos. **Está prohibido hacer cirugías mayores múltiples sobre un solo animal a fin de ahorrar dinero.** Pero se puede hacer una segunda cirugía mayor con tal de que sea una intervención sin supervivencia.

Se pueden realizar intervenciones menores, tales como biopsias, más de una vez. Sin embargo, es importante que los animales se recuperen completamente entre cada procedimiento.

El tema de anestesia está descrito en otra parte en este *Manual*; sin embargo, los cirujanos deberían tomar en cuenta los puntos siguientes:

- a) todos los procedimientos quirúrgicos se deben realizar bajo anestesia;
- b) las personas que practican la cirugía tienen la obligación de conocer la eficiencia de la técnica anestésica utilizada;

c) el cirujano y el anestésico deben asegurarse que el animal no sufra de malestar durante todo el periodo peri-operatorio, incluyendo el período de inducción de la anestesia, el período de cirugía entero y el período de recuperación postquirúrgico;

d) **en ningún caso, es aceptable usar paralizantes musculares sin el anestésico apropiado. Ningún Comité de protección de los animales debería aprobar el uso de un "animal paralizado-despierto" (véase también *Principios éticos de la investigación con animales*) en un procedimiento quirúrgico u otro procedimiento que puede involucrar dolor o angustia.**

E. RECUPERACIÓN Y CUIDADOS POSTOPERATORIOS

La recuperación de la anestesia puede ser peligrosa y requiere una vigilancia frecuente, a veces continua. Dependiendo de la anestesia, la recuperación puede variar de pocos minutos hasta varias horas. Deber haber personal calificado disponible para vigilar al animal a lo largo del período entero de recuperación. En el caso de roedores recién nacidos en período de recuperación, se deben tomar precauciones para impedir el canibalismo materno. **Bajo ninguna circunstancia, se debe dejar a un animal sin vigilancia hasta que se haya recuperado.**

Hay que cumplir con numerosas actividades de cuidados durante el **período postoperatorio inmediato**, tales como: remover el tubo endotraqueal (si fue utilizado), mantener o remover las cánulas intravenosas, dar frecuentes vueltas al animal para evitar contusiones y problemas vasculares y respiratorios, y registrar los parámetros fisiológicos. Todo eso se debe realizar en un lugar designado, apropiado para los cuidados intensivos.

Cuando el animal come y bebe normalmente, y los parámetros fisiológicos están estables o dentro de límites normales, se pueden dejar de proporcionar los cuidados intensivos para volver a un manejo normal. Sin embargo, se debe continuar la vigilancia cuidadosa de los animales; la herida necesitará cuidados, se deberán remover las suturas y los catéteres, etc. Según el modelo creado, los cuidados **postoperatorios de largo plazo** puede involucrar dietas especiales, una medicación diaria, fisioterapia o cualquier otra forma de tratamiento. Se deben monitorear todos los animales para señales de infección postquirúrgicas u otras complicaciones.

La meta del equipo de cirugía debe ser de minimizar cualquier dolor o angustia. Los niveles de dolor postoperatorios varían, pero en todos los casos, hay que tomar todas las medidas para aliviar el dolor con el uso de analgésicos apropiados y suministrando buenos cuidados. **Los investigadores deben consultar a un veterinario para establecer un tratamiento analgésico para TODAS las especies animales utilizadas.** El tipo de analgésico, la dosis y la duración de los tratamientos dependen de las especies y del temperamento del animal, y del tipo de cirugía. La mayoría de los analgésicos utilizados son de duración relativamente corta, y se deben administrar cada dos o tres horas. **El investigador debe asegurarse de la disponibilidad del personal necesario para administrar los analgésicos tal como recetados.** El veterinario especializado en animales de laboratorio tiene la pericia necesaria para aconsejar sobre los analgésicos más nuevos y su modo de administración.

Todo el personal del proyecto debe conocer el comportamiento del animal y sus posturas tanto sean normales como en estado de dolor.

a) Responsabilidad para normas quirúrgicas

i) Es la persona que realiza la cirugía quien tiene la responsabilidad total del animal; también debe responder ante el Comité de protección de los animales sobre la aplicación de normas quirúrgicas y demostrar un nivel aceptable de pericia.

ii) La responsabilidad de la supervisión de las instalaciones de cirugía experimental para animales debe ser claramente definida.

iii) Cuando se requiere un tratamiento de soporte (analgésicos, tranquilizantes, antibióticos, etc.), el responsable de la cirugía debe establecer un procedimiento, con la consulta a un veterinario.

iv) Si un animal después de una intervención experimental, sufre mucho y que es imposible aliviar el dolor, se debe contactar inmediatamente a una persona autorizada o al veterinario, a fin de establecer un procedimiento para la eutanasia.

F. REFERENCIAS

1. ACADEMY OF SURGICAL RESEARCH. Guidelines for training in surgical research in animals. J. Investig. Surg. 1989; 2: 263-268.
2. BENNETT, B.T., BROWN, M.J. and SCHOFIELD, J.C. Essentials for animal research: a primer for research personnel. Beltsville, MD: National Agricultural Library 1990.
3. CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE. Guide to the care and use of experimental animals. Vol. 2. Ottawa, Ont.: CCAC, 1984.
4. FLECKNELL, P.A. Laboratory animal anesthesia. London: Academic Press, 1987.
5. GAY, W.I., ed. Methods of animal experimentation. Research surgery and care of the research animal-Part A: patient care, vascular access, and telemetry. New York, NY: Academic Press, 1986a; VII.
6. GAY, W.I., ed. Methods of animal experimentation. Research surgery and care of the research animal-Part B: surgical approaches to the organ systems. New York, NY: Academic Press, 1986b; VII.
7. GAY, W.I., ed. Methods of animal experimentation. Research surgery and care of the research animal-Part C: surgical approaches to the organ systems. New York, NY: Academic Press, 1989; VII.
8. SWINDLE, M.M. and ADAMS, R.J., eds. Experimental surgery and physiology: induced animal models of human disease. Baltimore, MD: Williams and Wilkins, 1988.
9. **LECTURA ADICIONAL**
10. BINNINGTON, A.G. and COCKSHUTT, J.R. Decision-making in small animal soft tissue surgery. Toronto, Ont.: B.C. Decker Inc. 1988.
11. BOJRAB, M.J., ed. Current techniques in small animal surgery. 3rd Ed. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1990.
12. CUNLIFFE-BEAMER, T.L. Surgical techniques. In: Guttman, H.N., ed. Guidelines for the well-being of rodents in research. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1990.
13. DOUGHERTY, R.W. Experimental surgery in farm animals. 1st Ed. Ames, IA: Iowa State University Press, 1981.
14. FLECKNELL, P.A. The relief of pain in laboratory animals. Lab. Anim. 1984; 18: 147-160.
15. GOURLEY, I.M. and VASSEUR, P.B., eds. General small animal surgery. Philadelphia, PA: J.B. Lippincott Company, 1985.
16. KNECHT, C.D., ALLEN, A.R., WILLIAMS, D.J. and JOHNSON, J.H. Fundamental techniques in veterinary surgery. 3rd Ed. Philadelphia, PA: W.B. Saunders Company, 1987.
17. LANE, D.R., ed. Jones's animal nursing. 4th Ed. New York, NY: Pergamon Press, 1985.
18. MORTON, D.B. and GRIFFITHS, P.H.M. Guidelines on the recognition of pain, distress and discomfort in experimental animals and an hypothesis for assessment. Vet. Rec. 1985; 116: 431-436.
19. OEHME, F.W., ed. Textbook of large animal surgery. 2nd Ed. Baltimore, MD: Williams and Wilkins, 1988.
20. PIERMATTEI, D.L. An atlas of surgical approaches to the bones of the dog and cat. 2nd Ed. Philadelphia, PA: Saunders,

1979.

21. PRATT, P.W., ed. Medical nursing for animal health technicians. 1st Ed. Goleta, CA: American Veterinary Publications, Inc. 1985.
22. PRICE, C., ed. Practical veterinary nursing. Cheltenham, Eng.: BSAVA Publications, 1985.
23. ROMATOWSKI, J. Prevention and control of surgical wound infection. J. Am. Vet. Med. Assoc., 1989; 194: 107-114.
24. SLATTER, D.H., ed. Textbook of small animal surgery. Philadelphia, PA: W.B. Saunders Company, 1985.
25. SWINDLE, M.M. Basic surgical exercises using swine. New York, NY: Praeger Publishers, 1983.
26. TRACY, D.L., ed. Small animal surgical nursing. St. Louis, MO: C.V. Mosby Company, 1983.
27. TUFFERY, A.A., ed. Laboratory animals: An introduction for new experimenters. Chichester, Eng.: J. Wiley & Sons Ltd., 1987.
28. WAYNFORTH, H.B. Experimental and surgical technique in the rat. London: Academic Press, 1980.

TABLA 1 PARA CADA ESPECIE, SITIO DE INYECCIÓN, VOLUMEN MÁXIMO NORMALMENTE ACEPTADO Y CALIBRE DE AGUJAS*

| Especies | Subcutánea | Intramuscular | Intraperitoneal | Intravenosa |
|-----------------|--------------------------------------|-----------------------------------|------------------------|---|
| RATÓN | Piel del cuello, 2-3 ml, <20 G | Cuádriceps/muslos, 0.05 ml, <23 G | 2-3 ml, <21 G | Vena lateral del rabo, 0.2 ml, <25 G |
| RATA | Piel del cuello, lomo 5-10 ml, <20 G | Cuádriceps/muslos, 0.3 ml, <21 G | 5-10 ml, <21 G | Vena lateral del rabo, sublingual, del pene (vena yugular, femoral-incisión), 0.5 ml, <23 G |
| HÁMSTER | Piel del cuello, 3-4 ml, <20 G | Cuádriceps/muslos, 0.1 ml, <23 G | 3-4 ml, <21 G | Vena yugular o femoral, (incisión), 0.3 ml, <25 G |
| COBAYO | Piel del cuello, lomo 5-10 ml, <20 G | Cuádriceps/muslos, 0.3 ml, <21 G | 10-15 ml, <21 G | Vena de la oreja, safena, dorsal del pene, 0.5 ml, <23 G |

| | | | | |
|------------------------------|---|---|---|--|
| CONEJO | Piel del cuello, ijar 30-50 ml, <20 G | Cuádriceps/muslos, músculos lumbares , 0.5-1.0 ml, <20 G | 50-100 ml, <20 G | Vena marginal de la oreja (despacio), 1-5 ml, <21 G |
| GATO | Piel del cuello, lomo 50-100 ml, <20 G | Cuádriceps/muslos, 1.0 ml, <20 G | 50-100 ml, <20 G | Vena cefálica, 2-5 ml, (despacio), <23 G |
| PERRO | Piel del cuello, lomo 100-200 ml, <20 G | Cuádriceps/muslos 2-5.0 ml, <20 G | 200-500 ml, <20 G | Vena cefálica, 10- 15 ml, (despacio), <21 G |
| PAJAROS (aves domésticos) | - | Músculos pectorales, 1-2 ml, <21 G | Linea mediana, a mitad entre la cloaca y el esternón, 10-15 ml, <21 G | Vena braquial (ala), 2-3 ml, <21 G |

* En caso de infusiones intravenosas, la cantidad de líquido de reemplazo puede exceder los volúmenes máximos recomendados, particularmente en perros y gatos.

Referencia: TUFFERY, A.A., ed. Laboratory animals: An introduction for new experimenters. J. Wiley & Sons Ltd. 1987.

[[Capítulo Anterior](#)] [[Contenido](#)] [[Capítulo Siguiente](#)]

[[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)

[About CCAC](#) [What's New](#) [Programs](#) [Publications](#) [Committees](#) [Contact](#) [Links](#) [Media](#)
[CCAC Programs -> Guidelines -> Manual sobre el cuidado y uso de los animales de experimentación - Capítulo X](#)

[CCPA, Manual vol. 1 \(2nda edición\) 1998](#)

Capitulo X - Control del dolor animal en la investigación, la enseñanza y pruebas

X. CONTROL DEL DOLOR ANIMAL EN LA INVESTIGACIÓN, LA ENSEÑANZA Y PRUEBAS

A. INTRODUCCIÓN

"Muchos de los adelantos en el conocimiento de los mecanismos básicos del dolor y de sus terapias, hubieran sido casi imposibles sin experiencias en animales, que beneficiaron mucho tanto a los humanos como a los animales. El conocimiento que adquirimos resultó en métodos más efectivos de control del dolor en los humanos y en los animales, y contribuyeron a disminuir el sufrimiento, mejorando así la calidad de vida de la gente" (Bonica, 1992).

La evaluación y el control del dolor y del sufrimiento son desafíos que se deben enfrentar, si se quiere tratar a los animales de manera ética y humanitaria (Fosse, 1991). Un trabajo importante sobre el dolor animal fue publicado por Dawkins (1980), con el título *Animal Suffering: The Science of Animal Welfare*. Otras publicaciones valiosas incluyen: *Ethical and Scientific Perspectives* (Kuchel, Rose y Burrell, 1990); *Animal Pain* (Short y Van Poznak, 1992); y el manual: *Recognition and Alleviation of Pain and Distress in Laboratory Animals*, preparado por el Committee on Pain and Distress in Laboratory Animals del Institute for Laboratory Animal Resources (ILAR). En esta última publicación, se discuten los factores de estrés en el laboratorio y las reacciones de comportamiento que provocan, la fisiología del dolor y de la angustia, las dosis de medicamentos y la eutanasia (ILAR, 1992).

El primer simposio sobre el dolor animal fue organizado en 1982 por la Federation of American Societies for Experimental Biology (Kitchell, Erickson, Carstens *et al.* 1983). Otras publicaciones, simposios y directrices sobre el alivio del dolor en los animales, siguieron rápidamente (Zimmerman, 1983; RSPCA, 1983; Wall y Melzack, 1984; Flecknell, 1984; Gibson y Paterson, 1985; Morton y Griffiths, 1985; AVTRW, 1986; Frenk, Cannon, Lewis *et al.* 1986; AVMA, 1987; Beynen, Baumans, Bertens *et al.* 1987; Rowan, 1988; Anon., 1990; Balls, 1989, 1990; Arena y Richardson, 1990; Dawkins, 1990; Goyd, 1990; LASA, 1990; Bateson, 1991; Moberg, 1992).

Sackman (1991) publicó un trabajo sobre el control del dolor en gatos y perros.

B. QUE ES EL DOLOR EN EL ANIMAL?

Además de consideraciones éticas, una salud deficiente, el dolor o la angustia en los animales agrega variables indeseables en la investigación, que puede causar muchos problemas con la interpretación de los estudios (Montgomery, 1990). La investigación sobre el dolor requiere frecuentemente producir en los animales estas mismas sensaciones y comportamientos que, según la ética, se deben eliminar (Amyx, 1990).

Wall (1992) sugiere que, en lugar de gastar mucho tiempo en conceptos indefinibles sobre el dolor, solo estudiemos los esfuerzos del animal para estabilizar su ambiente interno y entonces ayudarlo, o por lo menos no intervenir sin tener buenas razones.

Todavía es muy complicado definir y medir la angustia en animales (Olfert, 1992; Lewis, 1942; Brown, 1988; Molony, 1985).

Flecknell (1987) consideró que intentar la reducción o el alivio de la angustia o del dolor como si fuera un refinamiento en el cuidado de los animales, como parte de las "Tres R" de Russell y Burch (1992): Refinamiento, Reducción y Reemplazo (Smyth, 1978; Rowsell y McWilliam, 1986). Por ejemplo, técnicas de anestesia inadecuadas pueden afectar la investigación y producir un dolor inútil (Flecknell, 1987). El sufrimiento animal incluye el estrés, la angustia, el malestar y las privaciones (Smith, 1988), además de la ansiedad y del miedo. La ausencia de malestar y de dolor, de heridas o de enfermedades, son dos de las "Cinco Necesidades" promulgadas por el Farm Animal Welfare Council del Reino Unido (Seamer, 1993).

Salvo prueba en contrario, se puede presumir que cualquier estímulo o experiencia que causa dolor o malestar en el humano, tiene el mismo efecto en los animales (LASA, 1990; RSPCA, 1983), tal como mencionado primero por el Littlewood Committee en 1965. Amyx (1990) sugiere que cuando los Comités de protección de los animales revisan los protocolos que involucran estímulos adversos, los miembros del Comité se sometan ellos mismos a estos estímulos.

El malestar puede ser insuficiente para que el animal exprese un dolor notable. Sin embargo, es importante ser capaz de evaluar el malestar, porque se necesita este conocimiento para luego poder evitarlo.

Desde hace tiempo, se intentó definir lo que constituye el estrés, pero sin llegar a un acuerdo (Levine, 1985). Sin embargo, ILAR (1992) definió recientemente el estrés como "el efecto producido por eventos externos (es decir, físicos o ambientales) o factores internos (es decir, fisiológicos o psicológicos), reconocidos como agentes estresantes que inducen un cambio en el equilibrio biológico de un animal." La presencia o la ausencia de estrés parece ser el único indicador aceptable del bienestar animal (Duncan, 1992).

Además del estrés provocado por una situación de investigación, se demostró que los animales de experimentación sufren el estrés del transporte, aun sobre distancias cortas (Gärtner, Büttner, Döhler *et al.* 1980; Clark, Mason y Moberg, 1988; Toth y January, 1990). Los animales domésticos también sufren del estrés del transporte (Fraser y Broom, 1990).

Sherrington (1947) fue el primero en definir el estímulo adverso como siendo realmente o potencialmente dañoso para la piel; Lineberry (1981) agregó la iniciación de un comportamiento de escape en los animales. Los receptores que responden específicamente a estímulos adversos se llaman "nociceptores" (Kitchell, Erickson, Carstens *et al.* 1983). Sin embargo, Wall (1992) menciona que hay evidencia que el sistema nervioso central puede extraer informaciones pertinentes al dolor a partir de otros aferentes que no son los nociceptores específicos.

La intensidad más fuerte de una estimulación nociva que un humano puede tolerar se llama el "umbral de tolerancia al dolor" (Kitchell, Erickson, Carstens *et al.* 1983). Bateson (1991) nota que las experiencias subjetivas de un animal, si las tiene, pueden ser totalmente diferentes de las de los humanos, reflejando así las diferencias en su manera de vivir y en el funcionamiento de su organismo. Por ejemplo, la mayoría de los clínicos neurólogos veterinarios están asombrados de constatar el umbral alto del dolor de algunos perros (Kitchell, Erickson, Carstens *et al.* 1983).

En los proyectos de investigación sobre el dolor, la gran mayoría de los animales utilizados son roedores, especialmente ratas (Amyx, 1990). Silverman (1991) nota, sin embargo, que "la detección del dolor en roedores no es fácil. Cambios leves en los comportamientos, vocalizaciones, el uso anormal de ciertas partes del cuerpo, pueden señalar dolor, pero no podemos evaluar su magnitud." En roedores, los indicadores importantes del dolor son el hecho de quedarse acostado, cambios en los pelos y en el brillo de los ojos (Montgomery, 1990).

Entre los criterios para evaluar condiciones mórbidas y moribundas encontradas en investigaciones oncológicas y toxicológicas, se observan una disminución de la actividad, cambios en el temperamento, nervosidad, una disminución en el consumo de alimentos y agua, vocalizaciones anormales, posturas anormales, automutilación y cambios en las actividades intestinales o urinarias (Montgomery, 1990).

Una de las características de dolor o de angustia en los animales es un cambio en el comportamiento y en la manifestación de

reflejos (Amyx, 1990). El personal de apoyo y los investigadores deben conocer las características del comportamiento del animal experimental, porque el éxito o el fracaso del estudio puede depender de la habilidad del técnico que les observa en minimizar las actitudes del dolor y de la angustia de los animales (Montgomery, 1990; Bateson, 1991). Además, el hecho de conocer el personal, el ambiente y los procedimientos, pueden reducir la ansiedad en los animales, al igual que un refuerzo positivo (LASA, 1990).

C. DIRECTRICES

El primer código de procedimientos de laboratorio con respecto a animales en América del Norte fue escrito por Walter el B. Cannon en 1909. Fue adoptado y aplicado en los laboratorios de las facultades de medicina de los Estados Unidos, y luego sirvió de base para la publicación de los *Guiding Principles in the Care and Use of Animals* (Cecil y Samuels, 1987) de la American Physiological Society.

En Inglaterra y en los Países Bajos, el sufrimiento está clasificado en tres categorías: leve, moderado o intenso (Smith, 1988).

Un grupo de trabajo de la Britain's Laboratory Animal Science Association (BLASA) discutió de la evaluación y del control del dolor en los animales de experimentación (LASA, 1990). Barclay (1988) desarrolló un índice de perturbación para los roedores. El grupo de trabajo sobre la evaluación y control de la intensidad del dolor del Laboratory Animal Science Association (LASA) desarrolló un Índice de Intensidad (Severity Index-SI, en inglés). Este índice se ha aplicado a áreas tales como la administración de sustancias, la toma de muestras de tejidos y de fluidos corporales, las técnicas quirúrgicas y la inmovilización. El SI se calcula a partir de un puntaje basado en el estado de consciencia, la anestesia, la preparación (manipulaciones preparatorias), la inmovilización (desde la inmovilización manual breve hasta la inmovilización completa), la duración, la sensibilidad de los tejidos, los riesgos para los órganos y la mortalidad. Se evalúan también las consecuencias en términos de dolor, angustia y privación. Los procedimientos están evaluados sobre una escala de hasta 34 puntos. Los ejemplos oscilaron desde dos puntos para una inyección intravenosa en un animal anestesiado, hasta 24 puntos para una parabiosis (suspensión reversible de actividades vitales obvias o unión anatómica y fisiológica de dos organismos) (LASA, 1990).

LASA afirma, con base en Maslow (1970) y Curtis (1985), que la interferencia de las funciones o necesidades fisiológicas básicas, presenta un riesgo mayor para el bienestar o la supervivencia, que la interferencia con las exigencias de comportamiento (LASA, 1990). Sin embargo, por lo menos para los primates no humanos, el Consejo Canadiense de Protección de los Animales (CCPA) cree que las (medidas para mantener la estabilidad psicológica deben ser tan prioritarias como las relativas a su salud física) (CCAC, 1984).

Este *Manual* incluye *Categorías de técnicas invasivas en la experimentación animal*, que estaban originalmente basadas en las del Scientists Center for Animal Welfare de Washington, en *Categories of Biomedical Experiments Based on Increasing Ethical Concerns for Non-Human Species* (Orlans, Simmonds y Dodds, 1987). El documento del CCPA con título: *Categorías de técnicas invasivas en la experimentación animal*, fue modificado nueve veces. Para el control del dolor, se puede referir a la declaración del CCPA sobre los *Principios éticos de la investigación con animales*, que se encuentra en otra parte de este *Manual*.

D. EL PAPEL DEL VETERINARIO EN EL ALIVIO DEL DOLOR

El entrenamiento y la pericia del veterinario son esenciales para el cumplimiento de las responsabilidades de una institución en la prevención y alivio del dolor en los animales utilizados en investigación, enseñanza y pruebas (Gorham, 1991; Rowsell, 1992). La Asociación Canadiense de Medicina de Animales de Laboratorio (ACMAL) adoptó en 1990 un documento sobre el Cuidado Veterinario Adecuado, que el CCPA considera como base para su política en esta área. Este documento trata de la prevención y el alivio del dolor en los animales.

Ya mencionamos la contribución de técnicos competentes. En Canadá, la Asociación Canadiense para la Ciencias de Animales de Laboratorio es responsable del establecimiento de estándares, el examen y el registro de técnicos especialistas en animales de laboratorio.

E. SEÑALES DE DOLOR Y DE ANGUSTIA*

Existen muchas respuestas estereotípicas al estrés y al dolor en los animales, particularmente en los mamíferos. No obstante, existen diferencias por especies. El reconocimiento de cambios en el comportamiento y el aspecto físico en una especie animal estudiada, permitirá la identificación rápida de un animal que experimenta dolor o angustia. En esta sección, describimos algunas observaciones específicas en algunas especies.

Primates no humanos (PNH)

A menudo, los monos demuestran poca reacción a los procedimientos quirúrgicos o a las heridas por trauma. Las señales obvias de dolor no son fáciles de observar. Una vocalización fuerte y persistente, por ejemplo, significa generalmente un simple estado de alarma o de cólera. El animal con dolor puede acurrucarse en una postura en cuclillas, con una expresión facial "triste" y con ojos vidriosos, o puede sentarse en posición encorvada con su cabeza por adelante y los brazos cruzados sobre su cuerpo. Puede evitar sus compañeros y dejar de limpiarse. Un mono con dolor puede también llamar más la atención de sus congéneres de jaula, a través de actitudes de limpieza social, hasta llegar al ataque. El dolor abdominal agudo puede causar contorsiones faciales, castañeteo de los dientes, agitación y temblores, acompañados por gruñidos y gemidos. Generalmente, la toma de agua y de alimentos disminuye o cesa.

Señales claves: posición encorvada, ausencia de limpieza, rechazo de alimentos o de agua, aspecto desanimado.

Perros

Los perros que sufren están generalmente más quietos, menos alertas y más apartados; andan estirados y están poco dispuestos a moverse. En caso de dolor intenso, el perro puede quedar acostado sin moverse, o tomar una postura anormal a fin de minimizar su malestar. En casos de dolores menores, el perro puede aparecer inquieto y la respuesta inmediata a un dolor agudo, pero de baja intensidad, puede incrementar su viveza. Puede haber inapetencia, escalofríos, y un incremento de la frecuencia respiratoria con jadeo. Es poco probable que ladreespontáneamente; el perro más bien se quejará o aullará, especialmente si está descuidado, y puede gruñir sin provocación evidente. Un perro puede lamer o rascar áreas dolorosas de su cuerpo. Cuando se lo está manipulando, puede ser anormalmente aprensivo o agresivo. El animal tiene una mirada ansiosa; busca superficies frías. Tiene frecuentemente el rabo entre sus patas.

Se puede también notar una protuberancia del pene y una micción frecuente.

Señales claves: inapetencia, mordeduras de las áreas dolorosas, anormalmente aprensivo.

* Agradecemos a: Association of Veterinary Teachers and Research Workers. *Guidelines for the recognition and assessment of pain in animals*. Potters Bar, Herts: Universities Federation for Animal Welfare (UFAW), 1989; Laboratory Animal Science Association Working Party. The assessment and control of the severity of scientific procedures on laboratory animals. *Lab. Anim.* 1990; 24: 97-130; Hansen, B., Hardie, E. and Young, M. Recognition of acute pain and distress in the dog. *Humane Innovations and Alternatives to Animal Experimentation* 1990; 4: 170-173; Morton, D.B. and Griffiths, P.H.M. Guidelines on the recognition of pain, distress and discomfort in experimental animals and a hypothesis for assessment. *Vet. Rec.* 1985; 116(16): 431-436.

Gatos

Los gatos que sufren están generalmente quietos, con una expresión aprensiva; pueden fruncir la frente. Pueden llorar o maullar y también gruñir y silbar si se les acerca o si están obligados a moverse. Hay inapetencia y una tendencia a ocultarse o a

separarse de los otros gatos. La postura llega a ser rígida y anormal, variando con el sitio del dolor. Un gato con dolor en la cabeza puede mantenerla inclinada. Si el dolor se generaliza al tórax y al abdomen, puede agacharse o arquear el lomo. La cabeza, el cuello y el cuerpo pueden aparecer extendidos si el dolor se limita al tórax. Con dolor abdominal o dorsal, el gato puede acostarse en decúbito lateral con el lomo arqueado. Si el animal está de pie o camina, andará con el lomo arqueado y con un paso forzado. Cuando el dolor está localizado, el gato se lamerá constantemente. Con dolor en un miembro, el animal cojea o levanta el miembro afectado.

Un gato con dolor severo puede demostrar un comportamiento demencial y hacer tentativas desesperadas para escapar. Si se toca o palpa un área dolorosa, puede haber una reacción inmediata violenta. Puede verse jadeo, con un incremento del pulso y una dilatación de la pupila. Un gato con dolor crónico puede tener un aspecto desprolijo y comportarse de manera anormal. Se encoge, arquea su cabeza y su cuello, y emite un grito distintivo o silbidos y chisporroteos. Sus orejas se aplastan. Demuestra su miedo al ser manipulado y puede moverse hacia atrás.

Señales claves: postura tiesa, comportamiento demencial, falta de aseo, cabeza y cuello encorvados, inapetencia.

Ratones

Siguiendo procedimientos dolorosos, los ratones pueden pasar más tiempo dormidos. Se puede también observar una disminución en la toma de agua y de alimentos, que provoca pérdida de peso, deshidratación y atrofia muscular dorsal. La piloerección (erizamiento de los pelos) y el arqueado del lomo indican dolor o angustia. El animal deja de asearse, pero se rasca más frecuentemente. Los ratones enfermos se aíslan frecuentemente del resto del grupo. Al principio se observan vocalizaciones agresivas que disminuyen cuando el dolor o la angustia impiden que el animal se pueda mover o responder a estímulos.

A medida que la condición del animal empeora, los ojos aparecen hundidos y se nota una descarga ocular y nasal. La frecuencia respiratoria aumenta y la respiración puede ser forzada o difícil. La defecación y la micción son las primeras reacciones al estrés en ratones, y la frecuencia aumenta o disminuye con la progresión del estrés. El movimiento de las vibrisas llega a ser menos evidente si el dolor o el estrés continúan. Los ratones afectados llegan a ser más tímidos y aprensivos; sin embargo, con el incremento del dolor o del estrés, ellos pueden llegar a ser agresivos, con una tendencia para morder. El animal puede intentar morder la fuente del dolor o la zona afectada, y puede mutilarse al nivel del área afectada.

Se notan movimientos de retorcimiento en caso de dolor abdominal. Adopta poco a poco una postura de sueño, encorvada, lejos de fuentes de iluminación. Cuando los miembros o los pies están afectados, al animal se le hecha a correr de repente, como un mecanismo de escape; tiene dificultades crecientes para mantener una postura. El ratón puede tener un paso inestable, dificultades en moverse en línea recta, y hacer movimientos circulares cuando su equilibrio está afectado. Cuando el animal tiene ascitis, tiene frecuentemente un paso ondulante.

A medida que su condición empeora, el animal llega a ser silencioso y deja de reaccionar, se aparta del grupo y eventualmente llega a perder la consciencia de su entorno. Se puede observar hipotermia al deteriorarse su condición; el animal está frío cuando se lo toca.

Señales claves: aislamiento, mordeduras, piloerección, lomo arqueado, ojos y abdomen hundidos, deshidratación, pérdida de peso.

Ratas

Las ratas son generalmente dóciles y menos agresivas que los ratones hacia miembros de su especie y hacia los humanos. La angustia o el dolor agudo están generalmente acompañada de vocalizaciones y peleas continuas. Las ratas se lamen frecuentemente o protegen el área dolorosa. Si el animal se rasca mucho, eso puede indicar un dolor crónico. Una rata con dolor se agachará frecuentemente con su cabeza inclinada hacia su abdomen. Sus períodos de sueño estarán perturbados y aumentarán si el dolor o la angustia persisten. Cuando el sistema respiratorio está afectado, se observa un aumento de la frecuencia respiratoria, acompañada de estornudos. El erizamiento de los pelos es más frecuente y el animal tiene un aspecto desprolijo porque deja de asearse. Puede también haber una caída de pelos. El animal para de comer y beber normalmente. El

tono de la piel no está bien, y hay una atrofia muscular a lo largo del lomo que indica una deshidratación y una pérdida de peso.

Durante procedimientos dolorosos o estresantes repetidos, los animales pueden llegar a ser más agresivos y resistir a la manipulación, lo que aumentará con la angustia o el dolor crecientes. Los párpados pueden cerrarse rápidamente por la mitad o completamente. Los ojos pueden aparecer hundidos, y la descarga ocular es común, progresando frecuentemente hasta una exudación de hematorfirina roja alrededor de los ojos. Si hay una descarga nasal, puede ser también roja (Harkness y Ridgway, 1980).

Según el órgano afectado, pueden ocurrir estreñimiento o diarrea. La micción disminuye con la disminución de toma de agua; sin embargo, la frecuencia puede aumentar cuando hay una infección urinaria o un trastorno hormonal. Los animales que sufren demuestran inicialmente un estado creciente de vivacidad/agresividad y una tendencia a morder, pero eventualmente, llegan a ser deprimidos y no responden más. El comportamiento exploratorio disminuye y puede aparecer un comportamiento hostil hacia los otros animales. Durante etapas posteriores, es posible que los animales se mutilen al nivel del sitio del dolor. Si hay dolores abdominales, pueden aparecer contracciones abdominales y movimientos tiesos. El dolor puede aumentar con la locomoción. Se puede observar una cojera de un miembro o simplemente un paso cuidadoso. Cuando hay una obstrucción intestinal o ascitis, se puede observar un "paso de pato". El animal puede moverse en círculo cuando su equilibrio está perturbado.

Al principio, los animales manifiestan irritación o vocalizaciones agresivas, especialmente cuando son manipulados. Cuando el dolor o el estrés continúan, las vocalizaciones disminuyen y los animales paran de moverse, a menos que estén estimulados por un dolor súbito. La hipotermia indica una deterioración importante de la condición del animal. Un aspecto pálido indica una pérdida de sangre o anemia.

Señales claves: vocalizaciones, peleas, lamido/vivacidad, pérdida de peso, piloerección, posición arqueada, hipotermia.

Cobayos

Los cobayos son animales activos pero tímidos y aprensivos, que demuestran raramente agresividad hacia el humano y tratarán de evitar la captura y la inmovilización. Cualquier señal de sumisión indica que el animal no está bien. Fuertes vocalizaciones acompañarán el dolor aunque este sea menor y transitorio. Los cobayos cuando sufren frecuentemente parecen dormidos. Inicialmente, los niveles de repuesta a los estímulos dolorosos o estresantes aumentan y luego desaparecen, y el animal no reacciona más, parece gradualmente más aprensivo y los ojos pueden parecer hundidos o apagados. A medida que el dolor o el estrés progresa, la frecuencia respiratoria aumenta y, si el sistema respiratorio está afectado, la respiración llega a ser forzada y laboriosa. Se observan frecuentemente pérdida de peso, así como también caída de pelos, piel escamosa y deshidratación. Si el tracto gastrointestinal está afectado, puede haber diarrea. Cuando están bajo un estrés alimenticio con privación de agua y de alimentos, los animales tienen tendencia a provocarse, en un grupo pueden suceder agresiones y las peleas pueden causar daños en la piel y en el lomo. Hay una salivación excesiva cuando dientes anormales ocasionan dificultades para comer, una tendencia a arquear el lomo cuando hay un dolor abdominal, y una deficiencia de los reflejos cuando el animal está muy enfermo. Los animales más viejos pueden sentir dolores cuando caminan, cojear y tener un paso cuidadoso por causa de heridas a los pies.

Señales claves: alejamiento, vocalización, ausencia de resistencia a la inmovilización, pelaje hirsuto, ausencia de repuesta.

Jerbos de Mongolia

Los jerbos son animales muy nerviosos y activos; habitualmente, tratan de evitar la inmovilización. Las señales de dolor y de angustia son difíciles de evaluar, porque los jerbos resisten aparentemente a cualquier interferencia. Estímulos dolorosos o estresantes conducen estos animales a reaccionar todavía mayores. Bajo condiciones de estrés, las descargas oculares son frecuentes y los párpados pueden estar semicerrados y rodeados de secreciones secas. Es difícil de evaluar a ojo la frecuencia respiratoria asociada con un trastorno pulmonar. El estado del pelaje se deteriora y la caída de los pelos y del rabo pueden suceder en animales alojados en un grupo demasiado grande. Lesiones faciales y heridas pueden resultar de una excavación excesiva en los rincones de la jaula.

La deshidratación se ve raramente en los jerbos, porque su metabolismo les permite utilizar al máximo el agua de su dieta. Bajo condiciones normales, la orina es evacuada solamente en pequeñas cantidades. Los excrementos son normalmente firmes, en pelotillas secas. Es raro que haya estreñimiento. La diarrea, si ocurre, puede conducir rápidamente a la muerte por causa de la pérdida de fluido. Los jerbos están normalmente sumamente activos y nerviosos. Bajo un estrés intenso, un animal puede desmayarse temporariamente y parecer en estado de choque, pero se recuperará. Pueden ocurrir cambios en el comportamiento exploratorio y un incremento de las respuestas agresivas. Especialmente con ciertos problemas abdominales, el lomo puede formar una curva y arquearse. Los animales tienen un paso anormal cuando los problemas se sitúan al nivel de la locomoción o del abdomen.

Señales claves: aspecto encorvado, pérdida de peso, síndrome de choque.

Hámsteres sirios (dorados)

En condiciones normales, los hámsteres duermen durante períodos largos durante el día, y están poco activos. Parecen frecuentemente agresivos hacia sus compañeros de jaula y emiten fuertes gritos estridentes, desproporcionados con relación al grado de interferencia, cuando son manipulados. Esta respuesta aumenta bajo estímulos dolorosos o estresantes. Usualmente acompañan el estrés descargas oculares. La frecuencia respiratoria aumenta si los pulmones están afectados. La degradación del pelaje aparece cuando hay una deficiencia de vitamina E y de ácidos grasos de cadena corta en la dieta. La pérdida de condición corporal ocurre con la disminución de la toma de agua y alimentos. El estreñimiento es raro en el hámster. La diarrea, cuando ocurre, es profusa y líquida, manchando la región perineal. Se nota un aumento de la depresión cuando el animal está sin atención. Los períodos diurnos de sueño pueden ser alargados y se puede observar un incremento de la inactividad, salvo cuando el animal es manipulado. El comportamiento exploratorio se reduce. Se nota un aspecto arqueado y resistencia a moverse, especialmente cuando los órganos abdominales están afectados. El decúbito lateral podrá indicar que el animal está moribundo. El paso normal del animal está perturbado cuando el dolor está en relación con la locomoción. Movimientos tiesos se asocian a veces con problemas abdominales, por ejemplo en caso de ascitis luego de una cirrosis del hígado.

Señales claves: pérdida de peso, aspecto arqueado, mayor comportamiento de agresión o depresión, períodos de sueño extendidos.

Conejos

El conejo exterioriza difícilmente el dolor o el estrés, pues acepta con calma procedimientos aparentemente dolorosos o estresantes. Esto puede ser relacionado con su comportamiento en el estado natural, donde el ocultamiento es importante para la supervivencia. Aun los conejos sanos pueden moverse poco o dedicarse a un comportamiento exploratorio. Generalmente, los conejos sometidos a procedimientos dolorosos reducen su toma de agua y de alimentos (así van perdiendo peso y deshidratándose), y limitan sus movimientos. Aunque los conejos lleguen frecuentemente a estar enfermos y angustiados sin mostrar muchos cambios en su estado físico, con un examen cuidadoso se notará una atrofia muscular en la parte inferior del lomo. Los conejos responden usualmente al estrés con una descarga ocular, con una protrusión de la membrana nictitante.

Cuando los conejos sufren de manera continúa, por causa de dolor o de estrés, toman un aspecto dormido. Los animales demuestran una depresión, una inconsciencia progresiva y dejan de reaccionar. Muchas veces, para evitar la luz el animal se ubica hacia el fondo de la jaula. Un incremento de la frecuencia respiratoria acompaña un sentimiento de aprensión o de problemas pulmonares. La piel está manchada de materia fecal. El estreñimiento y la diarrea son respuestas comunes al dolor o al estrés. El aseo excesivo puede llevar a la formación de pelotas de pelo en el estómago. Cuando hay dolores plantares, el animal transfiere su peso hacia el frente o atrás para reducir su malestar. El hecho de estirarse y de extenderse cuerpo a tierra, son indicaciones comunes de malestar abdominal. Cuando los pies están afectados, el animal puede tener dificultades en desplazarse.

Señales claves: disminución de la toma de agua y de alimentos, cabeza girada hacia atrás de la jaula, movimientos limitados, fotosensibilidad aparente.

Caballos

Se observan periodos de agitación en caballos que sienten dolor o angustia. El animal conserva los alimentos en la boca sin comerlos. Tiene un aspecto ansioso, con las pupilas dilatadas y los ojos vidriosos; su pulso y su frecuencia respiratoria aumentan, y tiene las narices dilatadas; suda abundantemente y mantiene una postura rígida. En dolores prolongados, su comportamiento puede cambiar de la agitación a la depresión, manteniendo la cabeza baja. En dolores asociados con daños esqueléticos, el animal puede mantener sus miembros en posiciones inusitadas, y está poco dispuesto a moverse, con la cabeza y el cuello "fijos." Puede suceder que el dolor provoque taquicardia.

En casos de dolor abdominal, el caballo puede mirarse el abdomen, morder o patear el área dolorosa; levantarse y echarse frecuentemente, caminar en círculos o revolcarse sobre el suelo. El caballo a punto del colapso puede permanecer parado muy sosegadamente, rígido e inmóvil, pero con señales de deterioro de la circulación, tales como la cianosis de las mucosas y un tiempo prolongado de relleno capilar. Los caballos con dolor están generalmente poco dispuestos a ser manipulados.

Señales claves: aspecto ansioso, agitación, mordeduras al sitio de dolor, depresión, posición fijada.

Bovinos

Bovinos que sufren tienen frecuentemente una apariencia apagada y deprimida, mantienen la cabeza baja y demuestran poco interés para su entorno. Hay inapetencia, pérdida de peso y, en vacas lecheras, una reducción súbita en el rendimiento de leche. Dolores intensos provocan a menudo respiraciones superficiales rápidas. Cuando se manipulan, pueden reaccionar violentamente o adoptar una postura rígida para inmovilizar la región dolorosa. Se pueden escuchar gruñidos y crujir de dientes. El dolor agudo puede ser asociado con mugidos. Generalmente, las señales de dolor abdominal son parecidas a las observadas en el caballo, pero están menos marcadas. La postura rígida puede conducir a una ausencia de aseo, porque los animales no quieren girar el cuello. En condiciones abdominales agudas, tales como la estrangulación intestinal, el animal adopta una postura característica, con una pata trasera puesta directamente adelante de la otra. El lamido persistente de un área de la piel, y coces en la región afectada, pueden indicar el sitio del dolor.

Señales claves: apariencia apagada, depresión, inapetencia, gruñidos, crujir de dientes, postura rígida.

Ovejas y cabras

En general, las señales de dolor en estas especies son parecidas a las del ganado. Los cambios de postura y de movimiento son evidentes, y un cambio de expresión facial puede indicar dolor o angustia. Los animales están poco dispuestos a moverse. Cuando sufren, las cabras son más susceptibles de vocalizar que los bovinos. Se puede también escuchar crujir de dientes y gruñidos. Las ovejas en particular, toleran heridas graves sin manifestar señales de dolor o de angustia. Siguiendo procedimientos tales como la castración y el corte de rabo, los corderos pueden mostrar señales de malestar tales como levantarse y acostarse repetidamente, menear el rabo, balar ocasionalmente, extender el cuello, remangar el labio dorsal, patear, revolcarse sobre el suelo y hacer hiperventilación.

Señales claves: postura rígida y repugnancia para moverse.

Cerdos

Los cerdos reaccionan al dolor con cambios en su paso y postura. Normalmente, chillan e intentan de escaparse cuando están manejados; sin embargo, estas reacciones pueden acentuarse cuando el animal está con dolor. Los cerdos adultos pueden llegar a ser agresivos. El chillido es característico cuando se palpan zonas dolorosas, pero no parecen sufrir cuando se palpan lesiones crónicas. Frecuentemente, los cerdos están poco dispuestos a moverse, y cuando es posible, prefieren esconderse en su cama de paja.

Señales claves: las vocalizaciones y la desaparición de comportamientos sociales normales pueden ser indicadores útiles del sufrimiento en el cerdo.

Pájaros

Los pájaros que sufren pueden demostrar reacciones de huida con vocalizaciones y movimientos excesivos. Los movimientos de cabeza aumentan, y puede haber un aumento de la frecuencia cardíaca y respiratoria. El dolor prolongado resulta en inapetencia e inactividad, con un aspecto decaído y miserable. Los ojos pueden estar parcialmente cerrados, las alas aplastadas contra el cuerpo, y el pescuezo inclinado hacia atrás. Cuando son manipulados, pueden quedarse inmóviles en lugar de tratar de escaparse. Los pájaros con dolor de pata evitarán usar el miembro afectado y tratarán de no extenderlo.

Señales claves: reacciones de huida, inmovilidad atónica, inapetencia, falta de uso del miembro con dolor.

Reptiles

El dolor agudo en reptiles puede ser caracterizado por estremecimientos y contracciones musculares. Pueden haber movimientos repulsivos contra estímulos desagradables, e intentos de morder. En caso de dolor crónico y persistente, los animales pueden sufrir de anorexia, letargo y pérdida de peso, aunque que sea difícil asociar cualquier de estas señales con la ausencia de bienestar debido al dolor.

Señales claves: estremecimientos y contracciones musculares, pérdida de peso y anorexia.

Peces

Es difícil determinar la naturaleza de la reacción al dolor en los peces. Aunque los peces reaccionan fuertemente a las heridas y a los contactos con irritantes, su respuesta a estímulos crónicos puede ser baja o ausente. Los peces con heridas graves que obligarían a un mamífero a quedar inmóvil, dan frecuentemente la impresión de comportarse normalmente, y pueden aun continuar alimentándose. Los peces reaccionarán a estímulos adversos, tales como inyecciones con una aguja hipodérmica, con movimientos musculares fuertes. Cuando están expuestos a un ambiente nocivo, tal como un ácido fuerte, los peces demuestran un comportamiento anormal de nado, tratan de saltar del agua, sus colores llegan a ser más oscuros y sus movimientos operculares llegan a ser más rápidos. Tales manifestaciones indican algún grado de angustia, aunque no sea posible describirlos de manera cierta como señales de dolor.

F. AGENTES ANALGÉSICOS

El uso apropiado de analgésicos durante o después de un procedimiento doloroso es parte integral de la descripción de un protocolo. Se encontrarán informaciones en general y precisiones sobre la administración y las dosis de los analgésicos según las especies, en muchas publicaciones (Sawyer, 1985; Sackman, 1991; Flecknell, 1984), además de los manuales sobre anestesia listados en las lecturas adicionales.

Los opiáceos (drogas semejantes a la morfina) son los analgésicos más ampliamente usados y actúan ligándose con receptores específicos. Las clases principales de receptores son m.

1. Agonistas del opio

Los opiáceos producen efectos hipnóticos y analgésicos potentes, incluyendo una depresión importante de los sistemas cardiovascular y respiratorio, y una alteración en el mecanismo de termorregulación. La euforia y la adicción asociadas con los opiáceos en el humano no son un problema en los animales, cuando las drogas se usan adecuadamente. Algunos opiáceos inducen el vómito en perros y PNH, y la inyección intravenosa rápida puede resultar ocasionalmente en una fase de excitación en la mayoría de las especies. En animales domésticos, como el gato y el ratón, los efectos de los opiáceos son menos previsibles, y

se pueden producir reacciones indeseables de excitación. Se puede prevenir la fase de excitación en especies sensibles a los opiáceos con el uso de dosis muy bajas (Green, 1982).

Los opiáceos usados en medicina veterinaria incluyen la morfina, la meperidina, el fentanil, la oximorfona, la etorfina (M99) y el carfentanil. Estos opiáceos son puros o relativamente puros y son todos buenos analgésicos.

a) La morfina es el anestésico más frecuentemente usado en clínica para el control del dolor postoperatorio en perros y PNH, ya que permite hasta cuatro de horas de alivio. Sin embargo, en perros su uso es complicado por efectos gastrointestinales indeseables. La administración intravenosa de morfina en perros puede ocasionar la secreción de histamina, que puede contribuir al acción hipotensiva de la morfina (Hall y Clarke, 1991). Un efecto de estimulación de la premorfina sobre el nervio vago puede inducir una bradicardia, a menos que se administre atropina como premedicación. Una depresión respiratoria profunda aparece rápidamente y está relacionada con la dosis. La presión intracraneal e intraocular aumenta (Sackman, 1991).

b) La meperidina tiene efectos parecido a la morfina y es el agente ideal para la premedicación en el perro, ya que provoca muy poca estimulación gastrointestinal. Sin embargo, podrá ocurrir una hipotensión grave después de su uso intravenoso. Como la analgesia dura solamente una a dos horas, no se recomienda para aliviar el dolor postquirúrgico. Esta droga también es práctica como sedativo postoperatorio para PNH y caballos.

c) El fentanil es un opiáceo muy potente de acción corta. Se combina con el droperidol para llegar a una analgesia neuroléptica que provoca una analgesia profunda. Los nuevos compuestos sintéticos del fentanil incluyen el alfentanil, que tiene una vida media de duración ultra-corta, y el sufentanil, con una vida media más corta que el fentanil, pero con menos efectos periféricos secundarios (Flecknell, 1984).

d) La oximorfona es más potente que la morfina y produce más sedación en el perro que la morfina o la meperidina. El alivio del dolor postquirúrgico dura de dos a seis horas. La estabilidad cardiovascular es mucho mayor que con los otros opiáceos. Se combina frecuentemente con el diazepam o la acepromazina para la anestesia y la analgesia en animales viejos o enfermos. Se debe dar un anticolinérgico para prevenir una bradicardia importante.

e) La etorfina (M99) es un derivado de la morfina sumamente potente, con una tendencia alta para producir una excitación inicial seguida por una depresión. A causa de su potencia, se ha utilizado mucho en dardos para la captura e inmovilización de animales de zoológico y silvestres (Fowler, 1986; Green, 1982). La droga también ha sido utilizada exitosamente en ciertos animales de sangre fría (Fowler, 1986; Green, 1982). Es sumamente peligroso para el humano; por lo tanto, se debe disponer de diprenorfina (M5050) para la neutralización inmediata de sus efectos en caso que ocurra una exposición accidental en el humano (Fowler, 1986).

f) La carfentanil es un opiáceo actualmente preferido a la etorfina por muchos veterinarios de zoológico, a causa de su potencia más alta, que permite su administración con un algodón o por vaporización de las mucosas bucales o nasales. Puede ser neutralizado por la ciprenorfina (M285) o la diprenorfina (M5050) (Lumb y Jones, 1984) y la naltrexona. El carfentanil puede ser mortal en el humano si es inyectado accidentalmente (dosis de inmovilización parcial).

2. Los agonistas/antagonistas de los opiáceos

La búsqueda de agentes analgésicos con menos efectos secundarios que los agonistas puros, condujo al desarrollo de agonistas parciales y agonistas kappa tales como el butorfanol y la buprenorfina. Este grupo de drogas se puede también utilizar para neutralizar los efectos depresores de un opiáceo, mientras que conserva sus calidades analgésicas.

a) El butorfanol es un analgésico sintético cinco veces más potente que la morfina. Produce cierta sedación y la depresión respiratoria llega a un techo que no aumenta más con dosis más elevadas. Los efectos cardiovasculares son mínimos y es un opiáceo antagonista débil (Dyson, 1990). La analgesia dura de dos a cinco horas siguiendo la inyección subcutánea, y puede ser acompañada por algún grado de disforia.

b) La buprenorfina es un analgésico de larga duración que antagoniza los efectos depresivos de los agonistas opiáceos, mientras que mantiene una analgesia postoperatoria de larga duración (de 8 a 12 horas) en muchas especies (Flecknell, 1984).

c) El lactato de pentazocina es un analgésico débil de muy corta duración (media vida de aproximadamente 22 minutos en el perro). Tiene efectos cardiovasculares mínimos y es un depresivo respiratorio débil.

d) La nalbuphina es ligeramente menos potente que la morfina, con un margen amplio de seguridad y efectos depresivos cardiovasculares y respiratorios mínimos. La analgesia dura de tres a ocho horas. También se ha utilizado como un antagonista opiáceo para neutralizar la sedación y la depresión respiratoria de los opiáceos, mientras mantiene la analgesia (O'Hair, Dodd, Phillips *et al.* 1988).

3. Los antagonistas de los opiáceos

El hidrocloreto de naloxona, un antagonista efectivo, es utilizable para neutralizar los efectos de los opiáceos (incluyendo la analgesia). No tiene propiedades agonistas y no produce depresión respiratoria o cardiovascular. Tiene un efecto antagónico de una a cuatro horas, y puede usarse para neutralizar los efectos de cualquier droga del grupo agonista/antagonista de los opiáceos. La nalorfina o la diprenorfina debe estar disponible cuando se usa la etorfina, en caso de administración accidental al humano (Lumb y Jones, 1984). La naltrexona es un derivado de larga duración de la naloxona. Actualmente, su uso en la medicina veterinaria está limitado; sin embargo, puede ser útil cuando se necesita un antagonista puro de larga duración (Hall y Clarke, 1991).

4. Drogas antiinflamatorias no esteroideas

Estos agentes producen la analgesia por la disminución de la inflamación, reduciendo así la sensibilidad periférica. Tienen poca o ninguna acción analgésica central. Los efectos secundarios son una interferencia con las funciones renal y de las plaquetas, y la ulceración gástrica. Los gatos metabolizan estos agentes lentamente, y no se deben recetar con frecuencia debido a su toxicidad. Las drogas más usadas en perros son las del grupo ácido carboxílico (aspirina, naproxeno, ácido meclofenámico y flunixin) y los ácidos enólicos (fenilbutazona, dipirona y piroxicam). En los gatos, se usan frecuentemente bajas dosis de aspirina, fenilbutazona y dipirona (Sawyer, 1985).

a) La aspirina alivia el dolor asociado con la inflamación periférica, pero es ineficiente para los dolores abdominales. En gatos, se debe dar solo cada 48 a 72 horas.

b) El naproxeno se usa cuando la aspirina no alivia el dolor; se debe administrar una vez por día. Como es el caso con la aspirina, pueden ocurrir úlceras gástricas como efecto secundario.

c) El ácido meclofenámico es popular para tratar el dolor musculoesquelético que es refractario a la aspirina. Es 1.5 veces más potente que la fenilbutazona.

d) La flunixin tiene propiedades analgésicas mayores que la fenilbutazona, la meperidina o la codeína, y se usa para dolores osteoartrotríticos. Se usa rutinariamente en animales grandes y llega a ser más popular en los pequeños animales. En perros, puede provocar problemas gastrointestinales serios (hemorragias) si se receta más de tres veces (Hall y Clarke, 1991).

e) La fenilbutazona alivia dolores musculoesqueléticos, pero fue asociada con discrasias de la sangre, trastornos gastrointestinales, nefropatías y hepatitis.

f) La dipirona es un analgésico, antipirético y antiinflamatorio que puede ocasionar una discrasia sanguínea si su uso es prolongado.

g) El piroxicam es un analgésico popular en medicina humana, debido a su dosis diaria única y el alivio muy efectivo que produce para dolores osteoartrotríticos. Su toxicidad es parecida a la de otras drogas antiinflamatorias no esteroideas (Sackman, 1991).

5. La analgesia producida por anestésicos locales

Los anestésicos locales producen una analgesia que se considera como una alternativa a los agentes sistémicos. La bupivacaína, un anestésico local de larga duración, es un excelente analgésico postoperatorio (Flecknell, 1992). Se puede inyectar alrededor de

los troncos específicos de los nervios que inervan el sitio quirúrgico, o infiltrada en las capas subcutáneas de tejidos y músculos durante la sutura de una incisión quirúrgica. El uso de un anestésico local sobre una herida quirúrgica es una técnica sencilla que puede proveer de 4 a 12 horas de analgesia.

El bloqueo selectivo de los nervios intercostales, de dos a tres espacios intercostales de cada lado de la incisión, ha sido recientemente recomendado para aliviar el dolor que sigue la toracotomía en perros. El hidrocloreto de bupivacaína, utilizado antes de la sutura de una incisión, provee una analgesia de cuatro a cinco horas. El patrón respiratorio de perros que se recuperan de una toracotomía no cambia significativamente. Eso es una ventaja clara sobre el uso de los analgésicos opiáceos, que pueden ocasionar una depresión respiratoria importante. Esta técnica permite el alivio del dolor de la incisión y no incrementa el dolor intratorácico (Sackman, 1991).

6. Analgésicos neurolépticos

La analgesia neuroléptica es un estado de sedación y de analgesia producido por el uso combinado de un tranquilizante (neuroléptico) y de un opiáceo. Con esta combinación, se pueden llevar a cabo cirugías menores, pero el paciente queda "despertable" y reacciona a ciertos estímulos. Ocurre una depresión respiratoria moderada y la relajación muscular tiende a ser baja, pero puede ser neutralizada por la combinación de analgésicos neurolépticos con una benzodiazepina (Flecknell, 1987). La preparación más usualmente usada es Innovar-Vet^{md}, (droperidol 20 mg/ml y fentanil 0.4 mg/ml), que no se debe confundir con Innovar^{md}, una preparación para uso humano (droperidol 2.5 mg/ml y fentanil 0.0005 mg/ml).

El Innovar-Vet^{md} se ha usado mucho en el perro así como también en varias otras especies. Tiene un amplio margen de seguridad, es bien tolerado por animales con una condición física deficiente, y es parcialmente neutralizado por la naloxona. Si se usa atropina como pre-medicación, se puede evitar una bradicardia importante. Su uso está contraindicado en el gato, la vaca, el caballo y la oveja, debido a la estimulación del sistema nervioso central. Los animales permanecen sensibles a estímulos auditivos, y se ha observado agresividad durante el período de recuperación y otros cambios de temperamento que duran varios días en el perro (Lumb y Jones, 1984).

Muchas otras combinaciones de opiáceos y tranquilizantes se pueden usar para producir una analgesia neuroléptica, tales como las mezclas de morfina/promazina y etorfina/acepromazina, que fueron usadas con éxito en una variedad de animales (Flecknell, 1987). Las combinaciones de meperidina/acepromazina (Lumb y Jones, 1984) y de oximorfona/acepromazina (Short, 1987) también se han usado en el perro y el gato.

G. CAMPO DE ESTUDIO PARA EL FUTURO

El bienestar de los animales domésticos, de los animales transgénicos, los anfibios, reptiles e invertebrados, son todos campos de estudio que suscitan un interés creciente.

El bienestar de los animales domésticos es un tema de gran importancia, y según Spira (1986), debido al gran número de animales involucrados en estas prácticas, el 95% de todo el sufrimiento de los animales tiene lugar a nivel de manejo intensivo ("cria industrial"). Así, cada reducción de 1% de su sufrimiento, cumple más que toda las otras campañas de protección para otras especies animales juntas. El comportamiento animal y la etología animal aplicada llegan a ser áreas de estudio cada vez más importantes (Maxie, 1987; Fraser, 1988; Fraser y Broom, 1990; McKeown y Luescher, 1988; Duncan, 1992).

Otro área de interés creciente es la producción de animales transgénicos (Jaenisch, 1988; Baker, 1988; Ewing, 1990; Cross, 1990; McLaren, 1990; Page, 1990) y la angustia y dolor posibles que se les puede ocasionar. Su uso en la investigación se ha discutido recientemente (Saffer, 1992; Merlino, 1991), así como el manejo de sus colonias (Geistfeld, 1991). El CCPA previó la necesidad de establecer directivas sobre biotecnología animal. Estableció recientemente un comité compuesto por expertos científicos y representantes de la industria y de organizaciones de defensa del bienestar animal, para desarrollar directivas incluyendo las manipulaciones de embriones, la investigación fetal y los animales transgénicos. El Ministerio de Agricultura y Agro-Alimentos de Canadá también considera proponer un marco para reglamentar la producción y el uso de los animales transgénicos (Sethi, 1992).

La comunidad científica se está preocupando solo recientemente de la analgesia, la anestesia y la eutanasia de anfibios, reptiles y peces (UFAW, 1989; Johnson, 1992; Iwama, 1992; Davis, 1992). Se ha discutido la evaluación del dolor y el estrés en los reptiles (Lance, 1992), los vertebrados de sangre fría (Arena y Richardson, 1990; Fiorito, 1986) y en los pájaros (Gentle, 1992). Se ha concluido que los peces pueden sentir el dolor y el miedo a un grado que se puede comparar con las reacciones en el humano (Anon., 1988).

Además de los estudios sobre los vertebrados, el uso de invertebrados en la investigación está regido, en Canadá, por las *Categorías de técnicas invasivas en la experimentación animal* del CCPA, que se encuentra en otra parte de este *Manual*. Se menciona en este documento que los cefalópodos y algunos otros invertebrados tienen sistemas nerviosos tan desarrollados como los de algunos vertebrados, y por lo tanto, se incluyen en las Categorías B, C, D y E. En Inglaterra, solamente una especie de cefalópodos, el pulpo común (*Octopus vulgaris*), está sometido ahora al Animals (Scientific Procedures) Act (Anon., 1993). Las manipulaciones, la anestesia y la cirugía de los cefalópodos están planteadas en una publicación reciente de Universities Federation for Animal Welfare (Boyle, 1991).

Otras áreas de interés para la comunidad científica y los Comités de protección de los animales incluyen, por ejemplo, los efectos de la pérdida de sangre (McGuill, 1989) y el uso del adyuvante completo de Freund (Broderon, 1989). Un comité de expertos del CCPA se ha establecido especialmente para examinar este punto y buscar soluciones de reemplazo. Las *Directrices sobre los procedimientos inmunológicos aceptables por el CCPA* se encuentran en otra parte de este *Manual*, y se actualizan con la disponibilidad de nuevos conocimientos.

En el desarrollo futuro de la investigación, los científicos deberían considerar la importancia del refinamiento y combatir estos estudios reconocidos para ocasionar el más alto nivel de dolor y sufrimiento (Rowell, 1992).

Tenemos todavía mucho camino que recorrer antes de dejar de utilizar a los animales. Sin embargo, como lo nota Medawar (1972): "Debemos enfrentar la paradoja, que no hay otros medios que la investigación sobre los animales para obtener los conocimientos que harán posible de dejar de necesitarlos." Y para parafrasear a Wall (1984): "Siempre cuando sufra un animal y que no lo podamos ayudar, nuestro conocimiento del dolor permanece inadecuado."

H. REFERENCIAS

1. AMERICAN VETERINARY MEDICAL ASSOCIATION. Proc. Colloquium on "Recognition and Alleviation of Animal Pain and Distress." J. Am. Vet. Med. Assoc. 1987; 191(10): 1184-1298.
2. AMYX, H.L. Guidelines for studies in pain of rodents. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare) Newsl. 1990; 12(2): 6-8.
3. ANON. Pain and fear in fish: fish do experience pain. Anim. Inter. 1988; 27: 9.
4. ANON. Proc. animal pain conference. ACCART (Australian Council for the Care of Animals in Research and Teaching) Newsl. 1990; 3(1): 11.
5. ANON. 1986 Act extended to the octopus. Royal Defence Soc. News 1993: 3.
6. ARENA, P.C. and RICHARDSON, K.C. The relief of pain in cold-blooded vertebrates. ACCART (Australian Council for the Care of Animals in Research and Teaching) Newsl. 1990; 3(1): 1.
7. ASSOCIATION OF VETERINARY TEACHERS AND RESEARCH WORKERS (Working Party). Guidelines for the recognition and assessment of pain in animals. Vet. Rec. 1986; 118(12): 334-338.
8. BAKER, H.J. (correspondence). Lab. Anim. Sci. 1988; 38(6): 661.
9. BALLS, M. (editorial) Animal experimentation: the weighing of benefit and suffering. ATLA (Alternatives To Live Animals)

- 1989; 16: 212.
10. BALLS, M. (editorial) Has the Animals (Scientific Procedures) Act 1986 failed? *ATLA (Alternatives To Live Animals)* 1990; 17: 284.
 11. BARCLAY, R.J., HERBERT, W.J. and POOLE, T.B., eds. Disturbance index method for assessing severity of procedures on rodents. Herts, U.K.: Universities Federation for Animal Welfare, 1988.
 12. BATESON, P. Assessment of pain in animals. *Anim. Behav.* 1991; 42: 827-839.
 13. BEYNAN, A.C., BAUMANS, V., BERTENS, A.P.M.G., HAVENAAR, R., HESP, A.P.M. and VANZUTPHEN, L.F.M. Assessment of discomfort in gallstone-bearing mice: a practical example of problems encountered in an attempt to recognize discomfort in laboratory animals. *Lab. Anim.* 1987; 21: 35-42.
 14. BONICA, J.J. Pain research and therapy: History, current status and future goals. In: Short, C.E. and Van Poznak, A., eds. *Animal pain*. New York, Edinburgh, London, Melbourne, Tokyo: Churchill Livingstone, 1992: 1-29.
 15. BOYLE, P.R., ed. *The UFAW handbook on the care and management of cephalopods in the laboratory*. Potters Bar, U.K.: Universities Federation for Animal Welfare, 1991.
 16. BRODERSON, J.R. A retrospective review of lesions associated with the use of Freund's Adjuvant. *Lab. Anim. Sci.* 1989; 39 (5): 400-405.
 17. BROWN, L. *Cruelty to animals-the moral debt*. Basingstoke: MacMillan Publications Ltd., 1988.
 18. CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE. *Guide to the care and use of experimental animals*, Vol. 2. Ottawa, Ont.: CCAC, 1984.
 19. CECIL, H.C. and SAMUELS, W.M. Use and care of laboratory animals. In: *History of the American Physiological Society 1887-1987*. Bethesda, MD: American Physiological Society, 1987: 391.
 20. CLARK, A.S., MASON, W.A. and MOBERG, G.P. Interspecific contrasts in responses of macaques to transport cage training. *Lab. Anim. Sci.* 1988; 38(3): 305-309.
 21. CROSS, B. Protecting all interests? (Book Review) *Nature* 1990; 343: 223-224.
 22. CURTIS, S.E. What constitutes animal well-being. In: Moberg, G.P., ed. *Animal stress*. Bethesda, MD: Amer. Physiol. Soc., 1985: 1-14.
 23. DAVIS, K.B. Stress management in aquaculture. In: Scheaffer, D.O., Kleinow, K.M. and Krulisch, L. *The care and use of amphibians, reptiles and fish in research*. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1992: 116-121.
 24. DAWKINS, M.S. *Animal suffering. The science of animal welfare*. London: Chapman and Hall 1980.
 25. DAWKINS, M.S. From an animal's point of view: motivation, fitness and animal welfare. *Behav. Brain Sci.* 1990; 13: 1.
 26. DUNCAN, I.J.H. Behavioral assessment of welfare. In: Mench, J.A., Mayer, S.J. and Krulisch, L., eds. *The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research*. Proc. SCAW (Scientists Center for Animal Welfare)-sponsored conference, "Agricultural Animals in Research." Bethesda, MD: Scientists Center for Animal Welfare, 1992: 62-68.
 27. DYSON, D.H. Update on butorphanol tartrate: use in small animals. *Can. Vet. J.* 1990; 31: 120-121.
 28. EWING, T. Superpigs go to market. *Nature* 1990; May 31; 345: 377.

29. FIORITO, G. (letters) Is there "pain" in invertebrates? Behav. Proc. 1986; 12: 383.
30. FLECKNELL, P.A. The relief of pain in laboratory animals. Lab. Anim. 1984; 18: 147-160.
31. FLECKNELL, P.A. Laboratory animal anesthesia. An introduction for research workers and technicians. New York, London, Toronto: Academic Press, 1987.
32. FLECKNELL, P.A. Anesthesia of laboratory animals. Short course, University of Guelph, Ont., 1992.
33. FOSSE, R.T. Pain, pain recognition and treatment in laboratory animals. Lab. Zhyvotnye 1991; 1(3): 81-83.
34. FOWLER, M.E. Zoo & wild animal medicine. Toronto, Ont.: W.B. Saunders Co., 1986.
35. FRASER, A.F. Animal suffering: the appraisal and control of depression and distress in livestock. Appl. Anim. Behav. Sci. 1988; 20: 127-133.
36. FRASER, A.F. and BROOM, D.M. Farm animal behaviour and welfare, 3rd Ed. London, Philadelphia, Toronto: Ballière Tindall, 1990.
37. FRENK, H., CANNON, J.T., LEWIS, J.W. and LIEBESKIND, J.C. Neural and neurochemical mechanisms of pain exhibition: In: Sternbach, R.A., ed. Psychology of pain. 2nd Ed. New York, NY: Raven Press, 1986.
38. GÄRTNER, K., BÜTTNER, D., DÖHLER, K. and FRIEDEL, R. Stress response of rats to handling and experimental problems. Lab. Anim. 1980; 14(3): 267-278.
39. GEISTFELD, J.G. Transgenic mouse colony management. Lab Animal 1991; 20(1): 21-29.
40. GENTLE, M.J. Pain in birds. Animal Welfare 1992; 1: 235-247.
41. GIBSON, T.E. and PATERSON, D.A., eds. Proc. Brit. Vet. Assoc. Animal Welfare Foundation symp. "The Detection and Relief of Pain in Animals." BVA Animal Welfare Foundation, April 1985.
42. GORHAM, M.E. Veterinarians need greater involvement in animal welfare issues, says Tufts' Loew. DVM January 1991: 15.
43. GOYD, J.S. Pain control symposium attracts international audience. J. Am. Vet. Med. Assoc. 1990; 197(5): 562.
44. GREEN, C.J. Laboratory animal handbook 8. Animal anesthesia. London: Laboratory Animals Ltd., 1982.
45. HALL, L.W. and CLARKE, K.W. Veterinary anesthesia. 9th Ed. Toronto, Ont.: Baillière Tindall, 1991.
46. HARKNESS, J.E. and RIDGWAY, M.D. Chromodacryorrhea in laboratory rats (*Rattus norvegicus*): etiologic considerations. Lab. Anim. Sci. 1980; 30: 841-844.
47. INSTITUTE FOR LABORATORY ANIMAL RESOURCES, COMMISSION ON LIFE SCIENCES, NATIONAL RESEARCH COUNCIL. Recognition and alleviation of pain and distress in laboratory animals. Washington, DC: National Academy Press, 1992.
48. IWAMA, G.K. Anesthesia, analgesia and euthanasia in fish. In: Scheaffer, D.O., Kleinow, K.M. and Krulisch, L. The care and use of amphibians, reptiles and fish in research. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1992: 167-174.
49. JAENISCH, R. Transgenic animals. Science 1988; 240: 1468-1473.
50. JOHNSON, J.H. Anesthesia, analgesia and euthanasia in reptiles and amphibians. In: Scheaffer, D.O., Kleinow, K.M. and Krulisch, L. The care and use of amphibians, reptiles and fish in research. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for

- Animal Welfare), 1992: 49-52.
51. KITCHELL, R.L., ERICKSON, H.H., CARSTENS, E. and DAVID, L.E., eds. Animal pain: perception and alleviation. Proc. symp. Am. Fed. Soc. Exp. Biol., New Orleans, April 20-21, 1982. Bethesda, MD: American Physiological Society, 1983.
 52. KUCHEL, T.R., ROSE, M. and BURRELL, J., eds. Animal pain: ethical and scientific perspectives. Proc. conf. held at Barossa Valley, Adelaide, Australia, April, 1990. ACCART, 1992. (Australian Council on the Care of Animals in Research and Teaching, P.O. Box 19, Glen Osmond, SA, 5064, Australia.)
 53. LABORATORY ANIMAL SCIENCE ASSOCIATION (Working Party). The assessment and control of the severity of scientific procedures on laboratory animals. *Lab. Anim.* 1990; 24: 97-130.
 54. LANCE, V.A. Evaluating pain and stress in reptiles. In: Scheaffer, D.O., Kleinow, K.M. and Krulisch, L. The care and use of amphibians, reptiles and fish in research. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1992: 101-106.
 55. LEVINE, S. A definition of stress? In: Moberg, G.P., ed. Animal stress. Bethesda, MD: American Physiological Society, 1985: 51-69.
 56. LEWIS, T. Pain. London: MacMillan Press, 1942.
 57. LINEBERRY, C.G. Laboratory animals in pain research. In: W.I. Gay, ed. Methods of animal experimentation. Vol. 6. New York, NY: Academic Press, 1981: 237-311.
 58. LUMB, W.V. and JONES, E.W. Veterinary anesthesia. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1984.
 59. MASLOW, A.H. Motivation and personality. New York, NY: Harper and Row, 1970.
 60. MAXIE, G. (editorial) The continuing evolution of veterinary education. *Can. Vet. J.* 1987; 28(10): 627-628.
 61. MCGUILL, M.W. and ROWAN, A.N. Biological effects of blood loss: implications for sampling volumes and techniques. *ILAR (Institute for Laboratory Animal Resources) News* 1989; 31(4): 5-18.
 62. MCKEOWN, D. and LUESCHER, A. A case for companion animals behaviour in veterinary practice. *Can. Vet. J.* 1988; 29(1): 74-75.
 63. MCLAREN, A. Of MIS and the mouse. *Nature* 1990, May 10; 345: 111.
 64. MEDAWAR, P. The hope of progress. London: Methuen, 1972.
 65. MERLINO, G.T. Transgenic animals in biomedical research. *FASEB (Federation of American Societies for Experimental Biology) J.* 1991; 5: 2996-3001.
 66. MOBERG, G.P. Stress: Diagnosis, cost and management. In: Mench, J.A., Mayer, S.J. and Krulisch, L., eds. The well-being of agricultural animals in biomedical and agricultural research. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1992: 58-61.
 67. MOLONY, V. Procedures painful in humans are painful in animals. True or false? In: Gibson, T.E. and Paterson, D.A., eds. Proc. British Veterinary Association Animal Welfare Foundation symposium on "The Detection and Relief of Pain in Animals" April 16, 1985: 7-14.
 68. MONTGOMERY, C.A. Oncologic and toxicologic research: alleviation and control of pain and distress in laboratory animals. *Cancer Bull.* 1990; 42(4): 230-237.
 69. MORTON, D.B. and GRIFFITHS, P.H.M. Guidelines on the recognition of pain, distress, and discomfort in experimental

- animals and an hypothesis for assessment. *Vet. Rec.* 1985; 116(16): 431-436.
70. O'HAIR, K.C., DODD, K.T., PHILLIPS, Y.Y. and BEATTIE, R.J. Cardiopulmonary effects of nalbuphine hydrochloride and butorphanol tartrate in sheep. *Lab. Anim. Sci.* 1988; 38: 58-61.
 71. OLFERT, E.D. Ethics of animal models of neurological diseases. In: Boulton, A., Baker, G. and Butterworth, R., eds. *Animal models of neurological disease*. 1. Clifton, NJ: Humana Press, 1992: 1-28.
 72. ORLANS, F.B., SIMMONDS, R.C. and DODDS, W.J., eds. *Effective animal care and use committees*. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1987.
 73. PAGE, S. Building a better cow through cloning. *Ottawa Citizen*, July 29, 1990.
 74. ROWAN, A.N. Animal anxiety and animal suffering. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 1988; 20: 135-142.
 75. ROWSELL, H.C. The future of control of pain in animals used in teaching and research. In: Short, C.E. and Van Poznak, A., eds. *Animal pain*. New York, Edinburgh, London, Melbourne, Tokyo: Churchill Livingstone, 1992: 525-537.
 76. ROWSELL, H.C. and MCWILLIAM, A.A. The search for alternatives: the Canadian initiative. *ATLA (Alternatives To Live Animals)* 1986; 13(3): 208-211.
 77. ROYAL SOCIETY FOR THE PREVENTION OF CRUELTY TO ANIMALS: Pain and suffering in experimental animals in the United Kingdom. London: RSPCA, 1983.
 78. RUSSELL, W.M.S. and BURCH, R.L. *The principles of humane experimental technique*. London: Methuen. Universities Federation for Animal Welfare (UFAW), Potters Bar, Herts, UK: England. Special edition, 1992: 238.
 79. SACKMAN, J.E. Pain. Part II. Control of pain in animals. *Comp. Sm. Anim. Cont. Ed. Article No. 1*, 1991; 13(2): 181-193.
 80. SAFFER, J.D. Transgenic mice in biomedical research. *Lab Animal* 1992; 21(3): 30-38.
 81. SAWYER, D. Use of narcotics and analgesics for pain control. *Proc. AAHA 52nd Annual Meeting* 1985: 7-11.
 82. SEAMER, J.H. Farm animal welfare in Britain. *SCAW (Scientists Center for Animal Welfare) Newsl.* 1993; 14(4): 13-14.
 83. SETHI, M.S. Proposed framework for regulating the production and use of transgenic animals. Ottawa, Ont.: Veterinary Biologics and Biotechnology, Animal Health Division, Agriculture Canada, 1992.
 84. SHERRINGTON, C. *The integrative action of the nervous system*. New Haven, CT: Yale University Press, 1947.
 85. SHORT, C.E., ed. *Principles and practice of veterinary anesthesia*. Baltimore, MD: Williams and Wilkins, 1987.
 86. SHORT, C.E. and VAN POZNAK, A., eds. *Animal pain*. New York, NY: Churchill Livingstone, 1992.
 87. SILVERMAN, J. How much is enough? *Lab Animal* 1991; 20(2): 20.
 88. SMITH, M. (editorial) The weighing of benefit and suffering. *FRAME (Fund for the Replacement of Animals in Medical Experiments) News* 1988; 20: 1-2.
 89. SMYTH, D.H. *Alternatives to animal experiments*. London: Scolar Press-Royal Defence Society, 1978.
 90. SPIRA, H. Here's what you can do to make a difference. *Factory farming. Animal Rights Coalition Co-ordinator's Report '86: September 1986: 4.* (Animal Rights International, New York.)

91. TOTH, L.A. and JANUARY, B. Physiological stabilization of rabbits after shipping. Lab. Anim. Sci. 1990; 40(4): 384-387.
92. UNIVERSITIES FEDERATION FOR ANIMAL WELFARE/WORLD SOCIETY FOR THE PROTECTION OF ANIMALS. Euthanasia of amphibians and reptiles. Herts, U.K.: UFAW, 1989.
93. WALL, P.D. Introduction. In: Wall, P.D. and Melzack, R., eds. Textbook of pain. Edinburgh, London, Melbourne and New York: Churchill Livingstone, 1984.
94. WALL, P.D. and MELZACK, R., eds. Textbook of pain. Edinburgh, London, Melbourne, and New York: Churchill Livingstone, 1984.
95. WALL, P.D. Defining pain in animals. In: Short, C.E. and Van Poznak, A., eds. Animal pain. New York, Edinburgh, London, Melbourne, Tokyo: Churchill Livingstone, 1992: 63-79.
96. ZIMMERMAN, M. (Guest editorial) Ethical guidelines for investigations of experimental pain in conscious animals. Pain 1983; 16: 109-110.

[[Capítulo Anterior](#)] [[Contenido](#)] [[Capítulo Siguiente](#)]

[[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)

XI. LA ANESTESIA

Este capítulo da unas líneas directrices e información sobre la anestesia y el alivio del dolor en animales de experimentación. No pretende ser exhaustivo y los lectores no veterinarios deberían consultar a un veterinario anesthesiólogo o al veterinario especializado en animales de laboratorio cuando se administran este tipo de drogas. Los anexos contienen información sobre las dosis y los métodos usuales de administración de agentes anestésicos, analgésicos y tranquilizantes. **Todas las drogas descritas en este capítulo se consideran controladas bajo el criterio legal y/o se venden contra prescripción o receta. Los usuarios no veterinarios pueden obtener prescripciones para estas drogas por medio de un veterinario, y deberían llamar la Agencia de Drogas Peligrosas del Ministerio de Salud de Canadá con respecto al uso de drogas controladas en la investigación.**

Green (1982) discutió los métodos para evaluar la profundidad de la anestesia, que varía con las especies y la droga utilizada. Se pueden obtener detalles específicos en los manuales y artículos de revisión mencionados en las referencias.

A. CONTROL DE LA ANESTESIA

1. General

Los sedativos, analgésicos y anestésicos generales deben utilizarse para el control del dolor y de la angustia, a menos que los objetivos del estudio no permitan su uso. **En este último caso, es indispensable obtener la aprobación del Comité de protección de los animales.**

Los agentes anestésicos afectan frecuentemente los sistemas cardiovascular, respiratorio y termorregulador, además del sistema nervioso central (SNC). Por lo tanto, se procurará mantener dentro de los límites fisiológicos normales la circulación, la función respiratoria y la temperatura de cuerpo del sujeto anestesiado (Parker y Adams, 1978). La intubación endotraqueal asegura que las vías respiratorias queden libres y no obstruidas.

Puede ocurrir hipotermia durante la exposición a gases anestésicos y durante la cirugía intra-abdominal, particularmente en animales pequeños. Esta puede resultar en la muerte o en una recuperación mucho más prolongada de la anestesia. El grado de hipotermia puede ser reducido si se coloca el animal sobre un colchón calentado con agua u otro dispositivo que ayude a mantener el calor del cuerpo (Muir y Hubbell, 1989; Lumb y Jones, 1984; Flecknell, 1987).

2. Manejo del paciente

El animal debería siempre ser manejado delicadamente y con calma, para no excitarlo ni asustarlo. La excitación prolongada

perturba los sistemas circulatorio y metabólico del paciente e induce un estado de choque. Además, intentar anestésiar a un animal en este estado crea ciertos problemas físicos, e incrementa las posibilidades de una respuesta anormal a los anestésicos. Estos puntos son particularmente importantes cuando se trata de inmovilizar y anestésiar animales silvestres (Fowler, 1986).

3. El ayuno

Los gatos, los perros, los primates no humanos (PNH), los hurones y los cerdos deberían ser mantenidos en ayuno durante las 8-12 horas antes de la anestesia, a fin de minimizar el riesgo del vómito durante la inducción o en el período de recuperación (Flecknell, 1987). Para los mamíferos muy pequeños o inmaduros, por su metabolismo más alto, el período de ayuno debe ser mucho más corto, generalmente entre dos a cuatro horas. Para ruminantes, un ayuno de 12-24 horas puede ayudar a reducir la incidencia de timpanismo. Sin embargo, un período de 36 a 72 horas es necesario para reducir el volumen de alimentos en el rumen. Los bovinos no deben tomar agua durante las 12 horas antes de la cirugía, para prevenir la regurgitación y el aumento del volumen del contenido del rumen. El ayuno pre-anestésico de conejos o de pequeños roedores no es necesario, ya que estos animales no vomitan durante la inducción (Flecknell, 1987). Los cobayos deben ayunar 6-12 horas antes de la anestesia para permitir de eliminar de su boca los alimentos que llevan a la base de la lengua. Generalmente no se hace ayunar a los pájaros pequeños, para que mantengan su energía durante el estrés del proceso (Muir y Hubbell, 1989; NRC [U.S.], 1977). El ayuno en los animales preñados de todas especies, particularmente ruminantes, puede provocar severas perturbaciones metabólicas. Con excepción de ruminantes, todos los animales deben tener agua disponible hasta aproximadamente una hora antes de la inducción de la anestesia (Flecknell, 1987).

4. Anticolinérgicos

Los anticolinérgicos bloquean la estimulación parasimpática al sistema cardiopulmonar y reducen la secreción salival. Se usan en combinación con sedativos y analgésicos como pre-medicación a la anestesia general. Ya no se administran anticolinérgicos de rutina a los animales que se anestésian. Se administran selectivamente, después de un examen pre-anestésico clínico del animal, según las necesidades propias cada animal y según la respuesta anticipada al anestésico y la tendencia a que desarrolle bradicardia o salivación excesiva (Short, 1987).

a) Atropina: es el agente anticolinérgico más utilizado. Sin embargo, su administración de rutina es discutible, debido a la alta incidencia de disritmias cardíacas que se asocian a su uso (contracciones ventriculares prematuras y taquicardia del seno) (Lumb y Jones, 1984; Flecknell, 1987). Se recomienda más para uso en PNH, en cerdos, cobayos y chinchillas, para disminuir las secreciones de las vías respiratorias, pero no se debe administrar en caso de taquicardia importante (Green, 1982).

b) Glycopyrolate: es un anticolinérgico de amonio cuaternario. Aunque su que mecanismo de acción está parecido al de la atropina, sus efectos son más prolongados. El glycopyrolate provoca menos casos de taquicardia del seno que la atropina (Paddleford, 1988). No penetra el SNC por su dificultad en cruzar la barrera sangre-seso. También, no cruza la barrera placentaria, lo que indica que es un agente anticolinérgico periférico específico (Short, 1987).

B. TRANQUILIZANTES Y SEDATIVOS

Los tranquilizantes producen un efecto calmante sin sedación (Green, 1982). No tienen propiedades analgésicas, y aun en altas dosis que ocasionan ataxia y depresión, los animales se despiertan fácilmente. Los tranquilizantes son útiles porque se pueden usar en muchas especies animales, en combinación con otras drogas, para disminuir la dosis del anestésico general y producir una inducción y recuperación más fáciles. Se usan sedativos para producir somnolencia y reducir el miedo y la aprensión (Flecknell, 1987).

El estado psicológico del animal antes de la administración de los tranquilizantes puede afectar significativamente el grado de sedación logrado. Los animales que son feroces, intratables y en estado de excitación, pueden llegar a no ser manejable, a menos de usar dosis muy altas (llevando a un estado de incapacidad física).

a) Fenotiazinas (promazina, acepromazina): producen la sedación y permiten reducir la dosis de los anestésicos generales, pero provocan una leve hipotensión e hipotermia (Lumb y Jones, 1984; Flecknell, 1987).

b) Benzodiazepinas (diazepam, midazolam): producen una sedación variable, según la especie animal (Lumb y Jones, 1984; Flecknell, 1987; Green, 1982). Son buenos relajantes musculares y no tienen efectos secundarios indeseables. El diazepam no puede mezclarse con otros agentes hidrosolubles, mientras que el midazolam es hidrosoluble (Flecknell, 1987).

c) Butirofenonas (azaperona, droperidol): tiene efectos similares como los de las fenotiazinas, pero son más potentes y ocasionan menos hipotensión (Lumb y Jones, 1984; Flecknell, 1987; Green, 1982). Se usa el droperidol en combinación con opiados para provocar una analgesia neuroleptica (Flecknell, 1987).

d) Agonistas alfa-2-adrenérgicos (xylazina, detomidina, medetomidina):

i) Xylazina (Rompun^{md}): es un sedativo y analgésico que actúa como un depresor del SNC e induce la relajación muscular por la inhibición de la transmisión de los impulsos en el SNC. Su uso principal en la anestesia de animales de laboratorio se hace por la combinación con ketaminas para producir una anestesia quirúrgica. Esta combinación se ha usada en perros, gatos, PNH, animales domésticos grandes y con animales silvestres (Olson y McCabe, 1986; Lumb y Jones, 1984). Ocasiona una depresión respiratoria y una bradicardia que puede progresar hacia un atraso o una interrupción de las impulsiones de las contracciones cardíacas (Flecknell, 1987). También aumenta la susceptibilidad del miocardio a las catecolaminas circulantes durante la anestesia con halotan (Short, 1987). Vomito puede ocurrir en perros y gatos, y la acumulación de gas debido a la atonía gastrointestinal puede ser un problema tanto con rumiantes y perros grandes (Lumb y Jones, 1984). La xylazina produce cambios fisiológicos profundos; para poder utilizar este agente con seguridad, hay que conocer bien estos efectos, que generalmente son específicos para cada especie. La yohimbina y la 4-aminopiridina neutralizan la mayor parte de los efectos de la xylazina, sin riesgo de recaída en casi todas las especies (Jernigan, Wilson, Booth *et al.* 1988), con excepción de los PNH (Lynch y Line, 1985).

ii) Detomidina: este producto se vende para uso en caballos, y tiene los mismos efectos cardiovasculares (bradicardia e hipotensión) que la xylazina, pero es más potente y tiene un efecto más prolongado.

iii) Medetomidina: este agente, que está en proceso de evaluación para uso en perros y gatos, tiene los mismos efectos cardiovasculares que la xylazina. Una combinación medetomidina/ ketamina tiene más ventajas en el gato que la combinación xylazina/ketamina, pues se requiere una dosis inferior de ketamina, la duración de acción es mayor y la analgesia mejor (Verstegen, Fargetton, Donnay *et al.* 1990).

C. ANESTÉSICOS GENERALES

1. Anestésicos disociantes

Los anestésicos disociantes producen un estado de inmovilización química y una anestesia caracterizada por la rigidez muscular y por la disociación de la mente frente al ambiente externo. Los ojos quedan abiertos, lo que necesita un ungüento protector. Varios reflejos quedan intactos, incluyendo los reflejos laríngeal y de parpadeo, y la respiración se mantiene normal. A menudo, ocurre un aumento de la frecuencia cardíaca, de la tensión arterial y de la presión intracraneal. Consecuentemente, su uso está contraindicado en casos de cirugías craneales e intra-ocular. Aunque los anestésicos disociantes se usan principalmente para gatos y PNH, también se pueden utilizar para casi todas las otras especies de mamíferos, así como en aves y reptiles (Jones, 1977). Se recomienda su combinación con un tranquilizante en la mayoría de las especies, para incrementar la analgesia y reducir el tono muscular (Flecknell, 1987; Green, 1982).

a) Hidrocloro de ketamina: este es el anestésico más ampliamente usado de este grupo. La profundidad de la anestesia depende de la dosis administrada. Los efectos secundarios incluyen una fuerte salivación, que puede controlarse con atropina (Flecknell, 1987); también hay una tendencia a convulsiones, y una recuperación caracterizada por la excitación, desorientación y alucinaciones, que pueden ser controladas por tranquilizantes y barbitúricos (Lumb y Jones, 1984). En todos los casos, dejando el paciente en un ambiente quieto y oscuro facilitará su recuperación.

b) Tiletamina: parecido a la ketamina, su efecto es más durable y potente; por lo tanto, se debe administrar en dosis reducidas. Se vende usualmente en combinación con el tranquilizante zolazepam (Telazol^{md}), que mejora la relajación muscular,

el efecto de depresión sobre el SNC y la recuperación de la anestesia, y previene las crisis provocadas por la tiletamina. Los gatos pueden tomar de 12 a 36 horas para volver a ser clínicamente "normales" siguiendo la anestesia con tiletamina. La combinación tiletamina/zolazepam ha resultado útil en ratas y en gerbos, pero no en ratones o en hámsteres (Hrapkiewicz, Stein y Smiler, 1989). La tiletamina es nefrotóxica en conejos (Brammer, Doering, Chrisp *et al.* 1991; Doering, Brammer, Chrisp *et al.* 1992).

2. Barbitúricos

Los barbitúricos difieren de los tranquilizantes y de los opiados en el sentido de que un incremento progresivo de la dosis aumenta la depresión, hasta alcanzar un estado de anestesia general. No tienen efectos analgésicos; su uso primario es la inducción y/o el mantenimiento de la anestesia general. Los barbitúricos son potentes depresivos respiratorios y tienen efectos variables sobre el sistema cardiovascular. Cuando administrados en dosis medias, pueden ocurrir estados de agitación (Green, 1982).

Los barbitúricos se agrupan según su duración de acción, o sea de larga duración (p. ej., fenobarbital), de corta o media duración (p. ej., pentobarbital) y de duración ultra-corta (p. ej., tiopental, tiamilal, metohexital) (McLaughlin, 1988). Los agentes de corta y de ultra-corta duración se usan generalmente para la anestesia. La duración de la anestesia varía mucho con las especies animales. Sin embargo, en general, los barbitúricos de duración media producen una anestesia de aproximadamente 2-3 horas, y los barbitúricos de duración ultra-corta, de 10 a 20 minutos (McLaughlin, 1988).

Hay variaciones extremas en la dosis/respuesta y la duración del efecto de barbitúricos dentro y entre especies (Olson, 1986a; Green, 1982; McLaughlin, 1988). A continuación siguen ejemplos de las variaciones observadas con un anestésico de duración media, el pentobarbital:

- i) el período de sueño en los gatos está considerablemente prolongado (McLaughlin, 1988);
- ii) los ratones toman casi el doble del tiempo para recuperar de la anestesia sobre una cama de madera dura que sobre una cama de madera blanda, y los ratones machos duermen más tiempo que las hembras (McLaughlin, 1988);
- iii) el período de anestesia producida en ganado y caballos adultos es relativamente corta; sin embargo, el período de recuperación es largo y difícil (Lumb y Jones, 1984).

Cuando sea posible, los barbitúricos deberían ser administrados por vía intravenosa, lentamente, hasta llegar al efecto deseado. Las otras vías de administración son mucho menos satisfactorias, ya que es más difícil evaluar la dosis adecuada y que los efectos anestésicos son menos predecibles. Todos los barbitúricos pueden ocasionar necrosis de la piel si están accidentalmente inyectados perivascularmente (McLaughlin, 1988).

Aunque los barbitúricos están ampliamente utilizados, generalmente no son una buena elección para la anestesia general, debido a su efecto analgésico débil, a sus efectos cardiovasculares profundos, a su alta mortalidad y a numerosos factores externos que pueden afectar la dosis/respuesta y el tiempo de sueño. Se puede obtener una anestesia adecuada por la combinación de un barbitúrico con un tranquilizante, un sedativo o un opiado (Olson, 1986a; Lumb y Jones, 1984; McLaughlin, 1988).

3. Cloralose

La cloralose puede usarse para **experimentaciones sin supervivencia**, que requieren una anestesia prolongada y una **interferencia quirúrgica mínima** (Flecknell, 1987; Holzgrefe, Everitt y Wright, 1987). Existe un desacuerdo a saber si la cloralose es un verdadero anestésico o un hipnótico con poca acción analgésica. Se usa principalmente para estudios fisiológico, para conservar los reflejos vagales y centrales, o para preservar las funciones miocárdicas en estudios cardiovasculares agudos. Aunque se considera generalmente que la cloralose no tiene aplicaciones en experimentos con supervivencia o en medicina veterinaria clínica (Lumb y Jones, 1984), un estudio reciente demostró que el uso repetido de la cloralose sobre largos períodos de tiempo en cachorros no provocaba señales de toxicidad (Grad, Witten, Quan *et al.* 1988).

4. Uretan (Urethan, Carbamate de etilo)

El uretan produce largos períodos de anestesia, tiene un amplio margen de seguridad y poco efecto sobre la respiración y la

presión arterial. Produce una analgesia suficiente para permitir manipulaciones quirúrgicas (Flecknell, 1987). **Sin embargo, esta droga se debe manejar con extremo cuidado, ya que se considera como citotóxica, carcinógena e inmunosupresiva.** También ocasiona cambios profundos en la función gastrointestinal y estimula al hipotálamo y a la pituitaria (Olson, 1985). **No se debe permitir a un animal recuperar de una anestesia al uretan.**

5. Saffan^{md}

El Saffan^{md} es una combinación de dos esteroides, el alfaxalone y el alfadolone, disueltos en un surfactante (vehículo), el Cremafor EL, para hacerlo soluble. Se administra por vía intravenosa o intramuscular, aunque los resultados obtenidos empleando esta última vía sean más imprevisibles. La relajación muscular es buena, y la recuperación es rápida. Se metaboliza rápidamente y es un excelente agente para el mantenimiento de una anestesia de larga duración (Flecknell, 1987). El Saffan^{md} se ha usado para gatos, cerdos, animales domésticos grandes, pequeños PNH, roedores, pájaros y animales exóticos (Lumb y Jones, 1984; Flecknell, 1987; Green, 1982). No se recomienda en el perro, debido a la liberación masiva de histaminas ocasionada por su vehículo, el Cremaphor EL (Flecknell, 1987). El Saffan^{md} no debe usarse con barbitúricos (Flecknell, 1987).

6. Tribomoetanol (Avertin)

El uso de Avertin está controvertido a causa de la amplia variación de resultados obtenidos en los diferentes laboratorios. Aunque no está más disponible en Canadá, se puede obtener bajo una formulación diferente. Vendido como un polvo, debe disolverse en hidrato de amilene, y luego diluido con agua destilada a 40°C inmediatamente antes del uso. Hay que tener mucho cuidado para usar solamente soluciones frescas, ya que se descompone muy rápidamente con la luz o con temperaturas arriba de 40°C, produciendo subproductos muy irritantes para los tejidos. En roedores, se da intraperitonealmente (Green, 1982), resultando en una buena relajación muscular y en una depresión respiratoria y cardiovascular moderadas (Flecknell, 1987; Green, 1982). Sin embargo, la mortalidad pos-operatoria es alta, debido a adhesiones peritoneales. Aún cuando se usa una solución recién preparada, muchas veces la mortalidad es alta después de la administración de un segundo anestésico en una fecha ulterior (Green, 1982; Norris y Turner, 1983).

7. Antagonistas anestésicos no-específicos inyectables

Varios agentes tienen la capacidad de neutralizar muchos de los efectos de los anestésicos no-opiados inyectables, mediante sus propiedades antagonistas específicas.

a) Yohimbina: este agente bloquea los receptores alfa-2-suprarrenales y antagoniza parcialmente los barbitúricos, la xylazina, la ketamina, las benzodiazepinas y las fenotiazinas (Fowler, 1986; Lumb y Jones, 1984).

b) 4-aminopiridina (4-AP): antagoniza parcialmente la xylazina, la ketamina y los barbitúricos. La yohimbina y el 4-AP son frecuentemente combinados para neutralizar más eficientemente (Lumb y Jones, 1984).

c) Doxapram: es un estimulante respiratorio y no un agente neutralizante *per se*. Sin embargo, se ha usado para neutralizar parcialmente la depresión respiratoria producida por la anestesia con barbitúricos en perros (Hatch, Jernigan, Wilson *et al.* 1986).

8. Anestésicos por inhalación

Los anestésicos por inhalación tienen la ventaja de requerir una desintoxicación mínimo por el organismo, ya que están expirados por los pulmones, y que el nivel de anestesia puede ser fácilmente y rápidamente controlado. Sin embargo, su uso requiere un equipo especializado para su administración, y un control constante del paciente (Stimpfel y Gershey, 1991). Algunos de estos anestésicos son explosivos o inflamables, o irritantes para los tejidos. La exposición crónica a algunos de estos anestésicos es peligrosa para la salud del personal de las salas de cirugía (Lumb y Jones, 1984).

La velocidad de inducción de la anestesia y la recuperación dependen de la solubilidad del anestésico en la sangre. Anestésicos altamente solubles (metoxiflurano) alcanzan lentamente el equilibrio en la sangre; por lo tanto, la inducción de la anestesia y la recuperación se prolongan. Los anestésicos insolubles (halotan) alcanzan rápidamente el equilibrio, facilitando el control de la

profundidad de la anestesia, pero también incrementando los riesgos de una rápida sobredosis (Flecknell, 1987).

El uso de la anestesia de inhalación requiere el equipo siguiente:

- i) un vaporizador para anestésicos volátiles;
- ii) una fuente de un gas vector (generalmente oxígeno o aire);
- iii) un sistema respirador con el cual se respira la mezcla anestésica;
- iv) una máscara o un tubo endotraqueal conectado al sistema respirador (Sedgwick y Jahn, 1980; Gilroy, 1981). Las excepciones serán discutidas luego. Varios sistemas sencillos para uso en pequeños animales de laboratorio fueron diseñados y publicados en la literatura especializada (Dudley, Soma, Barnes *et al.* 1975; Skartvedt y Lyon, 1972; Rich, Grimm, Wong *et al.* 1990; Olson, 1986b; Levy, Zwies y Duffy, 1980; Mulder y Hauser, 1984).

Se deben tomar precauciones, como un sistema de evacuación de gases, para evitar la exposición innecesaria del personal a gases anestésicos volátiles (Muir y Hubbell, 1989). Varias publicaciones informan sobre los riesgos para las personas expuestas por períodos largos y repetitivos a bajas concentraciones de halotan (toxicidad hepatocelular) de metoxiflurano (toxicidad renal), de protóxido de nitrógeno (enfermedad neurológica y anemia perniciosa) y a la ingestión crónica de cloroformo (tumores renales y hepáticas en roedores) (Rettig, 1987; Stimpfel y Gershey, 1991). Los gases de espiración deben ser evacuados al exterior o adsorbidos en carbón activado (Mitchell, 1976).

a) Agentes volátiles con base de éter

i) **Éter dietílico:** es un agente altamente volátil, de potencia relativamente baja y con una amplia margen de seguridad. El éter produce una buena analgesia y relajación muscular, pero es muy irritante para las mucosas. Como sus vapores son altamente explosivos, se debe tener un cuidado extremo en su uso y almacenaje. **Debido al riesgo de explosión, no se recomienda el uso del éter, ya que excelentes alternativas son ahora disponibles** (Flecknell, 1987; Stimpfel y Gershey, 1991).

ii) **Metoxifluran (Metofan):** es un anestésico con base de éter, altamente soluble y muy potente. A causa de su baja volatilidad, puede usarse sin riesgo para la inducción con cámaras anestésicas, y para el mantenimiento de la anestesia con un cono nasal. El metoxifluran produce cierta depresión respiratoria y cardiovascular, pero menos que el halotan a profundidades comparables de anestesia. También ocurre una sensibilización miocárdica, pero no tan severa como con halotan. La analgesia y relajación muscular son buenas, y no es irritante ni el explosivo en concentraciones anestésicas. En los animales, la anestesia con el metoxifluran por menos de una hora no está generalmente asociada con la toxicidad hepatorenal, especialmente si se evitan los períodos de hipoxia y/o de hipercapnia (Stimpfel y Gershey, 1991).

iii) **Enfluran:** provoca una inducción y una recuperación rápida de la anestesia. Provee niveles moderados de analgesia y de relajación muscular, la cual disminuye con el incremento de concentración del anestésico. El enfluran produce una depresión profunda de las funciones respiratorias y miocárdicas (Short, 1987). Se elimina en su mayor parte por medio de los pulmones. Al contrario del halotan, esta droga está muy poca metabolizada por el hígado, lo que puede ofrecer algunas ventajas experimentales; de otra manera, hay poca diferencia entre el enfluran y el halotan desde el punto de vista de la eficacia (Flecknell, 1987). El enfluran es caro y requiere un vaporizador especial.

iv) **Isofluran:** es menos potente que el halotan o el metoxyiluran. Es relativamente insoluble, lo que permite una inducción y una recuperación rápidas. Puede usarse en los vaporizadores del halotan, siempre cuando hayan sido recalibrados. Produce una depresión respiratoria ligeramente más importante que el halotan, pero una depresión cardiovascular ligeramente más leve (Flecknell, 1987). Hay muy poca sensibilización del miocardio a las catecolaminas. De hecho, el isofluran tiene el mayor margen de seguridad para el sistema cardiovascular de todos los anestésicos por inhalación. El isofluran produce una mejor la relajación muscular que el halotan, pero tiene propiedades analgésicas más pobres. El isofluran experimenta menos transformaciones biológicas que el enfluran y se elimina casi completamente en la espiración (Flecknell, 1987). Este anestésico tiene un olor agrio que puede causar que el animal retenga su respiración durante la inducción. No tiene toxicidades conocidas, pero es caro (Raper, Barker, Burwen *et al.* 1987).

b) Hidrocarburos halogenados

i) **Halotan:** es un hidrocarburo halogenado altamente potente y volátil. Se debe usar únicamente con un vaporizador de precisión finamente calibrado. Dependiendo de la dosis, produce hipotensión y depresión del sistema cardiopulmonar (Flecknell, 1987). Ocasiona una depresión directa del miocardio y una sensibilización a las catecolaminas circulantes. El halotan produce una analgesia razonable y una relajación muscular adecuada. Los vapores son ni explosivos ni irritantes, pero pueden ser hepatotóxicos para el hombre (Lumb y Jones, 1984).

c) Otros Agentes

i) **Protóxido de nitrógeno:** es muy poco eficiente como anestésico. En casi todas las especies animales, no permite inducir un estado de anestesia general ni de inconsciencia (Flecknell, 1987; Mahmoudi, Cole y Shapiro, 1989). Como tiene efectos mínimos sobre el sistema cardiopulmonar, puede usarse para reducir la concentración requerida de otros agentes, reduciendo así el grado de depresión a una profundidad particular de la anestesia (Flecknell, 1987). Tiene algunas propiedades analgésicas en los animales; sin embargo, su potencia es menos de la mitad que en los humanos (Short, 1987). Inmediatamente siguiendo la administración del protóxido de nitrógeno, se debe administrar al animal oxígeno puro para impedir la hipoxia causada por la difusión rápida del gas en el organismo (Flecknell, 1987; Short, 1987). **Porque presenta numerosos peligros ocupacionales, el protóxido de nitrógeno debe ser eliminado.** Si se requiere un gas transportador, el oxígeno puro es eficiente, no tóxico y es vital (Stimpfel y Gershey, 1991).

D. RELAJANTES MUSCULARES

1. Gliceril de guayacol

El gliceril de guayacol (guaifenesin) es un relajante muscular que actúa sobre el SNC, bloqueando las neuronas intercalarias de la medula espinal. Como la droga tiene poco efecto sobre el diafragma, produce una relajación muscular sin parálisis respiratoria. Se produce un estado de sedación y de hipnosis; sin embargo, hay desacuerdos sobre el grado de analgesia que produce. La guaifenesin es más frecuentemente usada como parte de la técnica de inducción con animales domésticos grandes. Es útil en combinación con tiobarbitúricos para cirugías cortas y para intubación previa a la administración de un anestésico por inhalación (Lumb y Jones, 1984). La guaifenesin también ha sido agregada a la ketamina y a la xilazina para producir una anestesia efectiva en jacas, perros y cerdos, con depresión cardiovascular y respiratoria mínimas. Esta misma combinación también ha sido usada en infusión continua para la anestesia prolongada en gatos (Brown, McCarthy y Bennett, 1991).

2. Agentes bloqueadores neuromusculares

La succinilcolina (un agente depolarizante), el curare, el pancuronio, la gallamina, el atacurio y el vecuronio (agentes no-depolarizantes) son agentes bloqueadores neuromusculares que actúan periféricamente a los empalmes neuromusculares. Las anticolinesterasas tales como la neostigmina, la piridostigmina y el edrofonio son antagonistas a los agentes no-depolarizantes, pero son ineficaces contra los agentes depolarizantes (Lumb y Jones, 1984). Los agentes bloqueadores neuromusculares se usan como complementos a los anestésicos generales cuando se requiere una relajación muscular profunda.

Como estos agentes producen solamente una parálisis motor, y que no tienen efectos de sedación o de analgesia, se prohíbe su uso en animales conscientes (vease también *Principios éticos de la investigación con animales*).

El uso de agentes bloqueadores neuromusculares anulan algunas de las señales usadas para evaluar de la profundidad de la anestesia. Las funciones del sistema nervioso autónomo permanecen intactas con los agentes más recientes (atacurio, vecuronio). Por lo tanto, un aumento del ritmo cardíaco y de la presión arterial pueden indicar la percepción de dolor. Como los músculos respiratorios están paralizados, se debe utilizar un respirador artificial. Si un agente bloqueador neuromuscular es un componente de un protocolo anestésico, es sumamente importante que tenga a su disposición el equipo apropiado así como a personal experimentado con el uso de estos agentes.

E. ANESTÉSICOS LOCALES Y REGIONALES

Los anestésicos locales, tal como la lidocaína, la procaína, la bupivacaína y la tetracaína, pueden usarse para bloquear el inervación de una región limitada para el desempeño de procedimientos menores o rápidos. La anestesia local es también frecuentemente utilizada como complemento a varios agentes sedativos e hipnóticos durante procedimientos prolongados e invasivos, tal como una Cesarea. Los agentes anestésicos locales pueden usarse para la infiltración regional de un sitio quirúrgico, por el bloqueo de un campo, el bloqueo nervioso y anestias epidurales y medulares (Green, 1982; Elmore, 1981; Kero, Thomasson y Soppi, 1981; Gray y McDonell, 1986). Para estos tres últimos procedimientos, hay que buscar la asistencia de un médico veterinaria (Lumb y Jones, 1984; Gray y McDonell, 1986). Una combinación de lignocaína/prilocaina también se ha utilizado sobre la piel, para tomar sangre sin dolor en algunos animales de laboratorio (Flecknell, Liles y Williamson, 1990).

F. HIPNOSIS ANIMAL (inmovilidad tónica)

Un estado de inmovilidad tónica o de hipnosis puede fácilmente inducirse en una variedad de animales incluyendo conejos, pájaros, reptiles y roedores pequeños (Prestrude y Crawford, 1970; Danneman, White, Marshall *et al.* 1988). La hipnosis se caracteriza por una carencia de movimiento espontáneo o de respuestas a estímulos externos durante varios minutos; se manifiesta también en condiciones estresantes o de miedo. Hay evidencia que los animales permanecen conscientes de su medio y se puede interrumpir la hipnosis por leves estímulos auditivos y táctiles. Está generalmente inducida poniendo al animal boca arriba y extendiendo suavemente el pescuezo y los miembros posteriores para ejercer una tracción sobre la columna. Trabajos recientes indican que un cierto grado de analgesia se produce con la hipnosis, pero la susceptibilidad individual a la hipnosis varía mucho de un animal al otro. En consecuencias, **la hipnosis no está recomendada como una alternativa a los analgésicos apropiados cuando se desempeñan procedimientos dolorosos** (Danneman, White, Marshall *et al.* 1988).

G. CONSIDERACIONES POR ESPECIES

a) Perros

Anestesia general: administración de un sedativo, seguida por la inducción intravenosa con un barbitúrico de duración ultracorta, intubación y mantenimiento con un anestésico por inhalación. Como alternativa, se pueden usar barbitúricos de mediana o de larga duración, pero son analgésicos poco eficientes y pueden resultar en una depresión respiratoria y cardiovascular profundas (Flecknell, 1987; Green, 1982). Se pueden ejecutar cirugías menores con analgésicos neurolepticos, combinados con xylazina o con diazepam (Green, 1982).

b) Gatos

Anestesia general: administración de un sedativo, inducción intravenosa, intubación y mantenimiento de la anestesia con un anestésico por inhalación (Green, 1982). Se debe vaporizar la laringe con un anestésico local tal como la lidocaína 2% (sin epinefrina) antes de la intubación (Flecknell, 1987). La utilización de una máscara a inducción con un anestésico por inhalación también está bien tolerada si el gato recibió previamente un sedativo y está manejado expertamente. La ketamina y combinaciones de ketamina son muy útiles para la inmovilización y para cirugías menores (Flecknell, 1987; Ingwersen, Allen, Dyson *et al.* 1988). El Saffan^{md} o la xylazina también producen una sedación y una anestesia eficientes para cirugías menores (Flecknell, 1987; Green, 1982).

c) Hurones

La administración de drogas intravenosas puede ser difícil en el hurón despierto; por lo tanto, hay que usar otras vías de administración. La inyección intramuscular de ketamina o de combinaciones de ketaminas son útiles (Muir y Hubbell, 1989; Moreland y Glaser, 1985), así como la inyección de la combinación fentanil/droperidol y del Saffan^{md} intravenosa (Flecknell, 1987; Green, 1982). Una cámara especial para inducción se usa generalmente para la anestesia por inhalación; el mantenimiento de la anestesia se hace luego con una máscara o por intubación (Poole, 1987; Moody, Bowman y Lang, 1985).

d) Conejos

Combinaciones de analgésicos neurolépticos y de ketamina con la xylazina, con la acepromazina o la azaperona, han sido usadas exitosamente (Muir y Hubbell, 1989; Olson, 1986a; Flecknell, 1987; Lipman, Marini y Erdman, 1990). La ketamina sola no produce una analgesia o una anestesia adecuadas (Lumb y Jones, 1984; Flecknell, 1987). El Saffan^{md} produce un grado de analgesia generalmente bajo. En dosis suficientemente altas para producir una anestesia quirúrgica mediana o profunda, se puede observar apnea súbita seguida por un paro cardíaco (Flecknell, 1987). Se informa que una técnica de infusión intravenosa continua de ketamina y de xylazina ha mantenido en estado de anestesia leve durante períodos de hasta 4 horas, pero con una hipoxemia e hipotensión importantes (Wyatt, Scott y Richardson, 1989). Los conejos toleran bien los anestésicos por inhalación y la inducción con máscara (Peeters, Gil, Teske *et al.* 1988). Con conejos, la intubación endotraqueal es relativamente difícil por razones anatómicas. Los barbitúricos solos no son recomendados en conejos, porque la dosis requerida que produzca anestesia quirúrgica es muy cerca de la dosis mortal. Paros respiratorios ocurren frecuentemente antes de la iniciación de la anestesia quirúrgica. Se pueden usar los barbitúricos, si están combinados con un sedativo o un tranquilizante (Olson, 1986a; Peeters, Gil, Teske *et al.* 1988). Cuando se usa atropina, se tiene que usar en dosis altas para neutralizar la acción de la atropinase sérica (Muir y Hubbell, 1989).

e) Pequeños roedores de laboratorio (ratas, ratones, cobayos, gerbos, hámsteres y roedores silvestres)

No hay que quitarles los alimentos y el agua antes de la anestesia, ya que los roedores normalmente no vomitan (Flecknell, 1987). Los agentes anestésicos utilizados incluyen los barbitúricos, la ketamina, y las combinaciones con ketaminas (Muir y Hubbell, 1989; Flecknell, 1987; Wixson, 1987a, 1987b), los analgésicos neurolépticos (Muir y Hubbell, 1989; Green, 1982; Parkes, 1987; Olson, 1986a), la combinación tiletamina/zolazepam (Muir y Hubbell, 1989) y Saffan^{md} (Green, 1982). La ketamina utilizada sola produce una depresión respiratoria importante, si está administrada en dosis suficientemente altas para una anestesia quirúrgica en roedores pequeños (Flecknell, 1987). La inyección intramuscular de ketamina/xylazina ocasiona necrosis muscular en el hámster Sirio; entonces no se recomienda en esta especie (Gaertner, Boschert y Schoeb, 1987). El mismo problema se ha notado con la combinación fentanil/droperidol en el cobayo (Holmes, 1984). Las combinaciones de ketamina y de pentobarbital no son buenos anestésicos en el gerbo, pero las combinaciones fentanil/metomidate (Flecknell, John, Mitchell *et al.* 1983) y tiletamine/zolazepam han sido comprobadas como efectivas (Hrapkiewicz, Stein y Smiler, 1989). Los barbitúricos son todavía de uso común, pero son analgésicos muy pobres, y causan frecuentemente una mortalidad alta, especialmente cuando están dados por vía intraperitoneal o cuando las soluciones comerciales no diluidas están administradas por vía intravenosa (la dilución se recomienda). Cuando combinados con un sedativo, un tranquilizante o un opiado, la anestesia resulta adecuada (Olson, 1986a).

Para la inducción de la anestesia con un anestésico por inhalación, se debe utilizar una cámara de inducción. La anestesia puede mantenerse con una máscara facial. La intubación endotraqueal es difícil en roedores pequeños y requiere laringoscopios especialmente diseñados (Flecknell, 1987).

La administración segura de la anestesia general en el cobayo es notoriamente difícil, ya que este animal frecuentemente mantiene su reflejo pedal y hace movimientos de contorsión, aunque esté profundamente anestesiado (Holmes, 1984). Su respuesta a muchos anestésicos inyectables es muy variable. Se pueden observar algunas complicaciones pos-anestésicas tales como infecciones respiratorias, perturbaciones digestivas, y una depresión generalizadas (Flecknell, 1987). La anestesia medular ofrece una alternativa adecuada (Green, 1982).

Procedimientos muy breves (p. ej., la toma de sangre orbital) se pueden hacer sobre roedores utilizando una mezcla igual de oxígeno y de dióxido de carbón, si se quita el animal de la cámara de gas tan pronto como el reflejo pedal haya desaparecido (Green, 1982; Fenwick y Blackshaw, 1989).

La hipotermia puede usarse para anestesiarse a ratones y a ratas recién nacidos (de uno a dos días de edad). Se requiere colocar por 20-30 minutos a los animales adentro de una mezcla de agua y de hielo derritiendo (Green, 1982).

f) Primates no humanos

La ketamina y sus combinaciones son las más frecuentemente utilizadas para la inmovilización, particularmente donde se desea

una recuperación rápida. Los analgésicos neurolépticos también han sido utilizados, y el Saffan^{md} es muy útil en especies pequeñas tal como el tití común. Se puede intubar a los PNH y la anestesia por inhalación se puede administrar utilizando técnicas parecidas a las que se usan para el humano (Flecknell, 1987; Sainsbury, Eaton y Cooper, 1989).

g) Caballos

Los períodos de inducción anestésica y de recuperación en el caballo se pueden asociar con la excitación. Debido al tamaño y a la fuerza de este animal, se requieren instalaciones especiales. Se debe buscar la asistencia de un médico veterinario. La xylazina y la acepromazina se usan más generalmente como pre-anestésicos, seguidos por un agente de inducción (tiamilal de sodio, guaifenesina, etc.) y de una anestesia por inhalación (Muir y Hubbell, 1989; Green, 1982).

h) Rumiantes

Muchos procedimientos quirúrgicos pueden desempeñarse bajo anestesia local o regional (Muir y Hubbell, 1989; Green, 1982; Gray y McDonell, 1986). Los problemas principales causados por la sedación y la anestesia general son la regurgitación, la hipoventilación y el timpanismo. El uso de la atropina en rumiantes es discutible, ya que induce el timpanismo y aumenta la viscosidad de la saliva, mientras que no disminuye la cantidad. Se logra poner a los rumiantes en decúbito, dándoles una dosis de xylazina diez veces menor que en el caballo. Es probablemente mejor administrar la xylazina por vía intravenosa lenta en ovejas y cabras, ya que la administración intramuscular produce resultados imprevisibles. Se debe notar que algunas cabras aparecen particularmente sensibles a la xylazina (Hall y Clarke, 1991). El timpanismo es frecuentemente un problema que sigue la administración de xylazina, y el aborto puede inducirse en el último trimestre (Muir y Hubbell, 1989). La combinación xylazina/ketamina con o sin guaifenesina puede utilizarse para cirugías más cortas (Coulson, Januszkiewicz, Dodd *et al.* 1989). Para ovejas, se recomienda inyectar el Saffan^{md} y la combinación ketamina/diazepam (Flecknell, 1987).

Aunque el tiopental es útil para la inducción de la anestesia, el pentobarbital no se recomienda, especialmente en cabras, debido a la depresión respiratoria. Los animales menos de tres meses de edad metabolizan muy mal los barbitúricos (Muir y Hubbell, 1989).

La inducción con una máscara de un anestésico por inhalación tal como el halotan o el isofluran es particularmente útil con las especies menores. Hay que siempre intubar a las ovejas para prevenir la aspiración de alimentos si la regurgitación ocurre. La intubación se realiza con el uso de un laringoscopio en rumiantes pequeños y por la palpación directa de la laringe en los rumiantes grande. La vaporización de lidocaína sobre las cuerdas vocales de las ovejas antes de la intubación previene los espasmos de la laringe (Flecknell, 1987).

i) Cerdos

Los cerdos deberían ayunar 12 horas antes de la cirugía para prevenir el vomito, pero pueden tomar agua hasta que se les administre un pre-anestésico (Muir y Hubbell, 1989). Aunque la depresión respiratoria es una secuela frecuente de la anestesia general en cerdos, se recomienda el uso de drogas neutralizantes tales como la xylazina o los opiados (Green, 1982; Muir y Hubbell, 1989). La anestesia epidural también es de uso común (Muir y Hubbell, 1989). La ketamina combinada con la xylazina, el diazepam, la acepromazina o el fentanil/droperidol, produce buenos resultados como anestésico general (Muir y Hubbell, 1989; Green, 1982; Swindle, 1985), así como otros anestésicos inyectables como el Saffan^{md} (Flecknell, 1987) y la combinación tiletamina/zolazepam (Muir y Hubbell, 1989; Bauck, 1984; Cantor, Brunson y Reibold, 1981). Los barbitúricos se usan generalmente solamente combinados con un sedativo (Muir y Hubbell, 1989). La azaperona provoca una sedación, pero ninguna analgesia (Flecknell, 1987).

Los anestésicos por inhalación se toleran bien y se puede hacer fácilmente la inducción en cerdos pequeños con una máscara (Becker, 1986). La intubación de la tráquea es difícil por razones anatómicas (Lumb y Jones, 1984; Flecknell, 1987; Green, 1982), y se debe vaporizar lidocaína sobre las cuerdas vocales para prevenir espasmos de la laringe (Green, 1982).

En los cerdos, como consecuencia a la anestesia por inhalación (especialmente el halotan), se han observado hipertermia maligna, una depolarización de los relajantes musculares, y estrés. Una predisposición a la hipotermia probablemente hereditaria (Basrur, Bouvet y McDonell, 1988), y es más común en el Landrace y Poland China. El dantrolen es una terapia efectiva para la

hipertermia maligna (Muir y Hubbell, 1989).

j) Aves

La hipotermia es un problema frecuente en anestesia general, especialmente para pájaros pequeños. Los pájaros pequeños también tienen una tendencia al choque cuando están manipulados, y sus vasos pequeños y friables complican las inyecciones intravenosas (Green, 1982). La ketamina es un pre-anestésico eficiente y las combinaciones ketamina/xylazina (Muir y Hubbell, 1989) o ketamina/diazepam (Fowler, 1986) son dos anestésicos inyectables de los más seguros. La combinación tiletamina/zolazepam es una alternativa a la ketamina/xylazina (Muir y Hubbell, 1989; Green, 1982). El diazepam combinado al chloropent (hidrato de cloral, pentobarbital de sodio, sulfato de magnesio), produce una anestesia quirúrgica de 60-90 minutos en las aves domésticas (Christensen, Fosse, Halverson *et al.* 1987). El Saffan^{md} ha sido usado en una variedad de especies aviares (Lumb y Jones, 1984). Sin embargo, se debería administrar únicamente por vía intravenosa, y mismo así, se debe utilizar con mucho cuidado debido a la arritmia cardíaca que la acompaña (Green, 1982; Short, 1987).

La anestesia por inhalación con máscara es bastante segura y eficiente. Sin embargo, a causa de la eficiencia del sistema respiratorio de las aves, cambios en la profundidad de la anestesia tienden a ocurrir muy rápidamente, especialmente en pájaros pequeños (Muir y Hubbell, 1989; Lumb y Jones, 1984; Green, 1982). La recuperación se complica debido a la acumulación del anestésico en las células aéreas (Fowler, 1986; Ludders, Mitchell y Schaefer, 1988). Los anestésicos por inhalación no pueden usarse para procedimientos torácicos, porque el gas escapa a través de las células aéreas abiertas (Christensen, Fosse, Halverson *et al.* 1987), y una ventilación de presión positiva es necesaria para procedimientos abdominales, debido a un diafragma incompleto. La inmovilización debe permitir los movimientos del esternón para la respiración. El isofluran es el anestésico por inhalación más seguro, seguido por el halotan (Muir y Hubbell, 1989).

k) Animales de sangre fría

Los anestésicos generalmente utilizados incluyen la combinación tiletamina/zolazepam, la ketamina, el Saffan^{md}, el metanosulfonato de tricaina (MS-222) y los anestésicos por inhalación. Las dosis varían ampliamente entre especies. La absorción y la excreción de anestésicos inyectables son directamente relacionados a la temperatura ambiental.

Los peces tienen que ayunar 24-48 horas para prevenir los vómitos (Green, 1982). Están generalmente anestesiados por inmersión o mediante de un sistema de recirculación que pasa una solución anestésica a través de las agallas. Se recomiendan el metanosulfonato de tricaina (MS-222) (Brown, 1987) y la benzocaína (Green, 1982), aunque el que numerosos anestésicos también se pueden utilizar, incluyendo el gas carbónico, el éter, el hidrato cloral, el halotan y el Saffan^{md} (Muir y Hubbell, 1989; Lumb y Jones, 1984; Green, 1982). La benzocaína es tan efectiva como el MS-222, igualmente segura para el personal y mucha menos cara (Green, 1982). La exposición de la benzocaína a la luz solar directa ocasiona una ruptura del agente y libera un cloro altamente tóxico (Poole, 1987).

Los reptiles y los anfibios pueden anestesiarse eficientemente con anestésicos locales, por inmersión en una solución que contiene un agente anestésico, con anestésicos inyectables o por inhalación (Muir y Hubbell, 1989). La hipotermia debería utilizarse únicamente para la inmovilización en procedimientos no-dolorosos, porque no se puede saber si la analgesia fue inducida o no. Daños secundarios de tejidos también pueden resultar de esta práctica. La hipotermia no es un anestésico apropiado para cirugías mayores (Muir y Hubbell, 1989). Los anfibios pueden ser anestesiados por inmersión en el MS-222, que provee una excelente analgesia y relajación muscular (Muir y Hubbell, 1989; Green, 1982). Los anestésicos inyectables preferidos para reptiles incluyen la ketamina y la combinación tiletamina/zolazepam, aunque que el Saffan^{md} y la etorfina también han sido utilizados exitosamente (Muir y Hubbell, 1989; Fowler, 1986).

La anestesia por inhalación se induce mojando una pelota de algodón con un anestésico volátil que se coloca con el animal en una caja o una bolsa, o usando una cámara de inducción o una máscara facial (Muir y Hubbell, 1989). Se prefieren el halotan, el isofluran y el metoxifluran al éter (Muir y Hubbell, 1989). Los reptiles son relativamente fáciles de intubar, porque su laringe se visualiza fácilmente. Su ritmo respiratorio lento y su habilidad a retener su respiración constituyen factores de complicación (Muir y Hubbell, 1989). Los anestésicos por inhalación no son recomendados para tortugas (Green, 1982).

Johnson (1992) considera que se debe conocer la estructura del sistema respiratorio de los reptiles para poder administrar

anestésicos a anfibios y reptiles. Los movimientos respiratorios son diferentes en serpientes, que tienen un pulmón, con los cocodrilos que tienen diafragmas, y con lagartos que tienen cavidades pleuroperitoneales. Johnson sugiere que, como sus movimientos respiratorios pueden ser débiles, uno puede tener que ayudar la respiración si se usa un anestésico volátil, porque estos animales tienen un sistema deficiente de expiración. También nota que, si la anestesia es de larga duración, los anfibios deben guardarse húmedos. Como son todos poikilotermos, el hecho de guardarlos a una temperatura ideal tendrá un efecto sobre la absorción y la excreción del anestésico.

I) Invertebrados

Volk (1986) discute de los métodos para evaluar la profundidad de la anestesia en diversos invertebrados y da una lista completa de los anestésicos.

H. REFERENCIAS

1. BASRUR, P.K., BOUVET, A. and MCDONELL, W.N. Open canalicular system of platelets in porcine stress syndrome. *Can. J. Vet. Res.* 1988; 52: 380-385.
2. BAUCK, S.W. An evaluation of a combination of injectable anesthetic agents for use in pigs. *Can. Vet. J.* 1984; 25: 162-165.
3. BECKER, M. Anesthesia in Gottingen miniature swine used for experimental surgery. *Lab. Anim. Sci.* 1986; 36: 417-419.
4. BRAMMER, D.W., DOERNING, B.J., CHRISP, C.E. and RUSH, H.E. Anesthetic and nephrotoxic effects of Telazol in New Zealand white rabbits. *Lab. Anim. Sci.* 1991; 41: 432-435.
5. BROWN, L.A. Recirculation anaesthesia for laboratory fish. *Lab. Anim.* 1987; 21: 210-215.
6. BROWN, M.J., MCCARTHY, T.J. and BENNETT, B.T. Long-term anesthesia using a continuous infusion of guaifenesin, ketamine and xylazine in cats. *Lab. Anim. Sci.* 1991; 41: 46-50.
7. CANTOR, G.H., BRUNSON, D.B. and REIBOLD, T.W. A comparison of four short-acting anesthetic combinations for swine. *VM SAC* 1981; 76: 715-720.
8. CHRISTENSEN, J., FOSSE, R.T., HALVERSEN, O.J. and MORILD, I. Comparison of various anesthetic regimens in the domestic fowl. *Am. J. Vet. Res.* 1987; 48: 1649-1657.
9. COULSON, N.M., JANUSZKIEWICZ, A.J., DODD, K.T. and RIPPLE, G.R. The cardiorespiratory effects of diazepam-ketamine and xylazine-ketamine anesthetic combination in sheep. *Lab. Anim. Sci.* 1989; 39: 591-597.
10. DANNEMAN, P.J., WHITE, W.J., MARSHALL, W.K. and LANG, C.M. An evaluation of analgesia associated with the immobility response in laboratory rabbits. *Lab. Anim. Sci.* 1988; 38: 51-57.
11. DOERNING, B.J., BRAMMER, D.W., CHRISP, C.E. and RUSH, H.E. Nephrotoxicity of tiletamine in New Zealand white rabbits. *Lab. Anim. Sci.* 1992; 42: 267-269.
12. DUDLEY, W.R., SOMA, L.R., BARNES, C., SMITH, T.C. and MARSHALL, B.E. An apparatus for anesthetizing small laboratory animals. *Lab. Anim. Sci.* 1975; 25: 481-482.
13. ELMORE, R.G. Food-animal regional anesthesia. Porcine blocks: lumbosacral (epidural). *VM SAC* 1981; 76: 387-388.
14. FENWICK, D.C. and BLACKSHAW, J.K. Carbon dioxide as a short-term restraint anesthetic in rats with subclinical

- respiratory disease. *Lab. Anim.* 1989; 23: 220-228.
15. FLECKNELL, P.A., JOHN, M., MITCHELL, M. and SHUREY, C. Injectable anesthetic techniques in 2 species of gerbils (*Meriones libycus* and *Meriones unguiculatus*). *Lab. Anim.* 1983; 17: 118-122.
 16. FLECKNELL, P.A. Laboratory animal anesthesia. Toronto, Ont.: Academic Press, 1987.
 17. FLECKNELL, P.A., LILES, J. and WILLIAMSON, H. The use of lignocaine-prilocaine local anesthetic cream for pain-free venipuncture in laboratory animals. *Lab. Anim.* 1990; 24: 142-146.
 18. FOWLER, M.E. Zoo & wild animal medicine. Toronto, Ont.: W.B. Saunders Co., 1986.
 19. GAERTNER, D.J., BOSCHERT, K.R. and SCHOEB, T.R. Muscle necrosis in Syrian hamsters resulting from intramuscular injections of ketamine and xylazine. *Lab. Anim. Sci.* 1987; 37: 80-83.
 20. GILROY, B.A. Endotracheal intubation of rabbits and rodents. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1981; 179: 1295.
 21. GRAD, R., WITTEN, M.L., QUAN, S.F., MCKELVIE, D.H. and LEMEN, R.J. Intravenous chloralose is a safe anesthetic for longitudinal use in beagle puppies. *Lab. Anim. Sci.* 1988; 38: 422-425.
 22. GRAY, P.R. and MCDONELL, W.N. Anesthesia in goats and sheep Part I. Local analgesia. *Compend. Contin. Ed. Pract. Vet.* 1986; 8: S33-S39.
 23. GREEN, C.J. Laboratory animal handbook 8. Animal anesthesia. London: Laboratory Animals Ltd., 1982.
 24. HALL, L.W. and CLARKE, K.W. Veterinary anesthesia. 9th Ed. Toronto, Ont.: Baillière Tindall, 1991.
 25. HATCH, R.C., JERNIGAN, A.D., WILSON, R.C., LIPHAM, L.B., BOOTH, N.H., CLARK J.D. and BROWN, J. Prompt arousal from fentanyl-droperidol-pentobarbital anesthesia in dogs: a preliminary study. *Can. J. Vet. Res.* 1986; 50: 251-258.
 26. HOLMES, D.D. Clinical laboratory animal medicine. Ames, IA: Iowa State University Press, 1984.
 27. HOLZGREFE, H.H., EVERITT, J.M. and WRIGHT, E.M. Alpha-chloralose as a canine anesthetic. *Lab. Anim. Sci.* 1987; 37: 587-595.
 28. HRAPKIEWICZ, K.L., STEIN, S. and SMILER, K.L. A new anesthetic agent for use in the gerbil. *Lab. Anim. Sci.* 1989; 39: 338-341.
 29. INGWERSEN, W., ALLEN, D.G., DYSON, D.M., PASCOE, P.J. and O'GRADY, M.R. Cardiopulmonary effects of a ketamine hydrochloride/acepromazine combination in healthy cats. *Can. J. Vet. Res.* 1988; 52: 1-4.
 30. JERNIGAN, A.D., WILSON, R.C., BOOTH, N.H., HATCH, R.C. and AKBARI, A. Comparative pharmacokinetics of yohimbine in steers, horses and dogs. *Can. J. Vet. Res.* 1988; 52: 172-176.
 31. JOHNSON, J.H. Anesthesia, analgesia and euthanasia in reptiles and amphibians. In: Schaeffer, D.O., Kleinow, K.M. and Krulisch, L., eds. The care and use of amphibians, reptiles and fish in research. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1992.
 32. JONES, D.M. The sedation and anesthesia of birds and reptiles. *Vet. Rec.* 1977; 101: 340-342.
 33. KERO, P., THOMASSON, B. and SOPPI, A. Spinal anesthesia in the rabbit. *Lab. Anim.* 1981; 15: 347-348.
 34. LEVY, D.E., ZWIES, A. and DUFFY, T.E. A mask for delivery of inhalation gases to small laboratory animals. *Lab. Anim. Sci.* 1980; 30: 868-870.

35. LIPMAN, N.S., MARINI, R.P. and ERDMAN, S.E. A comparison of ketamine/xylazine and ketamine/xylazine/acepromazine anesthesia in the rabbit. *Lab. Anim. Sci.* 1990; 40: 395-398.
36. LUDDERS, J.N., MITCHELL, G.S. and SCHAEFER, S.L. Minimum anesthetic dose and cardiopulmonary dose response for halothane in chickens. *Am. J. Vet. Res.* 1988; 49: 929-932.
37. LUMB, W.V. and JONES, E.W. *Veterinary anesthesia*. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1984.
38. LYNCH, S. and LINE, S. Failure of yohimbine to reverse ketamine anesthesia in rhesus monkeys. *Lab. Anim. Sci.* 1985; 35: 417-418.
39. MAHMOUDI, N.N., COLE, D.J. and SHAPIRO, H.M. Insufficient anesthetic potency of nitrous oxide in the rat. *Anesthesiol.* 1989; 70: 345-349.
40. MCLAUGHLIN, S. Anesthesia-Barbiturates. Part I and II. *CALAS (Can. Assoc. Lab. Anim. Sci.) Newsl.* 1988; 20(5): 104-110.
41. MITCHELL, B. (correspondence) Health hazards in operating theatre environments. *Vet. Rec.* 1976; 98: 326.
42. MOODY, K.D., BOWMAN, T.A. and LANG, C.M. Laboratory management of the ferret for biomedical research. *Lab. Anim. Sci.* 1985; 35: 272-279.
43. MORELAND, A.F. and GLASER, C. Evaluation of ketamine, ketamine-xylazine and ketamine-diazepam anesthesia in the ferret. *Lab. Anim. Sci.* 1985; 35: 287-290.
44. MUIR, W.W. and HUBBELL, J.A.E. *Handbook of veterinary anesthesia*. Toronto, Ont.: C.V. Mosby Co., 1989.
45. MULDER, J.B. and HAUSER, J.J. A closed anesthetic system for small laboratory animals. *Lab. Anim. Sci.* 1984; 34: 77-78.
46. NATIONAL RESEARCH COUNCIL (U.S). *Laboratory animal management: Wild birds*. Washington, DC: National Research Council, National Academy of Science, 1977.
47. NORRIS, M.L. and TURNER, W.D. An evaluation of tribromoethanol (TBE) as an anesthetic agent in the Mongolian gerbil (*Meriones unguiculatus*). *Lab. Anim.* 1983; 17: 324-329.
48. OLSON, M.E. Problems associated with urethane anesthesia. *CALAS (Can. Assoc. Lab. Anim. Sci.) Newsl.* 1985; 17: 115-119.
49. OLSON, M.E. Injectable anesthetics in rodents and rabbits. *CALAS (Can. Assoc. Lab. Anim. Sci.) Newsl.* 1986a; 18: 120-122.
50. OLSON, M.E. A simple anesthetic chamber. *Lab. Anim. Sci.* 1986b; 36: 703.
51. OLSON, M.E. and MCCABE, K. Anesthesia in the Richardson's ground squirrel: Comparison of ketamine, ketamine and xylazine, droperidol and fentanyl, and sodium pentobarbital. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1986; 189: 1035-1037.
52. PADDLEFORD, R.R., ed. *Manual of small animal anesthesia*. New York, NY: Churchill Livingstone, 1988.
53. PARKER, J.L. and ADAMS, H.R. The influence of chemical restraining agents on cardiovascular function. *Lab. Anim. Sci.* 1978; 28: 575.
54. PARKES, M.J. Anaesthesia in the pregnant guinea pig. *Vet. Rec.* 1987; 121: 512-514.

55. PEETERS, M.E., GIL, D., TESKE, E., EYZENBACH, W., V.D. BROM, W.E., LUMEIJ, J.T. and DE VRIES, H.W. Four methods for general anesthesia in the rabbit: A comparative study. *Lab. Anim.* 1988; 22: 355-360.
56. POOLE, T., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987.
57. PRESTRUDE, A.M. and CRAWFORD, F.T. Tonic immobility in the lizard, iguana. *Anim. Behav.* 1970; 18: 391-395.
58. RAPER, S.E., BARKER, M.E., BURWEN, S.J. and JONES, A. Isoflurane as an anesthetic for experimental animal surgery. *Anat. Rec.* 1987; 218: 116-122.
59. RETTIG, B. An inexpensive anesthetic gas-scavenging device that any technician can make. *Vet. Techn.* 1987; 8: 27-32.
60. RICH, S., GRIMM, C., WONG, K. and CESAR, L. Gas anesthesia setup for methoxyflurane use in small rodents. *ILAR (Institute for Laboratory Animal Resources) News* 1990; 32: 17.
61. SAINSBURY, A.W., EATON, B.D. and COOPER, J.E. Restraint and anesthesia of primates. *Vet. Rec.* 1989; 125: 640-644.
62. SEDGWICK, C. and JAHN, S. Techniques for endotracheal intubation and inhalation anesthesia for laboratory animals. *Calif. Vet.* 1980; 34: 27-31.
63. SHORT, C.E., ed. Principles and practice of veterinary anesthesia. Baltimore, MD: Williams and Wilkins, 1987.
64. SKARTVEDT, S.M. and LYON, N.C. A simple apparatus for inducing and maintaining halothane anesthesia of the rabbit. *Lab. Anim. Sci.* 1972; 22: 922-924.
65. STIMPFEL, T.M. and GERSHEY, E.L. Selecting anesthetic agents for human safety and animal recovery surgery. *FASEB (Federation of American Societies for Experimental Biology) J.* 1991; 5: 2099-2104.
66. SWINDLE, M.M. Anesthesia in swine. *Charles River Techn. Bull.* 3(3). The Charles River Laboratories Inc., 251 Ballardvale St., Wilmington, MA 01887 1985.
67. VERSTEGEN, J., FARGETTON, X., DONNAY, I. and ECTORS, F. Comparison of the clinical utility of medetomidine/ketamine and xylazine/ketamine combinations for the ovariectomy of cats. *Vet. Rec.* 1990; 127: 424-426.
68. VOLK, L. Anesthesia in invertebrates. *CALAS (Can. Assoc. Lab. Animal Sci.) Newsl.* 1986; 18: 28-33.
69. WIXSON, S.K., WHITE, W.J., HUGHES, H.C., LANG, C.M. and MARSHALL, W.K. The effects of pentobarbital, fentanyl-droperidol, ketamine-xylazine and ketamine-diazepam anesthesia in adult male rats. *Lab. Anim. Sci.* 1987a; 37: 726-730.
70. WIXSON, S.K., WHITE, W.J., HUGHES, H.C., LANG, C.M. and MARSHALL, W.K. The effects of pentobarbital, fentanyl-droperidol, ketamine-xylazine and ketamine-diazepam on noxious stimulus perception in adult male rats. *Lab. Anim. Sci.* 1987b; 37: 731-735.
71. WYATT, J.D., SCOTT, R.A.N. and RICHARDSON, M.E. The effects of prolonged ketamine-xylazine intravenous infusion on arterial blood Ph, blood gases, mean arterial blood pressure, heart and respiratory rates, rectal temperature and reflexes in the rabbit. *Lab. Anim. Sci.* 1989; 39: 411-416.

[[Capítulo Anterior](#)] [[Contenido](#)] [[Capítulo Siguiente](#)]

[[De nuevo a tapa](#)]



XII. EUTANASIA

A. INTRODUCCIÓN

El término "eutanasia," origina de los términos griegos "eu" (bueno) y "thanatos" (muerte) o una muerte sin dolor (Bennett, Brown, Schofield *et al.* 1990). El método usado para realizar la eutanasia (o eutanasiar) debe ser "humanitario": es decir que debe realizarse sin dolor, minimizar el miedo y la ansiedad, además de ser confiable, reproducible, irreversible, sencillo, seguro y rápido. Cuando posible, debería también ser estéticamente aceptable para la persona que ejecuta el procedimiento, así como también para cualquier observador.

En el decenio de 1950, se escuchaba raras veces el término "eutanasia". Se usaban eufemismos tales como: "sacrificar," "destruir," "acabar," o "adormecer" (Zweighaft, 1990). Sin embargo, casi nunca se usaba de la palabra "humanitario", ni era considerada necesaria. Las leyes sobre la matanza humanitaria no fueron promulgadas ni aplicadas antes del fin de los años 1950 y el principio de los años 1960 en Canadá y en los EE.UU. Aun con el advenimiento de estas legislaciones, muchas de las especies de consumo, como las aves, no eran incluidas en las regulaciones.

Con el uso de animales en la investigación, enseñanza y pruebas, la comunidad científica se tiene que responsabilizar para la aplicación de un criterio científico y de los nuevos conocimientos para asegurar que, cuando hay que realizar la eutanasia a un animal, este se beneficie de una "muerte buena". Aun en estudios que no son peligrosos o invasivos para los animales, en algunas circunstancias es necesario someterlos a la eutanasia (p. ej., el regreso de un animal silvestre a un medio ambiente peligroso) (vease también en este *Manual, Categorías de técnicas invasivas en la experimentación animal*).

En la primera edición de este *Manual* (Volumen 1), se encuentra el criterio siguiente sobre la eutanasia: "El criterio más importante para aceptar un método de eutanasia como humanitario es que tenga una acción inicial de depresión sobre el sistema nervioso central (SNC), para asegurar la insensibilidad inmediata al dolor". Aunque el principio de este criterio sea siempre cierto, debería agregarse "para producir la inconsciencia rápida y así asegurar la insensibilidad al dolor; esto debe ser seguido por paros cardíacos y respiratorios."

Es importante que el principio de las "Tres R" de Russell y Burch (1992), descrito en otra parte en este *Manual*, se aplique también para los métodos de eutanasia. El refinamiento de los procedimientos es un tema que está frecuentemente descuidado, y que se debería considerar a fin de asegurar que se apliquen los criterios para una muerte humanitaria.

La aplicación de estas líneas directrices para la eutanasia requiere un juicio profesional con competencia técnica, comprensión del animal, de su comportamiento y de su fisiología, así como también una comprensión del impacto ambiental y ecológico, de la sensibilidad de otros miembros del personal y de los intereses del público en general.

B. CRITERIOS PARA UNA MUERTE HUMANITARIA

La persona que aplica el método de eutanasia es el factor más importante para asegurar que la muerte de un animal sea humanitaria. Sin considerar si el procedimiento se aplica a un animal individual o a un grupo, siempre se debe intentar encontrar los siguientes criterios:

- a) una muerte sin señales de pánico, dolor o desamparo;
- b) un tiempo mínimo para llegar a la inconsciencia, es decir, casi inmediato;
- c) confiable y reproducible;
- d) seguridad para el personal involucrado;
- e) mínimo de efectos fisiológicos y psicológicos indeseables sobre el animal;
- f) compatibilidad con los requerimientos y propósitos del estudio científico;
- g) efectos emocionales mínimos o nulos sobre el observador y el operador;
- h) impacto mínimo sobre el medio ambiente o la ecología;
- i) equipo mecánico sencillo, barato y de mantenimiento fácil;
- j) el local estará lejos y separado de las salas donde se alojan a los animales.

A menudo es difícil reconocer la evidencia de estrés cuando los animales son sometidos a la eutanasia en presencia de otros animales. Informes recientes sobre feromonas provee evidencia de que los animales pueden comunicarse entre ellos mediante varios tipos de señales. En ciertas experimentaciones con ratas, la tensión inducida por el tratamiento experimental puede dar origen a la producción de señales que afectan a los animales que no están tratados y que están alojados en proximidad (Duncan y Petherick, 1991; Beynen, 1992; Short y Van Poznak, 1992).

C. DOLOR Y ESTRÉS

El control de dolor animal se discute en otra parte en este *Manual* (véase Control del dolor animal en la investigación, la enseñanza y pruebas), y el personal que aplica procedimientos de eutanasia debería revisar este capítulo. La literatura crece con respecto al dolor animal (Dawkins, 1980, 1990; Bateson, 1991; Flecknell, 1984; Wall, 1992; Fosse, 1991; Rowsell, 1992). Es suficiente notar que en los últimos 25 años, hubo una revolución en la comprensión de los mecanismos del dolor, gracias a los trabajos experimentales sobre animales. No podemos conseguir penetrar dentro del cerebro del animal. Entonces, una parte importante de la evaluación del dolor animal está basada sobre la empatía asociada con los intereses éticos.

En breve, se cree que, para que el animal sienta dolor, el cortex cerebral y las estructuras sub-corticales deben ser funcionales. Si el cortex cerebral o las estructuras sub-corticales están neutralizadas por cualquier método, tal como la hipoxia, la depresión farmacológica, un choque eléctrico o una conmoción cerebral, entonces la sensación del dolor desaparece. Desafortunadamente, no tenemos ningún medio para determinar la calidad de la anestesia y par evaluar su profundidad en los animales, aunque se utilizaron varias medidas diferentes para determinar la calidad de la anestesia en los humanos (Whelan y Flecknell, 1992). Los criterios básicos disponibles para juzgar de la inconsciencia en un animal incluyen, por ejemplo, la ausencia de reflejos de parpadeo, el reflejo del pellizco del dedo de pie, y el reflejo del rabo. Un electroencefalograma (EEG) está raramente disponible para indicar la muerte cerebral por un trazo totalmente plano del EEG. Este es el criterio adoptado por la American Academy of Neurology como aceptable para establecer la muerte cerebral en niños, después de otros criterios clínicos, tales como el coma profundo, la ausencia de respiración espontánea, y la ausencia de reflejos (Anon., 1987).

En la evaluación de la muerte, es importante observar el paro cardíaco, provocando así el paro de la circulación al cerebro,

además del paro respiratorio. Ningún animal debería ser considerado muerto hasta que sus reflejos motores, cardíacos y respiratorios, hayan desaparecido.

Si un animal ha recibido una preparación del tipo curare, la ausencia de reflejos no debería usarse para indicar la inconsciencia y, por consecuencia, insensibilidad al dolor.

D. MECANISMOS DE MATANZA

La muerte puede resultar cuando hay **hipoxia** cerebral, directa o indirecta, cuando hay una depresión de neuronas esenciales para el mantenimiento de las funciones fisiológicas, o cuando hay una interrupción física de la actividad cerebral que produce la inconsciencia.

a) En estado de hipoxia, la muerte debe considerarse sin dolor y sin estrés, solamente cuando la inconsciencia precede la pérdida de actividad muscular (parálisis). **Los agentes paralizantes (p. ej., agentes como el curare, la succinilcolina, la gallamina, el sulfato de nicotina, los sales de magnesio o de potasio, y otros agentes bloqueadores neuromusculares) nunca deben ser utilizados solos para realizar la eutanasia de animales**(Rowsell, 1990). Siguiendo la inconsciencia provocada por la hipoxia cerebral, algunos animales demuestran un cierto grado de actividad del reflejo motor.

b) **Depresión directa de neuronas:** la depresión de neuronas del cerebro que produce la inconsciencia seguida por la muerte, se asocia a veces con vocalizaciones y con la actividad muscular. La muerte se produce por hipoxemia, por la depresión directa de los centros respiratorios en el SNC, o por el paro cardíaco.

c) **La perturbación física de la actividad cerebral** produce la inconsciencia inmediata, pero puede haber una actividad muscular marcada, debido a la despolarización de las células nerviosas. Mientras que los movimientos son estéticamente desagradables, no es una manifestación de dolor o de angustia: el animal no siente nada.

E. MÉTODOS DE EUTANASIA

1. Físico

Los métodos físicos de eutanasia incluyen el aturdimiento por golpe, la dislocación cervical, la electrocución, la laceración de la medula espinal, la decapitación, la matanza por tiro, la maceración, la irradiación por microondas, y la exsanguinación.

En el laboratorio, los métodos físicos se restringen normalmente a esos animales que se manejan fácilmente, tales como los roedores pequeños, las aves, los animales domésticos grandes, y algunos anfibios y reptiles. Si el protocolo de investigación requiere un método físico de eutanasia porque otros métodos podrían invalidar los resultados del estudio científico, el uso de tales métodos debe ser justificado por el científico y aprobado por que el Comité de protección de los animales. Sin embargo, se debe administrar previamente un sedativo o un tranquilizante siempre cuando sea posible.

Las decisiones de usar métodos físicos de eutanasia deben apoyarse sobre un juicio profesional y deben ser ejecutadas por personas experimentadas. La adquisición (o la re-adquisición) de las competencias para aplicar los métodos físicos de eutanasia pueden ser realizadas practicando las técnicas sobre animales muertos, preferentemente sobre animales recientemente matados, y estar sujeto a una vigilancia estrecha por parte de personal experimentado con la metodología.

a) El **aturdimiento** se usa a veces con roedores pequeños de laboratorio. El golpe debe ser dado en el medio del cráneo, con fuerza suficiente para producir una hemorragia cerebral masiva y una depresión inmediata del SNC, produciendo una inconsciencia rápida. Esta técnica no debería emprenderse en presencia de observadores ocasionales o no informados, porque es un espectáculo desagradable. Sin embargo, cuando se aplica correctamente, el animal es inmediatamente inconsciente e insensible al dolor. Siguiendo el aturdimiento, se debe cortar los vasos sanguíneos más importantes, y abrir el tórax y el corazón.

b) La **dislocación cervical** es apropiada para aves, ratones, conejos o ratas inmaduras, o especies pequeñas similares. La técnica consiste en separar el cráneo y el cerebro de la medula espinal aplicando una presión a la base posterior del cráneo

(Clifford, 1984). Cuando la separación de la medula ocurre, el SNC deja de estimular la respiración y el corazón, conduciendo a la muerte. El abastecimiento de sangre al cerebro continúa a alimentarlo, porque las arterias carótida y las venas yugulares son intactas. Sin embargo, la sangre estará rápidamente sin oxígeno y habrá un aumento en el gas carbónico después de haber parado la respiración, conduciendo a la una disfunción cerebral.

Estudios han demostrado que el EEG se aplanan y que el reflejo de parpadeo desaparece inmediatamente después de la separación de la medula espinal, indicando que el animal ya no es sensible al dolor (Allred y Berntson, 1986; Rowsell, 1990; Derr, 1991). Además, la medula espinal separada no transmite más estímulos dolorosos partir de las áreas posteriores a la separación. Así, con la separación de la medula espinal, los estímulos dolorosos no pueden percibirse más. Sin embargo, pueden haber contracciones musculares importantes.

El *Report of the AVMA Panel on Euthanasia* (AVMA, 1993) difiere del informe previo de 1986, en que los datos sugieren que la actividad eléctrica en el cerebro persiste por 13 segundos siguiendo la dislocación cervical (Vanderwolf, Buzsaki, Cain *et al.* 1988). Además de ratones, el informe repertoria como sujetos aceptables a ratas inmaduras de menos de 200 g de peso, a conejos de menos de un kg, a aves de corral y a otros pájaros pequeños. También nota que: "En conejos y ratas más pesadas, la masa muscular más importante en la región cervical hace que la dislocación cervical manual sea físicamente más difícil; por consecuencia, la dislocación cervical debe ser ejecutada únicamente con dislocadores mecánicos o por individuos quienes hayan demostrado competencia en la eutanasia de animales más grandes." El informe enfatiza la importancia de un entrenamiento adecuado.

c) La decapitación con guillotina se usa primariamente para la eutanasia de roedores y de conejos pequeños. Usado solo, este método permite obtener fluidos y tejidos químicamente no contaminados, y provee cerebros y tejidos cerebrales anatómicamente intactos, para estudios adicionales.

Después de consultar la literatura (Vanderwolf, Buzsaki, Cain *et al.* 1988; Derr, 1991; Mikeska y Klemm, 1975), el Consejo Canadiense de Protección de los Animales (CCPA) concuerda con el *Report of the AVMA Panel on Euthanasia* (AVMA, 1993) que dice que una pre-sedación antes de la decapitación o dislocación cervical no es necesaria. Sin embargo, **el uso de la dislocación cervical y de la decapitación con la guillotina como métodos de eutanasia deben ser científicamente defendidos por el** investigador y ser aprobados por el Comité de protección de los animales. Se encuentran en el comercio guillotinas bien diseñada y de uso fácil. Las guillotinas deben ser usadas por personal entrenado adecuadamente en esta metodología y en el manejo de animales. La decapitación se recomienda como medio de eutanasia para los anfibios y reptiles (AVMA, 1986; Cooper, Ewbank, Platt *et al.* 1989).

d) Se requiere mucha habilidad para aplicar la **descerebración**, que se usa para realizar la eutanasia a ranas y tortugas, por la destrucción del cerebro después de que los animales hayan sido anestesiados. Una sonda puntiaguda brusca se insiere en la piel entre el cráneo y el atlas. Se empuja entonces por adelante a través del foramen magna en la cavidad craneal, usando un movimiento de torsión. Esta técnica debe intentarse solamente después de haber adquirido un buen conocimiento de la anatomía y después de un período de entrenamiento, incluyendo practicando sobre animales muertos. Este método puede ocasionar dolor y sufrimiento si las regiones indicadas del cerebro no están completamente destruidas.

e) La matanza con **pistola cautiva de percusión** se ha sido usada principalmente para aturdir a los animales de consumo antes de matarlos. A un grado menor, se usa en situaciones de emergencia tales como en accidentes o en otras circunstancias similares cuando no haya ningún otro método al alcance, o que nadie con la competencia necesaria esté disponible.

Las pistolas de cautivas de percusión se usan también en situaciones de emergencia en la matanza de caballos. Sin embargo, a causa de la respuesta comportamental/física del caballo, de encabritarse y de caer hacia atrás, y a menos de aplicar las trabas apropiadas, existe un peligro para el operador. Es esencial que la pistola sea inmediatamente retirada de la cabeza del animal. Una manija de extensión se adjunta a la pistola para permitir que el operador pueda poner una o ambas manos frente de los ojos del caballo, reduciendo así los movimientos de la cabeza. Esta pistola especialmente diseñada para matar a caballos requiere que el operador conozca bien el lugar donde colocar el arma, para que el proyectil penetre las estructuras profundas del cerebro (Watts, 1976).

La Britains' Royal SPCA, siguiendo el uso de esta pistola en mataderos, desarrolló un modelo de mano de menor tamaño para las eutanasias de emergencia de los gatos y perros heridos, que fueron utilizados por algunas SPCAs y sociedades humanitarias

(UFAW, 1968). En Canadá, sin embargo, el público general consideró este método como repugnante; por lo tanto, su uso se limita a ocasiones cuando el animal herido puede quitarse de la vista del público (UFAW, 1988).

Más recientemente, se desarrolló una pistola cautiva de percusión para matar conejos y cabras (Accles y Shelvoke Ltd., Aston, Birmingham, Eng. B64QD). Con este dispositivo, la evidencia clínica, incluyendo la pérdida de reflejo corneal y de toda actividad en el EEG, indican que la pérdida de conciencia y la muerte cerebral ocurren casi inmediatamente (Dennis, Dong, Weisbrod *et al.* 1988).

Solo se deben usar pistolas a percusión cautivas o penetrantes producidas comercialmente, y se debe saber como utilizarlas adecuadamente. Hay que tener una competencia técnica considerable y un conocimiento preciso de la anatomía del animal. Por lo tanto, este método debe usarse solamente por operadores experimentados. Se debe exsangrar el animal siguiendo la inconsciencia.

f) El aturdimiento por percusión se hace por medio de un tipo de objeto cautivo de percusión no penetrante, cuya extremidad tiene una forma de hongo. Los efectos sobre la función cerebral dependen de la velocidad de la extremidad del aparato al momento del impacto, de su posición apropiada, y del espesor del hueso craneal. Desafortunadamente, todavía no se ha determinado las velocidades mínimas necesarias para percusiones eficientes. El valor de este método es que puede reemplazar algunos rituales de matanza. El aturdimiento por percusión ha sido usado como un método alternativo de la pistola a extremidad penetrante en algunos mataderos Canadienses. Desafortunadamente, esos instrumentos son más susceptibles de quebrar y de funcionar mal que las pistola a extremidad penetrante estándar. Más recientemente, un instrumento de tipo percusión ha sido desarrollado para uso en los animales control, particularmente para perros. Su factibilidad y su carácter humanitario como técnica debe ser establecida en operaciones de campo.

En Canadá, se requiere un permiso para poseer aparatos de aturdimiento, incluyendo pistolas de percusión cautivas y penetrantes.

g) El uso de armas de fuego es un medio efectivo para matar de manera humanitaria a animales en el campo. **Solo expertos pueden efectuar este procedimiento.** Se debe disparar a poca distancia, y la bala debe alcanzar el cerebro para que el animal llegue a ser inmediatamente insensible al dolor. Se pueden utilizar escopetas de calibre 12 o 20, carabinas de calibre 22, o revólveres, dependiendo de las especies y del tamaño de los animales para matar. El hecho de dar o no un sedativo antes de la matanza es discutible (Ebedes, 1988). El uso de armas de fuego está prohibido en laboratorios, porque en estos lugares, hay siempre otros métodos disponibles de eutanasia e individuos con la pericia apropiada.

Hay ventajas al uso de armas de fuego como método de eutanasia en el campo, pues la inconsciencia es instantánea si la bala destruye una porción importante del cerebro, particularmente si involucra los centros vitales. En el campo, esto puede ser el único método posible para provocar una inconsciencia inmediata y para producir la muerte. Hay que insistir en la necesidad de que el tirador sea un experto. En situaciones de emergencia, el Comité de Bienestar *Animal de la Asociación de Médicos Veterinarios de Canadá* ha preparado las *Directrices para la eutanasia de animales domésticos usando armas de fuego* (Longair, Finley, Laniel *et al.* 1991).

h) La electrocución se utiliza principalmente para matar animales domésticos (Eikelenboom, 1983); se usa raras veces en el laboratorio. Si se usa el choque eléctrico, se debe ejecutar en dos fases: el primer choque eléctrico debe pasar por el cerebro, aturdiendo el animal; el segundo, dado una fracción de segundo luego, produce una fibrilación cardíaca, matando al animal. La extensión violenta de las extremidades, provocada por la electrocución, es desagradable de ver.

i) La irradiación por microondas es una técnica relativamente nueva, empleada principalmente por neurobiólogos que desean mantener intacta la composición química, fisiológica, enzimática y anatómica del cerebro del animal (Stavinoha, 1983; Ikarashi, Maruyama y Stavinoha, 1984). La irradiación de microondas debe ser específicamente dirigida al cerebro; por lo tanto, *los hornos de microondas estándares no deben usarse* (Stavinoha, Frazer y Modak, 1977). **Se pueden utilizar solamente los instrumentos que se han diseñado específicamente para este fin y que tienen la potencia y la distribución de microondas adecuadas.**

j) La descompresión de alta altitud se considera como inaceptable por el CCPA. A un momento dado, este método estaba usado por algunas agencias de control de animales y sociedades humanitarias para matar a los gatos y perros indeseables, pero

ahora, estos mismos organismos no lo recomiendan (White, 1984). Cuando los animales tienen problemas respiratorios o gastrointestinales, los gases en estas áreas y en los senos se expanden y no pueden ventilarse, causando una angustia y dolor importantes (White, 1984).

k) La exsangüinación (desangramiento del animal) es un procedimiento de eutanasia aceptable solo si el animal está primero vuelto inconsciente, por medios físicos tal como el aturdimiento, o por medios farmacológicos como la inyección de un anestésico (Gregory y Wotton, 1984). El uso de este método debe justificarse científicamente y ser aprobado por una Comisión de protección de los animales, que debe haber establecido la competencia técnica de la persona quien aplicará la técnica.

l) La maceración es una técnica que requiere serias restricciones en cuanto al tamaño y a la edad de los animales que puedan someterse a este proceso (Ewbank, 1987). Por ejemplo, se usa para matar ratones recién nacidos, y en algunos gallineros, para matar al exceso de pollitos machos de un día, un procedimiento considerado aceptable por el Ministerio de Agricultura y Agro-Alimentos de Canadá. El equipo se ha diseñado específicamente para este fin y, aunque este procedimiento sea desagradable para observadores, produce la inconsciencia y la muerte instantáneamente cuando usado adecuadamente.

m) El chorro de agua de alta presión ha sido recientemente propuesto para aturdir a los cerdos en mataderos (Schatzmann, Leuenberger, Fuchs *et al.* 1991). Sin embargo, su uso no ha sido revisado por otros expertos capacitados para evaluar las técnicas de matanza.

2. Agentes farmacéuticos non inhalantes

La mayoría de las drogas inyectables usadas como anestésicos son aceptables para la eutanasia, si sobre dosis está exacta. La vía preferida es intravenosa (IV). Se debe al mismo tiempo inmovilizar al animal adecuadamente, para que estuviese tan cómodo como sea posible, para que sufra un mínimo de estrés o de angustia. Para los animales silvestres o para los animales miedosos que no están acostumbrados a la inmovilización se puede administrar previamente un sedativo o un tranquilizante.

Si el animal es demasiado pequeño para recibir inyecciones intravenosas, o si las venas anatómicamente apropiadas no son visibles o evidentes, p. ej., en roedores pequeños y en cobayos, se puede utilizar la vía intraperitoneal (IP) para inyectar una sobre dosis de un agente farmacológico non irritante.

La cantidad a inyectar, con la mayoría de los agentes anestésicos inyectables disponibles es demasiado grande para utilizar las vías intramuscular, subcutánea, intratorácica, intrapulmonar e intratraqueal. La administración por cualquier vía otra que intravenosa resulta, en la mayoría de los casos, en una demorada aparición del efecto anestésico de la droga. En estas circunstancias, es esencial de colocar el animal en una jaula o en un corral, para prevenir heridas provocadas por caídas y tropiezos. Eso asegura que el animal se sienta más cómodo y facilita el efecto de la sobre dosis del anestésico.

a) Los derivados de ácido barbitúrico (barbitúricos) usados como anestésicos son efectivos para producir la eutanasia cuando dados en sobredosis. La acción farmacológica de estas drogas es de provocar una depresión del SNC, comenzando con el cortex cerebral, y progresando a través de las diferentes etapas de la anestesia que producen la inconsciencia. Con una sobre dosis, se produce una anestesia profunda, seguida por apnea cuando el centro respiratorio está deprimido, y por la muerte por paro cardíaco. Algunas combinaciones de los derivados de barbitúricos tienen un efecto tóxico sobre el corazón, pero eso no tiene ninguna consecuencia porque el animal muere antes de que se manifiesten estos efectos sobre las células.

Los barbitúricos son sustancias controladas bajo la reglamentación de la Agencia de las drogas peligrosas, del Ministerio de Salud de Canadá. Como son sustancias controladas, deben almacenarse bajo llave y se debe mantener un registro con las fechas, cantidades usadas y el propósito del uso. A menudo, los derivados del ácido barbitúrico utilizados para eutanasia son coloreados para hacerlos claramente identificables. Las cantidades usadas para eutanasia deberían seguir las recomendaciones del fabricante. El abuso o mal uso, accidental o deliberado, de tales sustancias crea un riesgo importante y una responsabilidad legal inherente. Las personas que poseen tales combinaciones para eutanasia deben proveer las medidas de seguridad adecuadas.

b) El T-61 está fabricado por Hoechst-Roussel Canadá Ltd. (4045 Côte Vertu, Montréal, Quebec, H4R 2E8). Contiene un anestésico local (tetracaína Hcl), un agente hipnótico potente que deprime el SNC, que ocasiona la inconsciencia (muerte cerebral), así como también una droga curariforma que tiene un efecto paralizante sobre el centro de la respiración y un efecto tranquilizador sobre los músculos esqueléticos (Rowsell, 1979). Un estudio reciente demostró que la inducción de la parálisis

muscular y de la inconciencia ocurren simultáneamente (Hellebrekers, Baumans, Bertens *et al.* 1990). Estos autores concluyeron que la actividad muscular y la respuesta vocal que se observa en algunos perros no era una respuesta consciente.

El T-61 debería administrarse por vía intravenosa, respetando la dosis y la velocidad de administración recomendadas por el fabricante. Si no se siguen las instrucciones, es posible que el T-61 produzca una fase de excitación y de vocalización. El T-61 no está registrado o restringido por la Agencia de las drogas peligrosas y puede ser usado por el personal técnico. Sin embargo, debe ser encargado por un veterinario y ser enviado directamente a la clínica veterinaria (Clarke, 1990). Su disponibilidad en otros países ha sido afectada por críticas que originaban principalmente por no haber respetado las dosis y las velocidades de administración recomendadas por el fabricante. Aunque esta droga no esté restringida, las mismas directivas de seguridad se aplican igualmente como para todos los otros derivados del ácido barbitúrico y anestésicos, porque se ha abusado de su uso (Smith y Lewis, 1989).

c) El hidrato de cloral es un anestésico disociante y no produce ningún reflejo corneal o de parpadeo. Entre las dificultades encontradas, mencionamos la acción lenta, dificultades de inmovilización, y la cantidad que debe administrarse. La muerte se debe a una hipoxemia ocasionada por una depresión progresiva del centro de la respiración. Puede ser precedido por jadeos, por espasmos musculares y por vocalización, ocasionando dificultades en inmovilizar confortablemente al animal que se debe eutanasiar. Por lo tanto, **aunque no debe usarse para perros y gatos**, el hidrato de cloral es aceptable para uso intravenoso en animales grandes y es un agente eficiente para la eutanasia de las aves.

Una combinación de hidrato de cloral, de sulfato de magnesio y de pentobarbital de sodio, es un método aceptable de eutanasia cuando administrado en sobre dosis por vía intravenosa a animales domésticos grandes.

d) El hidrocloreto de ketamina también es un anestésico disociante. No se recomienda para eutanasia porque es difícil evaluar lo que constituye una sobredosis.

e) El sulfato de magnesio usado solo es un agente bloqueador neuromuscular (Hevner y de Johng, 1973); sin embargo, no deprime el SNC. El sulfato de magnesio debe usarse únicamente en combinación con derivados de ácido barbitúrico y administrado solo por vía IV. La vía IP no es aceptable a causa de la naturaleza irritante de una solución saturada.

3. Anestésicos por inhalación

Una sobre dosis de anestésicos por inhalación, tales como el éter, el halotan, el metoxifluran, el isofluran y el enfluran, es conforme con los principios de una muerte humanitaria. Su uso, sin embargo, presenta un riesgo para los humanos quienes pueden ser expuestos a sus vapores. Se consideran entonces como un peligro ocupacional (vease también La anestesia, así como Salud y seguridad en el trabajo). Existen cámaras disponibles comercialmente para anestesiarse a los animales con tales gases o, si están expuestos a un exceso de dichos gases, para producir la eutanasia. Se pueden adaptar fácilmente en estas cámaras sistemas de recuperación para quitar el exceso de gases. Además, se pueden preparar máscaras para anestesia que también se adaptan para roedores pequeños. Los vapores se inhalan hasta la que pare la respiración. Luego se averigua si el animal está muerto.

Si no hay otros métodos para administrar los gases anestésicos, se puede usar un algodón empapado con un anestésico por inhalación y colocarlo en un recipiente con el (o los) animal(es) para ser sometidos a la eutanasia. Debido al hecho que los anestésicos por inhalación son líquidos, es esencial que los animales estén expuestos solamente a los vapores, pues esta forma es un irritante local. El sistema debe proveer oxígeno en cantidad suficiente con el vapor del anestésico para asegurar que un estado de inconciencia precede la hipoxia.

a) En el pasado, el **cloroformo** y el **éter** estaban generalmente utilizados como anestésicos o, cuando la exposición a sus vapores eran con la concentración y la duración suficientes, para producir la eutanasia. **Sin embargo, el cloroformo no se recomienda más por causa de su potencial carcinógeno, hepatotóxico y nefrotóxico.** El éter es un agente inflamable y explosivo, y nunca se debe utilizar en presencia de llamas o cuando el equipo eléctrico no está protegido y resistente a los choques.

b) El protóxido de nitrógeno es un agente de valor para la eutanasia, solamente cuando se combina con otros anestésicos volátiles por inhalación. Es combustible, pero es no inflamable y no explosivo. Con la excepción del éter, la mayoría de los

anestésicos por inhalación son caros y exigen mecanismos especiales de emisión de los agentes anestésicos. Por esta razón, su uso como agente eutanásico se limita a las especies animales para cuales es demasiado difícil o imposible de hacer una inyección intravenosa. Además, el uso de anestésicos por inhalación para la eutanasia de animales grandes es muy caro a causa de las cantidades que deben ser necesarias.

4. Los gases no anestésicos

Los gases no anestésicos incluyen **el monóxido de carbón, el gas carbónico, el nitrógeno, el argón y el cianuro.**

a) El monóxido de carbón, aun en concentraciones bajas, puede ser dañino para otros animales y para los humanos expuestos a sus vapores. Como es un gas sin color y sin olor, es difícil de detectar. El monóxido de carbón proveniente del escape de gas de combustión de motores contiene impurezas y, en consecuencia, puede producir irritación y malestar. Entonces, si se elige este gas, tiene que ser no irritante. Ahora, las agencias de control animal y las sociedades humanitarias utilizan raramente el monóxido de carbón para destruir a los gatos y perros indeseables; sin embargo, todavía continúa a ser usado para alguna especie de animales de piel. **En el laboratorio, no se recomienda el uso del monóxido de carbón como agente eutanásico porque presenta algunos problemas de seguridad asociados a su administración** (Chalifoux y Dallaire, 1983).

b) El nitrógeno y el argón son gases inertes, ambos incoloros e inodoros, no combustibles y no explosivos. Se considera que tienen un impacto mínimo sobre el medio ambiente o la atmósfera. Ambos se usan en una cámara cerrada siguiendo un proceso llamado "flushing", durante el cual el pasaje de estos gases reduce los niveles de oxígeno al máximo de 1.5%. A tales niveles de oxígeno, el animal se derrumba, y la muerte se produce por hipoxemia. Sin embargo, los perros, los gatos y los conejos pueden vocalizar a este nivel de 1.5% de oxígeno, además de demostrar un aumento de actividad muscular y de resistencia. El nitrógeno y el argón no producen narcosis antes de aparición de la hipoxia, que llevará a la inconsciencia seguida por la muerte que resulta de la parálisis del centro de la respiración cerebro anóxico. El gas carbónico, por otra parte, puede inducir una narcosis por sus efectos fisiológicos sobre el SNC (Herin, Hall y Fitch, 1978).

Quine, Buckingham y Strunin (1988) demostraron que el uso de la acepromazina como tranquilizante antes de poner a los perros en una cámara de flushing con nitrógeno producía tiempos de supervivencia más largos. Sin embargo, no se dice si esos perros tratados demostraron la misma hiperventilación antes o siguiendo la pérdida de conciencia. Ladridos, sofocación, convulsiones y temblores musculares acompañan habitualmente este proceso. Sin embargo, Chalifoux y Dallaire (1983) concluyeron que la premedicación con tranquilizantes mejoraba el aspecto humanitario de la eutanasia con monóxido de carbón.

c) El argón es más denso que el aire y así tiende a permanecer en las capas de aire más bajas; sin embargo, el nitrógeno como el argón no tienen propiedades analgésicas o anestésicas.

d) El gas carbónico (CO₂) se usa frecuentemente para matar a los roedores y a los pájaros en el laboratorio. Aunque sea un componente del aire ambiente, el CO₂ puro es más pesado que el aire y prácticamente inodoro. Se concentra en la parte inferior de la cámara de eutanasia, y las ratas y otros animales cavadores tienden a guardar su nariz en la zona más baja que contiene concentraciones adecuadas del gas.

Su uso como eutanásico (desde un punto de vista humanitario) depende si está en la concentración suficiente para producir la narcosis. Algunas manipulaciones son necesarias para llegar fisiológicamente a mantener esta concentración al nivel correcto, pero producirá una narcosis y, si los niveles de oxígeno no se incrementan, conducirá a la muerte. El gas carbónico también estimula el centro respiratorio en el cerebro y en bajas concentraciones de hasta 10% de gas inhalado, se considera como un estimulante respiratorio potente que ocasiona un aumento en el valor de ventilación y una profunda desamparo respiratorio. La estimulación del centro de la respiración produce una hiperventilación, afectando críticamente la aparición de la narcosis al CO₂. Con una concentración de aproximadamente 40%, el CO₂ induce la anestesia que se manifiesta lentamente y que está acompañada por excitación involuntaria. Eventualmente, se produce una apnea, una caída en la presión sanguínea, y la muerte (Ontario Ministry of Agriculture and Food Memo to Pound Operators and Veterinarians in Ontario, August 12, 1987). Britt (1986) descubrió que la inducción lenta de la narcosis es preferible, porque el uso de una cámara ya llena con CO₂, o la inyección demasiado rápida de CO₂ en la cámara, puede provocar señales evidentes de angustia en los animales. Sin embargo, concluyó

que ninguno de estos métodos (lento o rápido) está exentado de estrés, así que ninguna recomendación puede ser un consejo de excelencia."

McArthur (1976) describió método de eutanasia con gas carbónico de animales pequeños, incluyendo gatos, cachorros, ratones, ratas, gerbos, cobayos y hámsteres. En este estudio, con niveles de oxígeno de 31 a 33% y de CO₂ de 56 a 63%, la inconsciencia se produjo en menos de un minuto, sin que los animales hayan manifestado señales de angustia. La anestesia quirúrgica profunda se produjo dejando a los animales en este ambiente durante un período de exposición de tres minutos. Una vez alcanzado el nivel de anestesia quirúrgica profunda, el abastecimiento de oxígeno se interrumpió y el CO₂ llenó la cámara de anestesia.

El gas carbónico puede comprarse en cilindros o en estado sólido, como hielo seco. Es relativamente barato, no inflamable, no explosivo y esencialmente sin riesgos. No representa ningún peligro para el operador o los asistentes cuando se utiliza con el equipo adecuadamente diseñado y en un lugar bien ventilado.

Los criterios esenciales para producir una narcosis con CO₂ son de mantener el nivel de oxígeno cerca de, o ligeramente más abajo de los niveles normales de aire, y de aumentar el porcentaje de gas carbónico en el aire. Es importante saber que los animales recién nacidos, que hayan vivido en un ambiente con bajos niveles de oxígeno antes del parto, requieren niveles más altos de gas carbónico a fin de provocar una muerte humanitaria. Por lo tanto, se debería dejar a los animales recién nacidos en las cámaras de gas carbónico por al menos media hora después de que hayan cesado todo movimiento.

El gas carbónico no se acumula en los tejidos; entonces, no hay residuos en animales de consumo. Tampoco ocasionan daños en las células, que aparecen normales bajo el examen microscópico.

Los perros, gatos y los otros animales más grandes con un comportamiento inquieto se estiran frecuentemente la cabeza arriba la zona efectiva de CO₂, exponiéndose así a concentraciones que excitan más bien que deprimen el SNC. Eso conduce a algunos animales a hiperventilar, a luchar, tambalear y a caerse. El elemento importante es de mantener una distribución uniforme de CO₂ en la cámara de eutanasia, lo que requiere un equipo adicional.

El gas carbónico no es efectivo para matar a los mamíferos nadadores, que se han adaptado a un ambiente relativamente anaeróbico. Se requiere usar de CO₂ puro para matar a un visón. El gas carbónico se usa también en cerdos para aturdirlos antes de la matanza (Gregory, Moss y Leeson, 1987).

e) El cianuro de potasio es un agente paralizante muy potente del centro de la respiración. Es uno de los venenos que actúa más rápidamente. La muerte parece casi instantánea e irreversible, por causa de la producción de una anoxia rápida y de una depresión del SNC. **Sin embargo, la muerte por la exposición al gas de cianuro no está considerada como humanitaria, porque ocurren convulsiones o temblores antes de la muerte. También, a causa del peligro extremo asociado con su uso, el cianuro no está recomendado como un método de eutanasia en el laboratorio.**

F. ESPECIFICIDADES DE ESPECIES

Además de los métodos de eutanasia para las especies comunes de experimentación descritos anteriormente, lo que sigue se aplica a las especies animales mencionadas:

1. Anfibios, peces y reptiles

El método más usado para realizar la eutanasia a los anfibios, a los peces y a los reptiles consista en aturdirlos, usando el método descrito anteriormente para los vertebrados y los mamíferos terrestres. Esto puede ser seguido por decapitación o aplastamiento de la cabeza.

El pentobarbital de sodio y los derivados del ácido barbitúrico pueden ser utilizados por vía intravenosa o inyectados directamente en las cavidades abdominal o pleuropéritoneal con una gran parte de los animales de sangre fría, mientras lo permite su

anatomía. El metanosulfonato de traciano (MS-222) puede ser administrado por una variedad de vías para inducir la eutanasia. Para los mamíferos acuáticos, así también como para los anfibios y peces, este material puede ponerse en el agua. Como alternativa, con grandes peces, una cubre-agallas se pone sobre las agallas y una concentración de MS-222 se derrama sobre las agallas. El hidrócloro de benzocaína es un producto parecido al MS-222 y puede usarse en forma de baño o dentro de un sistema de recirculación para realizar la eutanasia a los peces.

Es importante tomar en cuenta que muchos expertos en estudios sobre anfibios y reptiles aprueban el uso del frío para la anestesia de estos animales. La congelación subsiguiente o la decapitación no se considera dolorosa; desafortunadamente, no hay evidencia que el enfriamiento a 4°C disminuye el umbral del dolor (Cooper, Ewbank, Platt *et al.* 1989). Cooper (1986) afirma que la hipotermia debería ser instantánea aunque sea indolora.

Los anestésicos por inhalación, tales como el halotán, el metoxifluran, etc., pueden usarse para matar a los reptiles y anfibios, en una cámara o con una máscara bien ajustada. Hay que averiguar que los animales murieron después de la aplicación de este método.

El gas carbónico no es apropiado para todas las especies y las concentraciones deben ser mantenidas a niveles altos. Muchos mamíferos semi-acuáticos y terrestres, así también como los reptiles y los anfibios, están acostumbrados a vivir sin oxígeno y son tolerantes a la hipoxia. Por eso, tienen una capacidad anaeróbica enorme (Hochachka, 1980) (vease también Vertebrados silvestres en el campo y en laboratorio, en el capítulo 22 del Volumen 2 de este *Manual* [CCAC, 1984]).

La decapitación como medio de matar anfibios y reptiles es inaceptable por causa de las diferencias fisiológicas (Cooper, Ewbank, Platt *et al.* 1989; AVMA, 1986).

2. Animales domésticos matados para consumo

Aunque este capítulo trate primero de los animales de experimentación, existe ocasiones donde los animales domésticos utilizados en los estudios de producción o, en algunos casos, en los estudios biomédicos, serán eventualmente matados para su valor comestible. Aunque no apliquemos el término "eutanasia" cuando matamos tales animales, los principios enunciados acá o, en otros documentos, se aplican: es esencial darles un tratamiento humanitario. En Norte América, el término "matanza humanitaria" se usa habitualmente, mientras que en el Reino Unido, el término usado es "matanza después del aturdimiento" (Cockram y Corley, 1991; Ewbank, Parker y Mason, 1992; Knowles y Warriss, 1992). Las manipulaciones antes de la matanza, la demora para llevar el animal al matadero, la demora para aturdirlo y el diseño adecuado del equipo de inmovilización, influyen en el nivel de tensión durante la manipulación, el aturdimiento y la matanza (Grandin, 1992a; 1992b). Gregory y Wotton (1990) compararon la dislocación cervical con la percusión en pollos.

Toda la matanza de animales de consumo debe ser bajo la legislación federal (Agriculture Canada, Ley sobre Inspección de Carne S.C. 1985, C17 [Mayo 1985, Parte 2, Artículo 39, para 851078S14]; la Ley (federal) sobre la salud animal [C-66, junio 1990, 3839 Elizabeth II, capítulo 21]). Además, la matanza hace parte de los códigos de práctica del Ministerio de Agricultura y Agro-Alimentos de Canadá sobre las diversas especies de ganado (Agriculture Canada, 1757/E, 1989b; 1853/E, 1990; 1870/E, 1991; 1898/E, 1993; CARC, 1996; 1998a; 1998b), los visones y los zorros (Agriculture Canada, 1819/E, 1988 y 1831/E, 1989a) y de las leyes provinciales (vease Legislación). Se debe cumplir con las leyes provinciales sobre la matanza humanitaria, a donde existen, así como con los reglamentos municipales y locales.

3. Animales de piel

Los visones, los zorros, las chinchillas, las nutrias y el oposum sirven a menudo de animales de experimentación. Los métodos enumerados anteriormente pueden aplicarse a la matanza de estas especies. Los visones son generalmente matados con monóxido de carbono, gas carbónico y nitrógeno (Hansen, Creutzberg y Simmonson, 1991) o reciben una descarga eléctrica seguida por una dislocación cervical.

G. EFECTOS DE LOS MÉTODOS DE EUTANASIA SOBRE LOS TEJIDOS

Estos efectos pueden ser o directos o indirectos. Pueden afectar solamente algunos elementos del compartimiento intravascular o

de los tejidos fijos, influyendo así los hallazgos histológicos o electro-microscópicos. En la mayoría de los casos, la muerte sucede tan rápidamente que los cambios electro-microscópicos son inexistentes o minúsculos. Generalmente, la preocupación de los investigadores que suceden cambios histocitotóxicos resulta sin fundamento.

1. Efectos directos

En general, los efectos directos de la eutanasia son sutiles o inexistentes, particularmente con los agentes farmacológicos que no son administrados por inhalación. Los cambios producidos por métodos que causan la anoxia dependen de la rapidez de la inducción del estado anóxico, y resultan de cambios en los gases de la sangre. Por ejemplo, el edema y la congestión pulmonar pueden observarse de inmediato cuando el animal está en estado anóxico. Sin embargo, el grado de congestión y de edema depende de la rapidez de la muerte.

Cuerpos lamelares en las células de Purkinje del cerebelo ha sido observado en algunos perros bajo el efecto de una anestesia hipóxica y sometidos a una descompresión rápida (Bowman, Cooke y Carry, 1969). No se ha estudiado adecuadamente la secuencia de los eventos morfológicos y bioquímicos que conducen al trauma hipóxico de las neuronas y las células gliales (Kim, 1975). Además, nada indica que los cambios hipóxicos producidos por el gas carbónico hace que no se pueda proceder a los exámenes de rutina de los tejidos de las vías respiratorias (Fawell, Thompson y Cooke, 1972).

Los barbitúricos se ionizan en seguida cuando inyectados en la red intravascular. El grado de ionización dependerá de la constante de disociación de la droga y del Ph de la sangre. La penetración celular puede ocurrir únicamente con un agente no disociado. Después de la penetración en la célula, la disociación ocurre nuevamente y la droga se fija a los orgánulos intracelulares. **Nunca se describieron los cambios en los tejidos debidos a la penetración celular y al la fijación intracelular de los barbitúricos.** Mientras que los barbitúricos se unen con las proteínas plasmáticas para establecer un equilibrio entre las partículas ligadas y no ligadas de la droga en la circulación, se produce una dilatación esplénica acompañada de una secuestación de los glóbulos rojos en el vaso, cuyo volumen incrementa y tomará un color azul-negro (Lumb, 1974).

2. Efectos indirectos

Los efectos indirectos más importantes se deben a la hipoxia de los tejidos siguiendo la muerte del animal. Entonces, es indispensable que los tejidos para examen histológico y electro-microscópico sean preparados en seguida después de la muerte del animal.

Los requerimientos en oxígeno de los tejidos varían mucho. Son los daños a las neuronas del SNC que aparecen lo más rápidamente, pero dependen del grado de hipoxia de los tejidos y del tiempo que transcurrió entre la muerte y la preparación de los tejidos. Los cambios que causa la hipoxia a las neuronas son identificados por microscopia electrónica.

En esos tejidos cuyos requerimientos en oxígeno no son tan grandes como los de las neuronas (p. ej., osteocitos, condrocitos de hueso y de cartílago, u otros tejidos menos sensibles al oxígeno), los cambios pueden ser difíciles de detectar, aun por microscopia electrónica.

La manipulación apropiada del animal antes de la muerte, con el procesamiento inmediato de tejidos después de la muerte, son factores importantes para obtener las mejores imágenes electrónicas con cambios mínimos.

H. EFECTOS SOBRE OBSERVADORES

Tenemos que admitir que muchas personas manifiestan una inquietud emocional, un malestar o una angustia, física y psicológica, cuando se matan a los animales, aún cuando se aplica un método humanitario. Por ejemplo, en 1987, el Informe de la Comisión Malouf sobre focas y caza de focas estableció que, aunque el método utilizado para matar focas (golpeando la cabeza del animal con un "hakupik") había sido reconocido como siendo humanitario por numerosos patólogos veterinarios, el público consideró el acto repugnante. Durante más de una década, la foca blanca del Golfo del San Lorenzo o de la Front of St. Anthony, Terranova, era el único animal que el público había visto matar por televisión.

Los observadores sin experiencia pueden mal interpretar cualquier movimiento, vocalización, o reflejos como indicadores de dolor

y de angustia. Por lo tanto, es preferible que los métodos eutanasia, además de permitir una muerte humanitaria, minimice o elimine tales movimientos involuntarios .

En los últimos años, se ha reconocido el efecto que tiene la eutanasia sobre las personas que tienen que llevarla a cabo (p. ej., trabajadores de sociedad es humanitarias, veterinarios animales de laboratorio, técnicos y otros) (Rollin, 1986; Rollin y Kesel, 1990; Grier y Colvin, 1990). Arluke (1992) mencionó que, naturalmente, la inquietud era particularmente perceptible entre los recién llegados; con trabajadores experimentados, era muy común entre los cuidadores de animales; ocurría entre los técnicos, pero era relativamente raro entre los veterinarios y los científicos. Owens, Davis y Smith (1981) notaron que las personas que debía realizar la eutanasia a los animales habían desarrollado maneras y medios de controlar sus emociones evitando los contactos innecesarios con los animales o creyendo que matando al animal le evita sufrimientos adicionales.

Los trabajadores pueden aceptar (y aceptarán) que, cuando un animal demuestra señales de dolor y de angustia que no puede aliviarse, debe matarse. En esto, sus actitudes difieren poco de las de un propietario de un animal de compañía y que tiene que enfrentar decisiones similares. Como este, el empleado puede sentir lástima. Por lo tanto, es importante de establecer una buena comunicación con todos los miembros de personal, siendo atento para escuchar y apoyar a las personas que sienten ansiedad o inquietud. Es importante que tales "sentimientos" no se supriman en una organización de investigación. Los empleados deberían ser conscientes que, sin considerar el propósito del estudio experimental, en un tiempo dado, el animal debe destruirse de manera humanitaria. La organización de seminarios o de talleres para ayudar el personal a enfrentar la muerte de los animales puede ser muy útil.

I. DECLARACIONES SOBRE LA EUTANASIA-OTROS ORGANISMOS

Tal como relatado anteriormente, el *Report of the AVMA Panel on Euthanasia* ha sido publicado recientemente (AVMA, 1993). Además, el *U.S. National Research Council* (NRC, 1991) ha discutido de esta cuestión. También se menciona la eutanasia en el *U.K.'s Universities Federation for Animal Welfare Report on Euthanasia of Unwanted, Injured or Diseased Animals for Education or Scientific Purposes* (UFAW, 1986), en su *Humane Slaughter of Animals for Food* (UFAW, 1987) y en el *Britain's Animals (Scientific Procedures) Act, 1986* (Balls, 1986; McKie, 1986; Fisher, 1990). El *Australian Council for the Care of Animals in Research and Teaching* ha preparado una bibliografía que incluye algunos trabajos sobre la eutanasia (ACCART, 1991). También se llama la atención sobre el *Field Research Guidelines* (Orlans, 1988) que da una lista de algunas directrices (ASM, 1987; AOU, 1988; ASIH, HL, SSAR, 1987; ASIH, AFS, AIFR, 1987; Zwart, deVries y Cooper, 1989).

J. REFERENCIAS

1. AGRICULTURE CANADA. Publication 1819/E. Recommended code of practice for the care and handling of mink. Communications Branch, Agriculture Canada, Ottawa, Ont., K1A 0C7. 1988: 16-18.
2. IBID. Publication 1831/E. Recommended code of practice for the care and handling of ranched fox. 1989a: 17-18.
3. IBID. Publication 1757/E. Recommended code of practice for the care and handling of poultry from hatchery to processing plant. 1989b: 15.
4. IBID. Publication 1853/E. Recommended code of practice for the care and handling of dairy cattle. 1990: 36-37.
5. IBID. Publication 1870/E. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-beef cattle. 1991: 35.
6. IBID. Publication 1898/E. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-pigs. 1993: 43-44.
7. ALLRED, J.B. and BERNTSON, G.G. Is euthanasia of rats by decapitation inhumane? *J. Nutr.* 1986; 116: 1859-1861.
8. AMERICAN ORNITHOLOGISTS' UNION. Report of Committee on use of wild birds in research. *AUK* 1988; 105 (1 suppl.):

1A-41A.

9. AMERICAN SOCIETY OF ICHTHYOLOGISTS AND HERPETOLOGISTS, THE HERPETOLOGISTS' LEAGUE, and THE SOCIETY FOR THE STUDY OF AMPHIBIANS AND REPTILES. Guidelines for the use of live amphibians and reptiles in field research. *J. Herpetol.* 1987; 4 (suppl.): 1-14.
10. AMERICAN SOCIETY OF ICHTHYOLOGISTS AND HERPETOLOGISTS, AMERICAN FISHERIES SOCIETY, AMERICAN INSTITUTE OF FISHERIES RESEARCH BIOLOGISTS. Guidelines for the use of fishes in field research. *Copeia* (suppl.) 1987: 1-12.
11. AMERICAN SOCIETY OF MAMMALOGISTS. Acceptable field methods in mammalogy; preliminary guidelines approved by the American Society of Mammalogy. *J. Mammal.* 1987; 68(4) (suppl.): 1-18.
12. AMERICAN VETERINARY MEDICAL ASSOCIATION. 1986 Report of the AVMA Panel on Euthanasia. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1986; 188(3): 252-268.
13. AMERICAN VETERINARY MEDICAL ASSOCIATION. 1993 Report of the AVMA Panel on Euthanasia. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1993; 202(2): 229-249.
14. ANON. EEG used to establish brain death in children. *Medical Post* 1987 September 15: 38 (as cited in *Neurology*, June, 1987).
15. ARLUKE, A. Trapped in a guilt cage. How do scientist and technicians avoid getting close to the animals they work with? Research in the U.S. reveals strategies that help them keep their distance. *New Scientist* 1992 April 4: 33-35.
16. AUSTRALIAN COUNCIL FOR THE CARE OF ANIMALS IN RESEARCH AND TEACHING. The care and use of animals for scientific purposes. A selected bibliography. Canberra, Aust.: ACCART, 1991: 34-36. (c/o Australian Vice-Chancellor's Committee, GPO Box 1142, Canberra, Australia ACT 2601.)
17. BALLS, M. Animals (Scientific Procedures) Act 1986: The Animal Procedures Committee. *ATLA (Alternatives To Live Animals)* 1986; 14: 6-13.
18. BATESON, P. Assessment of pain in animals. *Anim. Behav.* 1991; 42: 827-839.
19. BENNETT, B.T., BROWN, M.J. and SCHOFIELD, J.C. Euthanasia. In: Bennett, B.T., Brown, M.J. and Schofield, J.C., eds. *Essentials for animal research: A primer for research personnel*. Beltsville, MD: National Agriculture Library, 1990: 89-99.
20. BEYNEN, A.C. Communication between rats of experiment-induced stress and its impact on experimental results. *Animal Welfare* 1992; 1: 1
21. BOWMAN, R.W., COOKE, J.P. and CARRY, H.W. Electronmicroscopy of canine cerebellar Purkinje cells after rapid decompression to a near-vacuum. *Aerospace Med.* 1969; 40: 869.
22. BRITT, D.P. The humaneness of carbon dioxide as an agent of euthanasia of laboratory rodents. In: *Euthanasia of unwanted, injured, or diseased animals or for educational or scientific purposes*. Herts, U.K.: Universities Federation for Animal Welfare, 1986: 19-31. (8 Hamilton Close, South Mimms, Potters Bar, Herts, England EN6 3QD.)
23. CANADIAN AGRI-FOOD RESEARCH COUNCIL. Recommended code of practice for the care and handling of farmed deer (Cervidae). Canadian Venison Council, Ottawa, Ont., K1P 5H7. 1996: 18.
24. IBID. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-veal calves. Ontario Veal Association, Guelph, Ont., N1K 1B1. 1998a: 19.
25. IBID. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals-horses. CARC, Ottawa, Ont., K1A 0C6. 1998b: 20.

26. CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE. Wild vertebrates in the field and in the laboratory. In: Guide to the care and use of experimental animals. Vol. 2. Ottawa, Ont.: CCAC, 1984: 191-208.
27. CANADIAN VETERINARY MEDICAL ASSOCIATION. Position statement on euthanasia. Directory of Canadian veterinarians. Ottawa, Ont.: CVMA, 1988: B7.
28. CHALIFOUX, A. and DALLAIRE, A. Physiologic and behavioural evaluation of CO₂ euthanasia of adult dogs. Amer. J. Vet. Res. 1983; 44: 2412-2417.
29. CLARKE, R. (letters) Purchase of T-61 euthanasia fluid by humane societies. College of Veterinarians of Ontario Update 1990; August/September: 6.
30. CLIFFORD, D.H. Preanesthesia, anesthesia, analgesia and euthanasia. In: Fox, J.G., Cohen, B.J. and Loew, F.M., eds. Laboratory animal medicine. New York, NY: Academic Press, 1984: 528-563.
31. COCKRAM, M.S. and CORLEY, K.T.T. Effect of pre-slaughter handling on behaviour and blood composition of beef cattle. *J. Anim. Sci.* 1987; 64: 105-110.
32. COOPER, J.E. Euthanasia of captive reptiles and amphibians: report of the UFAW/WSPA Working Party. In: Euthanasia of unwanted, injured, or diseased animals or for educational or scientific purposes. Herts, U.K.: Universities Federation for Animal Welfare, 1986: 34-38. (8 Hamilton Close, South Mimms, Potters Bar, Herts, England EN6 3QD.)
33. COOPER, J.E., EWBANK, R., PLATT, C. and WARWICK, C. Euthanasia of amphibians and reptiles. Herts, U.K.: Universities Federation for Animal Welfare; London, U.K.: World Society for the Protection of Animals, 1989.
34. DAWKINS, M.S. Animal suffering. The science of animal welfare. London: Chapman and Hall, 1980.
35. DAWKINS, M.S. From an animal's point of view: motivation, fitness and animal welfare. *Behav. Brain Sci.* 1990; 13: 1.
36. DENNIS, M.B., DONG, W.K., WEISBROD, K.A. and ELCHLEPP, C.A. Use of captive bolt as a method of euthanasia in larger laboratory animal species. *Lab. Anim. Sci.* 1988; 38(4): 459-462.
37. DERR, R.F. Pain perception in decapitated rat brain. *Life Sci.* 1991; 49(19): 1399-1402.
38. DUNCAN, I.J.H. and PETHERICK, J. The implications of cognitive processes for animal welfare. *J. Anim. Sci.* 1991; 69: 5017-5022.
39. EBEDES, H. The sedation of wild animals for translocation. In: Proc. 14th International Conference, Animal Air Transportation Association. Amsterdam, The Netherlands: AATA, 1988: 141-151.
40. EIKELENBOOM, G., ed. Stunning of animals for slaughter. Boston, MA, The Hague: Nijhoff Publishers, 1983.
41. EWBANK, R. Euthanasia of day old chicks; Carbon dioxide and carbon dioxide/air mixtures. In: Universities Federation for Animal Welfare. Euthanasia of unwanted, injured and diseased animals for educational or scientific purposes. Herts, U.K.: Universities Federation for Animal Welfare 1987: 11-14. (8 Hamilton Close, South Mimms, Potters Bar, Herts, England EN6 3QD.)
42. EWBANK, R., PARKER, M.J. and MASON, C.W. Reactions of cattle to head restraint at stunning. *Animal Welfare* 1992; 1(1): 55-63.
43. FAWELL, J.K., THOMSON, C. and COOKE, L. Respiratory artifact produced by carbon dioxide and pentobarbitone sodium euthanasia in rats. *Lab. Anim.* 1972; 6: 321.

44. FISHER, C. Stepping up the pace. *Liberator* 1990 Autumn: 20-21.
45. FLECKNELL, P.A. The relief of pain in laboratory animals. *Lab. Anim.* 1984; 18: 147-160.
46. FOSSE, R.T. Pain, pain recognition and treatment in laboratory animals. *Lab. Zhyvotnye* 1991; 1(3): 81-83.
47. GRANDIN, T. Observations of cattle restraining devices for stunning and slaughtering. *Animal Welfare* 1992a; 1(2): 85-90.
48. GRANDIN, T. (letters) Some thoughts about cattle restraint. *Animal Welfare* 1992b; 1(3): 230-231.
49. GREGORY, N.G. and WOTTON, S.B. Timed loss of brain responsiveness following exsanguination in calves. *Res. Vet. Sci.* 1984; 37: 141-143.
50. GREGORY, N.G. and WOTTON, S.B. Comparison of neck dislocation and percussion of the head on visual evoked responses in the chicken's brain. *Vet. Rec.* 1990; 126(23): 570-571.
51. GREGORY, N.G., MOSS, B.W. and LEESON, R.H. An assessment of carbon dioxide stunning in pigs. *Vet. Rec.* 1987; 121(22): 517-518.
52. GRIER, R.L. and COLVIN, T.L., eds. *Euthanasia guide for animal shelters*. 3rd Ed. Ames, IA: Moss Creek Pubs., 1990: 41-42. (R.R. No. 1, Arrowsmith Trail Publication, Ames, IA.)
53. HANSEN, N.E, CREUTZBERG, A. and SIMMONSON, H.B. Euthanasia of mink (*Mustela vison*) by means of Carbon dioxide (CO₂), Carbon monoxide (CO), and Nitrogen (N₂). *Brit. Vet. J.* 1991; 147: 140-146.
54. HELLEBREKERS, L.J., BAUMANS, V., BERTENS, A.P.M.G. and HARTMAN, W. On the use of T-61 for euthanasia of domestic and laboratory animals: An ethical evaluation. *Lab. Anim.* 1990; 24: 200-220.
55. HERIN, R.A., HALL, P. and FITCH, J.W. Nitrogen inhalation as a method of euthanasia in dogs. *Amer. J. Vet. Res.* 1978; 39: 989-991.
56. HEVNER, J.E. and DEJOHNG, R.H. Magnesium electroencephalographic and behavioural effects in cats. *Can. J. Physiol. Pharmacol.* 1973; 31: 308.
57. HOCHACHKA, P.W. *Living without oxygen. Closed and open systems in hypoxia tolerance*. Cambridge, MA: Harvard University Press, 1980.
58. IKARASHI, Y., MARUYAMA, Y. and STAVINOHA, W.B. Study of the use of the microwave magnetic field for the rapid inactivation of brain enzymes. *Japan J. Pharmacol.* 1984: 371-387.
59. KIM, S.U. Brain hypoxia studied in mouse central nervous system cultures I. Sequential cellular changes. *Lab. Invest.* 1975; 33: 658.
60. KNOWLES, T.G. and WARRISS, P.D. (letters) The use of blood cortisol levels as a measure of short-term stress. *Animal Welfare* 1992; 1(1): 229.
61. LONGAIR, J.A., FINLEY, G.G., LANIEL, M.A., MACKAY, C., MOULD, K., OLFERT, E.D., ROWSELL, H. *et al.* Guidelines for euthanasia of domestic animals by firearms. *Can. Vet. J.* 1991; 32: 724-726.
62. LUMB, W.V. Euthanasia by noninhalant pharmacologic agents. *J. Amer. Vet. Med. Assoc.* 1974; 165: 851-855.
63. McARTHUR, J.A. Carbon dioxide euthanasia of small animals (including cats). In: *Humane destruction of unwanted animals*. Herts, U.K.: Universities Federation for Animal Welfare, 1976: 9-17. (8 Hamilton Close, South Mimms, Potters

Bar, Herts, England EN6 3QD.)

64. McKIE, D. The Animals (Scientific Procedures) Act 1986. *The Lancet* 1986 March 1: 513.
65. MIKESKA, J.A. and KLEMM, R.R. EEG evaluation of humaneness of asphyxia and decapitation euthanasia of the laboratory rat. *Lab. Anim. Sci.* 1975; 25: 175-179.
66. NATIONAL RESEARCH COUNCIL. Euthanasia. In: Education and training in the care and use of laboratory animals. A guide for developing institutional programs. Washington, DC: National Academy Press, 1991: 67-74.
67. ORLANS, F.B., ed. Impact on animal care and use committees. Field research guidelines. Bethesda, MD: SCAW (Scientists Center for Animal Welfare), 1988: 1-2. (4805 St. Elmo Ave., Bethesda, MD 20814.)
68. OWENS, C.E., DAVIS, R. and SMITH, B.H. The psychology of euthanizing animals: The emotional components. *J. Inst. Stud. Anim. Prob.* 1981(2); 1: 19.
69. QUINE, J.P., BUCKINGHAM, W. and STRUNIN, L. Euthanasia of small animals with nitrogen; comparison with intravenous pentobarbital. *Can. Vet. J.* 1988; 29(9): 724-726.
70. ROLLIN, B.E. Euthanasia and moral stress. In: *Suffering. Psychological and social aspects in loss, grief and cure.* DeBellis, R. *et al.*, eds. New York, NY: Howorth Press, 1986.
71. ROLLIN, B.E. and KESEL, M.L., eds. *The experimental animal in biomedical research. Volume 1.* Boca Raton, Ann Arbour, Boston, MA: CRC Press, 1990.
72. ROWSELL, H.C. Euthanasia: The final chapter. In: *Proc. second symposium on the pet and society, Vancouver, B.C.* Toronto: Standard Brands Food Company, 1979: 125-139. (Dr. Ballard's Pet Food Division, Standard Brands Food Company, 1 Dundas St. W., Toronto, Ont. M5G 2A9.)
73. ROWSELL, H.C. Euthanasia: acceptable and unacceptable methods of killing. In: Rollin, B.E. and Kesel, M.L., eds. *The experimental animal in biomedical research, Vol. 1.*, Boca Raton, Ann Arbor, Boston, MA: CRC Press, 1990: 381-391.
74. ROWSELL, H.C. The future of control of pain in animals used in teaching and research. In: Short, C.E. and Van Poznak, A., eds. *New York, Edinburgh, London, Melbourne, Tokyo: Churchill Livingstone, 1992: 525-537.*
75. RUSSELL, W.M.S. and BURCH, R.L. *The principles of humane experimental technique.* London: Methuen. Universities Federation for Animal Welfare (UFAW), Potters Bar, Herts, UK: England. Special edition, 1992: 238.
76. SCHATZMANN, U., LEUENBERGER, T., FUCHS, P. *et al.* Jet injection: The possibility of using a high pressure water jet for stunning of slaughter pigs. *Fleischwirtschaft* 1991; 71: 899-901.
77. SHORT, C.E. and VAN POZNAK, A., eds. *Animal pain.* New York, Edinburgh, London, Melbourne, Tokyo: Churchill Livingstone, 1992.
78. SMITH, R.A. and LEWIS, D. Suicide by ingestion of T-61. *Vet. Hum. Toxicol.* 1989; 31(4): 319-320.
79. STAVINOHA, W.B., FRAZER, J. and MODAK, A.T. Microwave fixation for the study of acetylcholine metabolism. In: Jenden, D.J., ed. *Cholinergic mechanisms and psychopharmacology.* New York, NY: Plenum Publishing Corporation, 1977: 169-179.
80. STAVINOHA, W.B. Study of brain neurochemistry utilizing rapid inactivation of brain enzyme activity by heating and microwave radiation. In: Black, C.L., Stavinoha, W.B. and Maruyama, Y., eds. *Microwave radiation as a tool to study labile metabolites in tissue.* Elmsford, NY: Pergamon Press, 1983: 1-12.

81. UNIVERSITIES FEDERATION FOR ANIMAL WELFARE. Physical methods. In: Humane killing of animals. 2nd Ed. Herts, U.K.: UFAW, 1968: 4-14. (8 Hamilton Close, South Mimms, Potters Bar, Herts, England EN6 3QD.)
82. UNIVERSITIES FEDERATION FOR ANIMAL WELFARE. Report on euthanasia of unwanted, injured or diseased animals for education or scientific purposes. Herts, U.K.: UFAW, 1986. (8 Hamilton Close, South Mimms, Potters Bar, Herts, England EN6 3QD.)
83. UNIVERSITIES FEDERATION FOR ANIMAL WELFARE. Humane slaughter of animals for food. Herts, U.K.: UFAW, 1987. (8 Hamilton Close, South Mimms, Potters Bar, Herts, England EN6 3QD.)
84. UNIVERSITIES FEDERATION FOR ANIMAL WELFARE. Humane killing of animals. 4th Ed. Herts, U.K.: UFAW, 1988. (8 Hamilton Close, South Mimms, Potters Bar, Herts, England EN6 3QD.)
85. VANDERWOLF, C.H., BUZSAKI, G., CAIN, D.P., COOLEY, R.K. and ROBERTSON, B. Neocortical and hippocampal electrical activity following decapitation in the rat. Brain Res. 1988; 451: 340-344.
86. WALL, P. Neglected benefits of animal research. New Scientist, April 18, 1992.
87. WATTS, R.Z. The development of a captive bolt instrument for killing horses. In: Universities Federation for Animal Welfare. Humane destruction of unwanted animals. Herts, U.K.: UFAW, 1976: 25-27. (8 Hamilton Close, South Mimms, Potters Bar, Herts, England EN6 3QD.)
88. WHELAN, G. and FLECKNELL, P.A. The assessment of depth of anesthesia in animals and man. Lab. Anim. 1992; 26: 153-162.
89. WHITE, D.J. High altitude euthanasia is not recommended. American Humane Shop Talk 1984; 2(2): 1.
90. ZWART, P., DEVRIES, H.R. and COOPER, J.E. The humane killing of fishes, amphibia, reptiles and birds. Tijdschr Diergeneskd 1989; 114: 557-565.
91. ZWEIGHAFT, H.M. (letters) Euphemisms for "euthanasia". Can. Vet. J. 1990; 31: 611.

[[Capítulo Anterior](#)] [[Contenido](#)] [[Capítulo Siguiente](#)]

[[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)

[About CCAC](#) [What's New](#) [Programs](#) [Publications](#) [Committees](#) [Contact](#) [Links](#) [Media](#)

[CCAC Programs -> Guidelines -> Manual sobre el cuidado y uso de los animales de experimentación - Capítulo XIII](#)

[CCPA, Manual vol. 1 \(2nda edición\) 1998](#)

Capitulo XIII - El uso de animales en psicología

XIII. EL USO DE ANIMALES EN PSICOLOGÍA

El centro de interés de la psicología es la organización del comportamiento. La psicología se interesa a los procesos que controlan y dirigen las actividades de adaptación y o la falta de la misma: la gama de los fenómenos estudiados es entonces amplia y los paradigmas y organismos de investigación son variados. El estudio del comportamiento puede incluir la fisiología, la farmacología, la etología o la sociología. Debido a esta variedad de campos, la distinción entre la psicología y las disciplinas cercanas es mínima. A través de la historia de la disciplina, que se extiende de los trabajos del siglo diecinueve sobre la organización de los reflejos con los hallazgos fundamentales de Pavlov con respecto al condicionamiento, hasta trabajos recientes sobre la identificación de sistemas de motivación y de recompensa por la estimulación eléctrica del cerebro, el comportamiento animal ha ocupado un papel central en la investigación y en el desarrollo de distintos conceptos. Aunque haya limitaciones claramente identificadas en el uso de animales en la investigación (p. ej., imposibilidad de acceso al informe verbal del sujeto), esta permite un control de variables hereditarias y experimentales que se lograrían muy raramente de otra manera. Además, la investigación animal pone a los humanos en un contexto evolutivo y hace posible una perspectiva comparativa y biológica de su comportamiento.

En psicología, la investigación básica con los animales ha jugado un papel importante en el avance de nuestra comprensión sobre los procesos de aprendizaje, memoria, percepción, motivación y emoción; además del comportamientos de adaptación de individuos y especies a su medio ambiente. Aunque gran parte de estos trabajos hayan tratado sobre puntos teóricos, pueden tener implicaciones directas sobre los problemas prácticos contemporáneos. Ejemplos de tales problemas que afectan directamente a los animales, incluyen el cuidado de animales domésticos o cautivos, los medios de control de los predadores, y la re-inserción en su medio ambiente de las especies amenazadas de desaparición. Ejemplos de problemas que tienen un efecto directo sobre el bienestar humano incluyen el control de la depresión, fobias, dolor, adicciones y los efectos patológicos del estrés y de la angustia.

Aunque sea cómodo hacer una dicotomía entre las actividades de investigación fundamental y aplicada, es importante reconocer que hay un "continuum", y que es difícil saber *a priori* donde, a lo largo de ese continuum, se ubicarán las implicaciones de algunos programas de investigación. A veces la investigación fundamental desemboca directamente en aplicaciones prácticas, y sucede a menudo que los descubrimientos son el resultado de la investigación aplicada. También es importante darse cuenta, como Hebb (1966) lo ha mencionado: "Antes que podamos tener una ciencia aplicada, debemos tener una ciencia para aplicar." Muchos investigadores comparten esta posición: conociendo las implicaciones prácticas de sus trabajos, los orientan hacia la explicación de cuestiones básicamente científicas y técnicas en su esencia.

Como la investigación en psicología toca una amplia gama de temas con una diversidad de metodologías, no es sorprendente que la investigación en psicología usando animales no pueda ser bien comprendida fuera de la propia disciplina. Las consideraciones siguientes se refieren a las estrategias de investigación y procedimientos experimentales generales que han sido aparentemente fuente de equivocación:

1. Muchos problemas estudiados por psicólogos tratan de la comprensión y control de psicopatologías tales como: depresión, fobias, trastornos psicósomáticos, psicosis, hiperactividad y problemas de aprendizaje, obesidad y adicción. Muchos aspectos de estos problemas no pueden estudiarse satisfactoriamente con pacientes humanos, debido a las dificultades asociadas con paradigmas no experimentales para determinar la relación causal entre diferentes variables. En otras palabras, cuando uno estudia pacientes con un tipo de psicopatología, lo único que puede establecer es que alguna variable, X, se correlaciona con la patología, P. No obstante, una comprensión y control del problema requiere más que un simple conocimiento de correlaciones. Es necesario establecer si la variable X de algún modo ocasiona o es un antecedente de la patología P, o si la patología P es un antecedente en el cambio en la variable X, o si ambos variables se relacionan solamente indirectamente y no causalmente mediante su relación con algunas variables comunes que quedan por determinar. Es poco práctico estudiar este tipo de preguntas importantes con pacientes humanos, utilizando los protocolos necesarios de investigación experimental (en oposición a correlacionar). Otro enfoque de investigación alternativa y productiva fue el uso de modelos animales. En el contexto actual, tales modelos refieren a "la producción bajo condiciones controladas, de fenómenos análogos a trastornos mentales naturales".

Se encontrará en la literatura una discusión más extensiva del concepto de modelos animales en psicología (Abramson y Seligman, 1977).

Cuando se utilizan tales modelos, llega a ser posible conducir estudios experimentales que involucran la manipulación activa de variables, y así permiten la clasificación de las relaciones entre las variables. Es importante entonces reconocer que un modelo es simplemente lo que es, y que requiere una validación mediante un estudio detallado de sus características esenciales y un análisis de sus similitudes con la psicopatología en cuestión.

2. Además de su uso en problemas aplicados, los modelos animales juegan un papel importante en el desarrollo de la teoría fundamental del comportamiento. La investigación puede estudiar, por ejemplo, el comportamiento de animales que aprietan una palanca en una cámara aislada, a fin de examinar la manera en que la frecuencia o el tipo de acción están controlados por la frecuencia de la recompensa (comida) o del refuerzo. Nadie se interesa realmente en la acción misma de apretar la palanca, pero este comportamiento simple y fácilmente cuantificado puede ser considerado como un modelo o como análogo a formas más complejas de comportamiento. La hipótesis es que si uno puede comprender los principios básicos que controlan un comportamiento simple, tendrá por lo menos un punto de partida para desarrollar principios que rigen otros sistemas de comportamiento organizados de manera más compleja.

De la misma forma, cuando los investigadores usan choques eléctricos como medio de producir un estrés, o de motivar a animales para escapar o evitar un estímulo adverso, están totalmente conscientes que este choque eléctrico no ocurre normalmente en la naturaleza. Ellos presumen entonces que este estímulo adverso, fácilmente controlado, puede servir como modelo o analogía de otros eventos desagradables que ocurren en la naturaleza y que afectan el comportamiento. El uso de modelos en psicología está frecuentemente mal entendido por personas ajenas a la disciplina. Es importante que estas personas comprendan que los problemas de la validez de las hipótesis, de la adecuación y de las posibilidades de generalización de un modelo no tienen soluciones *a priori* y se pueden abordar más productivamente mediante la investigación empírica* en vez del argumento racional.

* El lector debería notar que la palabra empírico tiene dos sentidos muy diferentes, pero ambos aceptables. El primer sentido se refiere a trabajos basados sobre la observación sistemática y de la aplicación de los principios y métodos científicos. Este es el sentido que se usa normalmente en psicología (aunque se encontrará también la palabra **empirismo** aplicada a la filosofía del conocimiento). El segundo sentido de empírico origina del campo de la medicina y se refiere a los trabajos que "se fundamentan principalmente sobre la experiencia práctica, y no sobre los datos científicos o racionales como un remedio **empírico**". Este sentido se refiere también a alguien "ignorante de los principios científicos" o "sin la formación adecuada o las calificaciones apropiadas" (*Webster's New World Dictionary, Second College Edition, 1970*). El lector tendrá que ser consciente de estos dos sentidos totalmente opuestos y de sus implicaciones cuando el psicólogo califica un estudio como siendo "empírico".

3. Una hipótesis básica de la psicología contemporánea es que el cerebro es el órgano del pensamiento, un término que se refiere simplemente a los procesos internos que determinan la organización del comportamiento complejo. Consecuentemente, una manera de abordar el estudio de las propiedades del pensamiento es estudiar el funcionamiento del cerebro. Tal investigación a veces es de correlación, en el sentido de que relaciona índices de la función de cerebro (p. ej., electroencefalogramas [EEG], potencialidades evocadas) en los humanos y en los animales en los procesos de comportamiento. Sin embargo, frecuentemente y por razones relativas al control y a la clasificación de relaciones entre las variables discutidas en el punto 1, la investigación involucra un estudio experimental de los efectos de las manipulaciones del cerebro sobre el comportamiento. Nadie presume que los cerebros de animales experimentales son cerebros humanos en miniatura. Sin embargo, se presume que los principios fundamentales de organización del cerebro son comunes para todos los mamíferos y que el cerebro de una especie animal en particular **puede** servir de modelo para algunos aspectos de las funciones del cerebro humano.

4. Los psicólogos incorporan y manipulan variables de motivación en sus investigaciones por tres razones ligeramente diferentes. La primera es cuando el tema del estudio trata sobre el sistema motivador en cuestión, p. ej., el control del comportamiento del comer o del beber. En tal contexto, es evidente para todos porque un animal podría estar bajo una dieta restringida en agua o en alimentos. La segunda razón es cuando el sistema motivador en cuestión está siendo usado como un modelo para otros sistemas de motivación de cualquier apetito o aversión, como es discutido en el punto 2). La tercera razón, y que es la menos apreciada por personas ajenas a la disciplina, es cuando este tipo de manipulación representa un medio efectivo de facilitar el estudio controlado de fenómenos que se refieren solamente y en forma indirecta a la manipulación motivadora. El comportamiento que se orienta hacia el acceso al alimento y al agua, o a escapar o evitar un estímulo adverso, puede servir de base de deducciones válidas sobre procesos no motivadores asociados con, por ejemplo, el aprendizaje, la memoria o la percepción. El origen del malentendido proviene del hecho de que las variables dependientes del estudio se refieren al aprendizaje, aunque que la motivación pueda ser manipulada. El malentendido está agravado por el hecho de que, aunque el interés está a veces en el aprendizaje como un proceso por sí mismo, otras veces está en aprender como un proceso afectado por procesos sensorios, perceptivos, motores u otros que son el foco principal del estudio. Como ejemplo, consideremos el estudio de la capacidad de un animal para discriminar padrones. Una manera de abordarlo podría ser de poner el animal repetidamente en una cámara con dos puertas. Atrás de la puerta de tipo A, siempre hay alimentos. Atrás de la puerta de tipo B, no hay alimentos. Después, se enseña al animal a entrar por una de las puertas cada vez que se pone en la cámara. Para aprender a entrar por la puerta atrás de la cual se encuentra el alimento, el animal debe ser motivado e interesado en encontrar y comer el alimento; es por eso que la motivación se manipula. Cuando el animal logra ejecutar regularmente la tarea correcta, es decir, cuando ha aprendido a ir a la puerta de tipo A, se puede hacer algunas declaraciones sobre la capacidad de percepción del animal, aunque es el aprendizaje que se midió, y que fue la motivación que se manipuló. El análisis del aprendizaje es la base de la psicología experimental, y la motivación es necesaria para este análisis. El razonamiento para elegir la motivación manipulada no es siempre evidente, pero los comentarios que acompañan la Directiva 7 intentan identificar algunas de las consideraciones que se formulan. Estas se refieren a menudo a la posibilidad práctica del hecho y a la reducción de la variabilidad del comportamiento, promoviendo el uso económico y eficiente de recursos animales.

En el transcurso de los años, el público en general, la disciplina de la psicología en sí misma y otras disciplinas, han expresado preocupaciones al respecto de ciertos aspectos de la investigación psicológica que involucra animales. Esto en parte puede atribuirse a la psicología que estudia fenómenos con los cuales uno se puede fácilmente referir a un nivel muy personal (p. ej., estrés, dolor, ansiedad, motivación, etc.). Por otra parte, puede ser imputable a una comprensión pobre de la naturaleza de los sistemas modelos como una herramienta de investigación. Es por eso que intentamos tratar este tema en la introducción. Sin embargo, eso es debido indudablemente y en gran parte a la lengua, al vocabulario, o a la jerga usada para caracterizar fenómenos, eventos, o procesos hipotéticos que pueden evocar a veces imágenes irreales y angustiosas. Se debería alentar a las personas interesadas para que se informen sobre la naturaleza de la investigación psicológica. También, las personas comprometidas en la investigación deberían ser sensibilizadas a estas preocupaciones y estar dispuestas a discutir abiertamente su trabajo y sus implicaciones con individuos interesados.

Algunos procedimientos usados en el estudio de problemas psicológicos producen indudablemente alguna angustia en sujetos animales y humanos. Entonces, es la responsabilidad del investigador de cuestionar seriamente lo que se hace, el porque se hace y donde va a desembocar el trabajo. El Consejo Canadiense de Protección de los Animales (CCPA) y la comunidad científica tienen un interés continuo para estas y otras cuestiones relativas al cuidado y a la utilización de animales experimentales. Reconociendo que algunos aspectos de la investigación sobre el comportamiento están mal comprendidos y que podrían causar problemas con respecto a la ética de la investigación, la Asociación Canadiense de Psicología (ACP), con la ayuda del CCPA, ha preparado directrices con el objetivo de ayudar tanto a psicólogos como a investigadores e instructores en la toma de decisiones éticas, que

constituyen un aspecto integrante de la investigación sobre el comportamiento animal. Esperamos que estas directrices complementarán las del CCPA y facilitarán la conducción de una investigación éticamente responsable, la cual contribuirá a nuestra comprensión de los procesos básicos subyacentes al comportamiento.

LINEAS DIRECTRICES PARA EL USO DE ANIMALES EN LA INVESTIGACIÓN Y LA ENSEÑANZA DE LA PSICOLOGÍA: COMENTARIOS Y ELABORACIÓN

La psicología en Canadá, como disciplina y profesión, comparte con nuestra sociedad contemporánea un interés profundo para el bienestar y tratamiento humanitario de los animales, especialmente en la investigación científica y la enseñanza. Se reconoce que la investigación con animales es esencial al desarrollo continuo del conocimiento científico, pero también que hay límites en la manera de utilizar a los animales en la conducción de la investigación. Consecuentemente, la Asociación Canadiense de Psicología (ACP), en consulta con el CCPA, ha formulado estas directrices para ayudar a los psicólogos involucrados en la investigación y la enseñanza a tomar decisiones éticas que constituyan un aspecto integral del trabajo con animales. Estas se han publicado en una forma apropiada para la fijación de carteles en los laboratorios. El propósito de estos comentarios es enfatizar los aspectos que los psicólogos deberían considerar al respecto de la implementación del preámbulo y de cada directriz.

Los psicólogos tienen la obligación de promover el conocimiento y de contribuir al bienestar, mediante la conducción competente de investigaciones, la comunicación precisa de hallazgos, y la enseñanza eficiente. Sin embargo, sus valores y metas como científicos, a veces entran en conflicto con sus valores personales en relación con el tratamiento de organismos vivos. Los dilemas que resultan de este conflicto no pueden ser resueltos por la aplicación de reglamentaciones rígidas, pero requieren un análisis cuidadoso de valores y de soluciones posibles. En muchos casos, las decisiones reflejan un juicio relativo del valor de la investigación y de los efectos de los procedimientos sobre los animales. Los psicólogos que usan animales para la investigación o la enseñanza deberían estar predispuestos para tomar tales decisiones y para explicar sus fundamentos a grupos. El propósito de las siguientes directrices es ayudar a los científicos en tomar decisiones éticas.

Las líneas directrices de la ACP sobre el uso de animales en la investigación y la enseñanza en psicología fueron formuladas desde la perspectiva ética promovida por Diener y Crandall (1978a) en su libro titulado *Ethics in Social and Behavioural Research*. Ellos consideran la investigación ética como un proceso de toma de decisiones, más bien que un proceso de elaboración de reglamentaciones y reglas explícitas destinadas a regir la conducción de cualquier investigación en todas las circunstancias. Su enfoque se presenta bien en la citación siguiente:

"El científico ético o moral hace juicios individuales sobre las prácticas de investigación práctica en vista de su valores propios. Según este enfoque de la ética, la persona moral no es quien sigue ciegamente códigos de deontología, claros como sean, sino quien realiza elecciones que se relacionan con sus valores, y quien las evalúa cuidadosamente cuando hay que tomar decisiones importantes. Para esta persona pueden existir valores morales absolutos (Szasz, 1967); sin embargo comprende que la mayoría de las decisiones morales deben tomarse individualmente en cada caso (Smith, 1969). Esta definición de la ética enfatiza el proceso de la toma de decisiones, así como el de la elección final. La decisión está tomada por una **persona quien conoce las directrices de la deontología, quien examina cuidadosamente las alternativas morales, quien ejerce su juicio en cada situación y acepta la responsabilidad de su elección** (Diener y Crandall, 1978b) (énfasis agregada en la versión)."

Como es indicado en el preámbulo de estas líneas directrices, este marco ético pone al científico claramente como responsable de estimar cuidadosamente los valores personales, sociales y profesionales. Entonces, cada investigador o instructor debe aceptar la responsabilidad de sus elecciones y poder explicarlas a un público informado. En particular, el investigador debe ser capaz de explicar el fundamento del problema de la investigación y de su metodología a colegas informados, a sus pares y a comités institucionales. El investigador debe ser capaz de defender su proyecto de investigación contra las críticas que aleguen que los sufrimientos infligidos a los animales son innecesarios, considerando sus objetivos primarios, o excesivos, tomando en cuenta el equilibrio entre el sufrimiento infligido y las expectativas de ganancia en la educación o en el conocimiento científico.

A. EL CIENTÍFICO

1. Antes de emprender un proyecto de investigación o de enseñanza con animales, el científico tiene la responsabilidad de tener los conocimientos suficientes para cumplir con estas directrices. En caso de dudas, el científico debería consultar a colegas informados y al Comité de protección de los animales de la institución y dar la debida consideración a sus consejos. Se recuerda a los investigadores que la política de los principales organismos que subvencionan la investigación, tales como el Consejo Médico de Investigación y el Consejo Nacional de Investigación en Ciencias Naturales e Ingeniería, así como también de departamentos gubernamentales y de la mayoría de las universidades, es que se necesita la aprobación del Comité de protección de los animales antes de comenzar cualquier proyecto con animales.

La posición debe ser aquella según la cual el científico ético puede tomar decisiones informadas y está dispuesto a presentar argumentos razonados para justificar los valores y los objetivos y procedimientos de la investigación o de la enseñanza, por lo cual se presume que el científico tiene conocimientos de una profundidad y amplitud considerables. Las decisiones involucradas son generalmente complejas y multifacéticas. Para tomar decisiones claras, los científicos deben conocer la literatura reciente y pertinente, ser conscientes del estado actual del problema, estar familiarizados con los procedimientos mediante el estudio teórico o la experiencia de las técnicas, y ser conscientes de los riesgos potenciales. Cuando empieza una investigación en una nueva área, o cuando la investigación involucra tensiones, dolor o privaciones severas, el investigador puede tener dudas sobre la extensión y la profundidad de sus conocimientos y experiencia. En tales circunstancias, está obligado a consultar con colegas informados y/o la Comité de protección de los animales, y de dar la debida consideración a su consejos. Estas consultas no absuelven al investigador de sus responsabilidades relativas a sus decisiones, pero demuestran una actitud responsable frente la adquisición de conocimientos adecuados para emprender investigaciones de una manera ética.

2. Un científico entrenado en los métodos de investigación y experimentado en el cuidado de los animales de laboratorio debería asegurarse que se den la consideración apropiada a la comodidad, la salud y el tratamiento humanitario de los animales experimentales.

La investigación psicológica requiere frecuentemente que el investigador y los animales interactúen por largos períodos de tiempo. Consecuentemente y fuera de consideraciones humanitarias, el psicólogo tiene interés en asegurarse que animales experimentales sean bien tratados y estén saludables; de otra manera, es probable que los datos del comportamiento no sean confiables y que no se lograrán los objetivos de investigación. Aunque el mantenimiento cotidiano y/o las pruebas de comportamiento de los animales se puedan confiar a personal técnico especializado, es la responsabilidad del científico reconocer las prácticas buenas de las pobres por parte del personal y de los estudiantes. Esta capacidad requiere entrenamiento en los métodos de investigación y experiencia en los procedimientos de cuidado de los animales. Mientras dirigimos naturalmente nuestra atención sobre las prácticas que involucran dolor o enfermedades físicas, el científico debería ser sensible a los problemas que pueden provenir de la posibilidad de afecto de algunos animales para los humanos (p. ej., la angustia que un animal puede sentir cuando vuelve a cuartos aislados al final de un estudio prolongado).

3. El científico deberá asegurarse que todos los individuos bajo su supervisión tengan el entrenamiento y la competencia necesarias para asumir sus responsabilidades respecto a los procedimientos experimentales o manipulaciones que se realicen con las especies utilizadas, además de conocer y aplicar los cuidados y mantenimiento que sean necesarios.

Cualquier laboratorio requiere una variedad de habilidades técnicas para asegurar la manipulación y el cuidado adecuados de animales, y es responsabilidad del científico ver que todas las personas que trabajan bajo su supervisión tengan las calificaciones y las actitudes requeridas para cumplir con sus tareas competentemente. Como cada especie animal tiene necesidades biológicas y sociales únicas, el diseño de los protocolos experimentales y el mantenimiento de las mismas debería tomar en consideración la ecología normal, la historia evolutiva, así como la adaptación del comportamiento de las especies al medio ambiente. Es responsabilidad del científico adquirir la pericia suficiente en estas áreas, y asegurarse que la capacitación del personal técnico, de los estudiantes y de los investigadores asociados les permita cumplir con sus responsabilidades respectivas. Estas preocupaciones son necesarias para asegurar no solamente un tratamiento humanitario a los animales, como también para garantizar la generación de datos científicos que desde una perspectiva científica sean confiables.

4. El científico deberá conocer bien las directrices del CCPA, además de las leyes y reglamentos federales, provinciales y municipales que rigen la adquisición, cuidado, uso y eliminación de animales.

Esta directriz se explica por sí misma. Como profesionales y como ciudadanos, los psicólogos tienen la responsabilidad de conocer las leyes y reglamentos federales, provinciales y municipales en lo que concierne a animales. Si tuvieran dudas, los científicos deberían consultar con el presidente del Comité de protección de los animales o el CCPA. La conformidad con este *Manual* es un requerimiento de las principales agencias financieras de Canadá, de varias revistas científicas y de los Comités de protección de los animales.

B. LA INVESTIGACIÓN

5. Debe haber una expectativa razonable y previa para el investigador de que los estudios que involucren animales: a) mejorarán la comprensión de las estructuras y procesos que sirven de base al comportamiento; b) mejorarán la comprensión de la especie animal en particular usada en la experimentación; o c) serán eventualmente benéficos para la salud y el bienestar de los seres humanos o de otros animales.

Esta directriz plantea los sectores generales que beneficiarán la investigación en psicología cuando se quiera justificar el uso de animales. Reconoce específicamente el valor de la investigación, cuyas implicaciones serán en mayor parte teóricas o filosóficas, y es compatible con las directrices del CCPA en el sentido de que hay una expectativa razonable respecto a que mediante el desarrollo de nuevos conceptos y conocimientos científicos pueden resultar en beneficios eventuales para la salud y el bienestar de los seres humanos o de otros animales.

Esta directriz se aplica más para programas de investigación que para estudios individuales. Su meta es de reconocer que no existe "estudio definitivo" y que la importancia de una experimentación en particular, especialmente cuando sea analizada después del hecho, no aparece siempre evidente y puede ser fácilmente minimizada. Consecuentemente, una experimentación en particular debe juzgarse dentro del contexto de un programa de investigación a fin de determinar si dicha experiencia contribuirá en una manera significativa a una base sistemática empírica o teórica.

Una parte integral de cualquier programa de investigación es el uso de una serie de pequeños estudios pilotos, cuyos resultados no son necesariamente concluyentes pero que son importantes para tomar decisiones sobre la orientación de los trabajos, el diseño de la investigación, los parámetros, etc. El valor de tales estudios es frecuentemente indirecto, y por lo tanto deben evaluarse en el contexto más amplio de un programa de investigación.

Esta directriz se plantea también sobre el problema de la repetición o reproducibilidad de los resultados de las investigaciones en psicología. La reproducción es un aspecto necesario y deseable de la ciencia cuando se percibe como la manipulación de una clase especial de factores (p. ej., diferentes laboratorios, diferentes investigadores, diferentes épocas del año, etc.), que pueden proveer nuevos conocimientos científicos que son valiosos para la comprensión de un fenómeno. En el caso de estudios pilotos, las repeticiones deben verse dentro del contexto más amplio de un programa de investigación. En la medida de que haya una expectativa razonable que una reproducción contribuya a nuevos conocimientos científicos, la misma será compatible con esta directriz.

6. Los procedimientos que sometan animales al dolor, estrés, privaciones o a la muerte, deberán usarse únicamente cuando no existan procedimientos alternativos aceptables.

En la investigación psicológica, los animales están sometidos a procedimientos que involucran dolor, estrés, privaciones o la muerte, en dos contextos generales. El primero es cuando el tema del estudio sea el dolor, el estrés, los sistemas motivadores o algunos aspectos de la muerte, siendo todas áreas legítimas e importantes de la disciplina. En tal contexto hay raramente alternativas realistas, y el científico debe esforzarse para disminuir el malestar que cause a los animales sujetos a su estudio. Por ejemplo, el estudio de estrés debe involucrar necesariamente manipulaciones que lo provoquen. No obstante, el investigador deberá considerar que acciones deberá realizar para minimizar el trauma de estas manipulaciones. En el segundo contexto, los procedimientos son empleados para inducir estados motivadores que faciliten el estudio controlado de fenómenos relacionados indirectamente y únicamente como son las manipulaciones motivadoras (por ejemplo, aprendizaje, discriminación, memoria, límites sensitivos, etc.). En tales circunstancias, el científico tiene una obligación moral de considerar otros métodos por medio de los cuales podría alcanzar los mismos objetivos, pero sin causar dolor o malestar.

7. Los científicos deberían examinar las técnicas metodológicas y operacionales para minimizar el malestar, la

enfermedad y el dolor en animales.

Cuando no existen otros métodos aceptables y alternativos a estos que involucran dolor o privaciones, queda la responsabilidad del científico de examinar las metodologías y procedimientos que minimizarán el malestar, la enfermedad o el dolor, y que sean compatibles con los objetivos de la investigación. Este juicio exige claramente un conocimiento considerable de las especies involucradas y del repertorio del comportamiento, así como también del problema de la investigación. El examen de esta directriz plantea las siguientes preguntas: Es apropiada la especie elegida para el estudio? Se analizaron los sistemas de motivación y las necesidades biológicas o sociales de la especie, de modo de poder formular un juicio honesto sobre el malestar y estrés relativos causados por los diversos procedimientos potencialmente dolorosos o por diferentes grados de privación? Se pueden controlar mejor los estados de motivación en dichas especies mediante la motivación del apetito (p. ej., privación de agua o de alimentos), o mediante la motivación adversa (p. ej., choque eléctrico leve)? Se seleccionaron juiciosamente los parámetros de los estímulos adversos o de las privaciones de manera de obtener el efecto óptimo en vista de las exigencias de la investigación relativas al comportamiento animal y en vista del principio de minimizar el malestar? Se pueden bajar los niveles de choque o de privación y todavía provocar un comportamiento confiable? Se puede usar un nivel inferior de estimulación adversa o de privación, aunque por ello se podrían requerir a más animales por causa de un comportamiento menos confiable o estable? En estudios que involucran una motivación alimentaria, es la privación equivalente a un porcentaje fijo (p. ej., 80%) del peso físico *ad lib* requerido, o sería suficiente controlar el acceso diario al alimento (p. ej., cada 23 horas), quizás en combinación con un incentivo?

Las manipulaciones que involucren una cirugía pueden ser problemáticas con respecto al malestar, y se tienen que hacer las siguientes preguntas: Es el método de anestesia óptimo? Es la cirugía suficientemente aséptica para minimizar los riesgos de infección y de estrés postoperatorios? Es necesario administrar un analgésico durante el periodo de recuperación postoperatorio? Causa irritación la intervención, tal como la implantación de una cánula o de electrodos crónicos y, en tal caso, cuales son las maneras para minimizarla? Ocasiona un deterioro generalizado del bienestar del animal una manipulación fisiológica o farmacológica (incluyendo la administración de toxinas) y en este caso, como se puede minimizar dicho deterioro de una manera compatible con los objetivos de la investigación?

Se sugiere que a veces una manera de minimizar el malestar consiste en reducir el número de animales usados en la investigación. Sin embargo, ya que la detección de los efectos del tratamiento tiene lugar en un segundo plano de diferencias del comportamiento incontrolables, hay que asegurarse que el esquema de la experiencia es suficiente para detectar esos efectos. De otra manera, los animales que se usaron hubieran sufrido inútilmente. Sin embargo, los investigadores deberían considerar proyectos que tengan un tema único, el diseño de medidas repetidas, y otras técnicas para minimizar las diferencias; todos estos puntos podrían reducir el número de animales requeridos para la investigación.

8. Un experimento debería terminarse cuando llegue a ser evidente para el científico o para el Comité de protección de animales institucional, que su continuación resultaría en heridas o sufrimientos que son incompatibles con estas directrices.

Aun con la mejor planificación posible, algunos experimentos no funcionan como es esperado. Esto puede ser debido a diversas razones, tales como defectos en los equipos, efectos imprevistos de algunos procedimientos, errores de experimentación, o diferencias del comportamiento tan grandes que anulan cualquier efecto posible del tratamiento. También, de vez en cuando, nuevos resultados de investigación llegan a ser conocidos y puede hacer que la investigación en proceso sea redundante. En tales situaciones, los investigadores deben considerar cuidadosamente si vale la pena continuar el trabajo, y hacerlo únicamente si están seguros que estas directrices lo justifican.

9. Al cabo del experimento, la eutanasia u otra manera de disponer de los animales experimentales, debe realizarse de manera humanitaria.

Al final de la mayoría de las experimentaciones en psicología, se procede a la eutanasia de los animales experimentales. Esto debe hacerse de manera humanitaria, como descrito en este *Manual* y en el Volumen 2 (CCAC, 1984). Mientras que eso es un principio evidente y es la práctica aceptada, pueden suceder problemas si los animales experimentales no son matados. Por ejemplo, la liberación de animales silvestres capturados en su medio natural puede ser o no humanitaria, dependiendo de las especies, de su comportamiento territorial, de sus hábitos alimentarios, de la época del año, etc. Como ha sido anotado anteriormente, algunos animales pueden sentir afecto para los humanos que han trabajado sobre ellos y crear problemas cuando

regresan a sus cuartos aislados, después de experimentaciones que involucraron una interacción prolongada. La responsabilidad del científico relativa a sus animales se extiende más allá de la finalización real de la experiencia, y debe preguntarse si la manera de disponer de los animales experimentales es realmente humanitaria.

C. LA ENSEÑANZA

10. La decisión de utilizar animales para la enseñanza, debe estar fundamentada sobre propósitos educativos, más bien que sobre la contribución a nuevos conocimientos científicos. En otros aspectos, las prácticas éticas relativas al cuidado y al tratamiento de animales son las mismas que estas que se aplican al uso de animales en la investigación.

Un comité de la British Psychological Society (BPS) ha comentado que, "...Ningún estudiante universitario de psicología puede ignorar hasta que punto la base empírica de una gran parte de la teoría psicológica origina del trabajo experimental con animales. Entonces, conviene naturalmente que todos los estudiantes reciban una capacitación específica sobre los puntos que provienen de la experimentación animal, puntos que son de orden científico, intelectual, metodológico, práctico, y moral" (BPS, 1979).

La ACP concuerda que la capacitación sobre el uso de animales en psicología es deseable y necesaria. De vez en cuando, hay que recurrir a los animales para lograr los objetivos educativos. En tales casos, las mismas consideraciones generales deben aplicarse al uso animal en la enseñanza como en la investigación, o sea que para llegar a un equilibrio costo/beneficio debemos considerar los beneficios desde el punto de vista de la educación más que tener en cuenta el incremento de los conocimientos científicos. Es obvio que las demostraciones en aula sobre el comportamiento animal, por naturaleza misma, involucran fenómenos que intrínsecamente pueden no hacer avanzar los conocimientos científicos. Sin embargo, mantienen su importancia en la medida que estas demostraciones ayuden a los estudiantes a la comprensión de los conocimientos existentes. Como lo indica la posición tomada por el BPS, hay que incorporar necesariamente material sobre temas de deontología en discusiones sobre el uso animal. Los instructores podrán de esta manera, por ejemplo, promocionar el uso ético de animales a los futuros científicos y también transmitir a sus estudiantes una sensibilidad apropiada sobre todas la cuestiones conexas.

11. Las demostraciones en aula que involucren a animales deberían ser usadas únicamente cuando los objetivos pedagógicos no pueden lograrse mediante el uso de cintas de video, películas u otros métodos alternativos. Habrá que considerar cuidadosamente si se justifica el tipo de demostración por los beneficios esperados de esta enseñanza.

Las video cintas y las películas constituyen medios efectivos de enseñanza de los principios sobre el comportamiento animal y las experimentaciones con animales. Sin embargo, a menudo hay ventajas en usar verdaderos animales, siendo una de las principales la transmisión del realismo del fenómeno. Cuando se decide un medio de enseñanza, los instructores deben evaluar cuidadosamente sus objetivos y decidir si estos objetivos justifican el uso de animales.

Cuando se hace la evaluación, el instructor debe ser consciente del trauma posible que los animales pueden experimentar por el mero hecho de ser trasladados en una aula, y de la posibilidad de transmisión de enfermedades en un sentido u otro. El instructor debe también tomar en cuenta si el animal se usará únicamente para demostración, o si ya fue utilizado en experimentaciones, si se guarda para la reproducción, o si se mantiene para demostraciones.

La directriz hace referencia al "tipo de demostración" para llamar la atención del instructor sobre las posibles reacciones desfavorables que puede producir una demostración, viva o filmada, sobre estudiantes desprevenidos. Los procedimientos que para el espectador desprevenido pueden ser asociados con dolor o estrés (p. ej., mostrar animales con cánulas crónicas y con un conjunto de electrodos, animales que tienen crisis epilépticas, animales mientras son operados, inyectados con drogas o animales sociales criados en aislamiento, etc.) son especialmente problemáticas.

12. Los proyectos de estudiantes que involucren dolores o angustia para los animales, deberían emprenderse juiciosamente y solamente cuando los objetivos de aprendizaje no puedan lograrse de ninguna otra manera.

Los proyectos de investigación de estudiantes son parte de un "continuum" que comienza con tareas en el aula, hasta los estudios de doctorado (que deben contribuir a nuevos conocimientos científicos). El valor de tales proyectos se encuentra raramente en su

contribución sustantiva al conocimiento, pero más bien en el avance de los conocimientos mediante la comunicación. Si los estudiantes deben adquirir los conocimientos y la pericia requeridos por estas directrices, es necesario que ganen experiencia trabajando con animales. Esta experiencia, especialmente para los estudiantes quienes demuestren un marcado interés para una carrera orientada hacia la investigación, puede incluir procedimientos que involucren angustia o dolor mínimo. En este caso, el instructor debe considerar muy cuidadosamente la pertinencia del proyecto y de sus procedimientos en vista a los objetivos de aprendizaje de cada estudiante, y también considerar el desarrollo de la sensibilidad de cada estudiante frente a los animales. Los estudiantes y los instructores recordarán que la política de la mayoría de las universidades es de exigir la aprobación del Comité de protección de los animales antes de comenzar cualquier proyecto con animales.

* * * * *

Estas directivas se deberán colocar bien a la vista en cada laboratorio, institución de enseñanza, y en cada sala de experimentación donde se utilicen animales.

La ACP recomienda que se incluya una copia de las directrices y de estos comentarios en los manuales de laboratorio, y que secciones seleccionadas se fijen en todas las instalaciones de los laboratorios. Esperamos que estas acciones no serán vistas como meras formalidades, sino que serán consideradas como una invitación para todo el personal del laboratorio para familiarizarse con el proceso ético. Como la ciencia misma, la deontología progresa gracias a la comunicación y a la discusión.

* * * * *

Toda situación que implique juicios y decisiones, tendrá de vez en cuando desacuerdos y malentendidos. Cuando estos suceden en el marco del uso de animales en la investigación o en la enseñanza en psicología, hay que resolver los problemas a la brevedad posible de manera de no trabar las investigaciones legítimas, ni prolongar los procedimientos inaceptables. El bienestar del animal debe ser una preocupación primordial. En general, hay dos clases de problemas. En el primero, puede haber alegatos hechos por estudiantes, colegas o el público respecto a que algunos proyectos de investigación o de enseñanza, en curso o terminados, no respetan estas directrices. En este caso, la persona involucrada debería intentar hacer intervenir el Comité de protección de los animales de la institución donde se desarrolla la investigación o la enseñanza. En el segundo, la Comité de protección de los animales o una agencia financiera niegan aprobar trabajos de investigación que los psicólogos creen que son científicamente y éticamente justificados. El CCPA ha desarrollado un mecanismo formal de apelación que los investigadores puede aprovechar. Una parte de este mecanismo involucrará una consulta con el ACP.

D. REFERENCIAS

1. ABRAMSON, L.Y. and SELIGMAN, M.E.P. Modelling psychopathology in the laboratory: History and rationale. In: Maser, J.D. and Seligman, M.E.P., eds. Psychopathology: experimental models. San Francisco, CA: W.H. Freeman & Co., 1977: 1-26.
2. BRITISH PSYCHOLOGICAL SOCIETY. Policy statement. Brit. Psych. Soc. Bull. 1979; 32: 50.
3. CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE. Guide to the Care and Use of Experimental Animals, Vol. 2, Ottawa, Ont.: CCAC, 1984.
4. DIENER, E. and CRANDALL, R. Ethics in social and behavioural research. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1978a.
5. DIENER, E. and CRANDALL, R. Ethics in social and behavioural research. Chicago, IL: University of Chicago Press, 1978b: 4-5.

6. HEBB, D.O. Textbook on psychology. 2nd Ed. Philadelphia, PA: W.B. Saunders, 1966: 19.
7. SMITH, M.B. Social psychology and human values. Chicago, IL: Aldine, 1969.
8. SZASZ, T.S. Moral man: A model of man for humanistic psychology. In: Bugenthal, J.T., ed. Challenges of humanistic psychology. New York, NY: McGraw-Hill, 1967.

[[Capítulo Anterior](#)] [[Contenido](#)] [[Capítulo Siguiente](#)]

[[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)



XIV. DIRECTRICES PARA EL USO DE ANIMALES EN LA INVESTIGACIÓN NEUROBIOLÓGICA*

A. INTRODUCCIÓN

La investigación en neurobiología contribuye a mejorar la calidad de vida por el mejoramiento del conocimiento sobre los organismos vivos. Esta contribución en la calidad de vida se origina en parte de los progresos realizados en el conocimiento de las enfermedades y dolencias en el hombre, de los adelantos en el bienestar animal y en la medicina veterinaria, y del incremento constante en el conocimiento de las capacidades y potencialidades de la vida humana y animal. Los progresos continuos en muchas áreas de la investigación biomédica requieren el uso de animales vivos con el propósito de investigar funciones y sistemas complejos porque, en tales casos, no existen alternativas adecuadas. Los progresos en la investigación básica y clínica en tales áreas no pueden continuar sin el uso de animales vivos en calidad de sujetos experimentales. El uso de animales vivos en proyectos de investigación científica bien diseñados es por lo tanto ético y apropiado. No obstante, nuestra preocupación para el tratamiento humanitario de los animales nos dicta evaluar con mucho cuidado los beneficios para el bienestar y el conocimiento del hombre cada vez que se emprende una investigación con animales. El investigador en este caso asume la responsabilidad de establecer un protocolo experimental adecuado, incluyendo los aspectos éticos y científicos.

La comunidad científica (progresista e informada) comparte las preocupaciones de la sociedad en general y considera que respecto al uso de animales en investigación deberían cumplirse los estándares que en forma semejante son aplicados a otros usos de los animales por parte del hombre. Aunque sea improbable que una serie de estándares específicos satisfaga a todos los interesados al mismo tiempo, es oportuno para las sociedades científicas formular directrices que se apliquen al uso humanitario de los animales de laboratorio en áreas particulares de investigación. Idealmente, tales directrices deberían también ser aceptadas por la sociedad en general como siendo razonables y prudentes.

La mayoría de las secciones más específicas de este documento fueron concebidas con respecto a la investigación que usa vertebrados de sangre caliente. Sin embargo y como principio general, los puntos éticos implicados en el uso de cualquier especie animal, vertebrada o invertebrada, son mejor considerados en relación a la complejidad del sistema nervioso de la especie en particular y de su conciencia aparente del ambiente, más que por su aspecto físico o su proximidad evolutiva en relación al hombre.

B. FACTORES RELACIONADOS CON LOS PROTOCOLOS EXPERIMENTALES

El primer factor usado para evaluar el tratamiento humanitario en la investigación animal es el grado de angustia o de malestar que ocasiona, basado sobre juicios antropomórficos emitidos por observadores (humanos) razonables y prudentes. *El principio fundamental de toda investigación animal ética es que los animales experimentales no deben someterse a la angustia o el*

malestar que se puede evitar. Este principio debe observarse cuando se hace un protocolo experimental que incluye el uso de animales vivos.

* Reproducido con el permiso de la Society for Neuroscience, extraído del *Handbook for the use of animals in Neuroscience Research* (1992). Las referencias a las publicaciones americanas y a los estados americanos no tienen relaciones con los investigadores Canadienses.

Aunque la mayoría de las investigaciones animales involucren un malestar o angustia mínima, algunas preguntas científicas válidas pueden requerir protocolos experimentales que producirán inevitablemente estos efectos indeseables. Tales situaciones podrán ser infrecuentes, pero son sumamente diversas y deben evaluarse individualmente. Para minimizar la angustia y el malestar, es muy importante establecer el protocolo experimental con mucho cuidado. También es importante reconocer que no hay diferencia entre la angustia y el malestar que pueden ser inherentes a un protocolo experimental válido, y cuando estos mismos estados indeseables pueden ocurrir como un efecto secundario no previsto. Por lo tanto es responsabilidad del investigador reconocer y eliminar todas las fuentes evitables de angustia y malestar en los sujetos animales. Esta meta exige ser atento a los detalles del manejo animal así como también al protocolo experimental.

Los procedimientos invasivos y las drogas paralizantes nunca se deberían emplear sin recurrir a los beneficios de anestésicos, a menos que haya una justificación científica muy importante y que se haya considerado seriamente alternativas posibles. Los progresos en técnicas experimentales, como el uso de dispositivos implantados en forma permanente y bajo anestesia, pueden ofrecer enfoques alternativos válidos. Si estos no son factibles, es esencial vigilar las respuestas nociceptivas (por ejemplo, las grabaciones del electroencefalogramas, de la presión arterial y la respuesta de la pupila) que pueden indicar estrés en el animal, y usarlos como señales para buscar aliviar el dolor, para modificar el protocolo experimental, o para terminar la experimentación. Cuando los investigadores establecen protocolos de investigación, deberían considerar cuidadosamente las especies y el número de animales necesarios para lograr información válida, además de preguntarse si se deben utilizar seres vivos para contestar a la pregunta científica por ellos planteada. Por regla general, las experimentaciones deberían ser concebidas con el propósito de minimizar el número de animales usados y evitar el agotamiento de especies en vía de extinción. Los progresos en los métodos experimentales, el uso más eficiente de animales dentro del protocolo, y los métodos estadísticos modernos proveen todas las posibilidades para disminuir el número de animales usados en la investigación. Esta meta es completamente compatible con la importancia crucial de replicar y de validar los resultados para verdaderos progresos en la ciencia.

C. FACTORES RELACIONADOS CON LA CONDUCCIÓN DE LOS EXPERIMENTOS

Se debe adquirir y cuidar a los animales de investigación, siguiendo las directrices publicadas en el *NIH Guide for the Care and Use of Laboratory Animals* (National Institutes of Health, Publication No. 85-23, revisado 1985). El uso de un animal de depósito o abandonado en refugio programado para ser sometido a eutanasia, salva la vida de otro. Por lo tanto el uso de estos animales está aprobado en los proyectos de investigación para cuales sean sujetos apropiados. Además, para la adquisición de estos animales, como para todos los otros aspectos de la investigación, los investigadores deben observar las leyes locales, estatales y federales. (La referencia sobre los animales de depósito y de refugio ha sido agregada a las directrices, siguiendo la recomendación del Committee on Animals in Research y aprobación del Comité.) La calidad de los resultados de investigación depende en una medida importante de la salud y de la condición general de los animales utilizados, y de los detalles del protocolo experimental. Así, el manejo apropiado del animal está íntimamente ligado al éxito de cualquier investigación donde se utilizan animales vivos. Los estándares generales para el manejo animal (alojamiento, calidad de los alimentos, ventilación, etc.) están descritos en el *NIH Guide*. El investigador experimentado puede dar informaciones adicionales para el cuidado óptimo durante situaciones experimentales particulares, o para el uso de especies animales poco usadas en el laboratorio.

La cirugía con supervivencia (por ejemplo, sobre animales destinado a estudios crónicos), se debe realizar, o ser directamente supervisada por personas con la experiencia y el entrenamiento apropiados, y tomar en cuenta las medidas de asepsia y de prevención de infecciones. Una anestesia adecuada debe preceder las cirugías mayores para insensibilizar el animal al dolor. No

se deben utilizar relajantes musculares o agentes paralizantes, porque no tienen ningún efecto anestésico, y no deben usarse solo para inmovilizar a un animal para la cirugía. El cuidado postoperatorio debe incluir la atención para minimizar el malestar y el riesgo de infección.

Muchos protocolos experimentales prevén preparaciones quirúrgicas bajo anestesia, pero sin supervivencia. En tales casos, los animales deben ser mantenidos inconscientes para la duración entera de la experiencia. A la conclusión de la experimentación, los animales deben ser sometidos a eutanasia sin recuperar su conocimiento y se debe asegurar de su muerte antes de la disposición final.

Algunas experimentaciones requieren una inmovilización física, y/o la privación de alimentos o de agua, como procedimientos metodológicos más bien que como paradigmas experimentales. En tales casos, se debe prestar una atención especial en reducir el malestar o la angustia y asegurarse que la salud general se mantiene. No se debe imponer un método de inmovilización para el cual los animales no pueden adaptarse fácilmente, cuando hay soluciones alternativas prácticas. Se debe prever períodos razonables de reposo y de reajuste en el protocolo experimental, a menos que estos sean absolutamente inconsecuentes con objetivos científicos válidos.

Cuando la angustia y el malestar son los atributos inevitables de un protocolo experimental válido, es obligatorio realizar tales experimentaciones de modo que estos efectos sean reducidos al mínimo, que la duración del procedimiento sea minimizada y que el número de animales usados sea reducido al mínimo, todo siendo compatible con los objetivos científicos del estudio.

[[Capítulo Anterior](#)] [[Contenido](#)]

[[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)

[About CCAC](#) [What's New](#) [Programs](#) [Publications](#) [Committees](#) [Contact](#) [Links](#) [Media](#)

[CCAC Programs -> Guidelines -> Manual sobre el cuidado y uso de los animales de experimentación - Anexo I](#)

[CCPA, Manual vol. 1 \(2nda edición\) 1998](#)

ANEXO I

ANEXO I ALOJAMIENTO Y MEDIO AMBIENTE

El cuadro siguiente está basado sobre experiencias exitosas y el juicio de profesionales, con relación a la evaluación de los animales alojados. Como hay pocos datos objetivos disponibles sobre las necesidades de espacio para las diferentes especies de animales de laboratorio, hay que tomar en consideración el juicio del veterinario para evaluar los requerimientos de alojamiento. El capítulo Las necesidades sociales y comportamentales de los animales de experimentación, provee directrices adicionales para especies específicas.

| ESPECIES (peso) | ESPACIO POR ANIMAL | | | TEMPERATURA °C | | H.R % | Cambios de aire/hora | B.T.U. animal/ hora |
|---------------------------------------|---|-----------------------------|--|----------------------|---------------------------------|----------|----------------------------|---------------------------|
| | Superficie de piso individual | Altura mínima | Alojamiento en grupo o libre | Sala/Jaula °C | Corral/ alojamiento libre | | | |
| GATO >4 kg | 0.28 m ² 0.37 m ² | 0.76 m Plataforma | 0.56 m ² Plataformas | 20-22 | 15-25 | 45-60 | 10-18 | 25-30 |
| GANADO BOVINO Ternero Vaca | 1.5 m ² 3.0 m ² | | 2.4 m ² 7-10 m ² | 10-25 | 2-27 | 40-70 | 5-20 | 300-800 |
| AVES | Capítulo IV Cuadro 3 | | | 18-22 | 12-27 | 45-70 | 5-15 | 30 |
| PERRO <12 kg 12-30 kg >30 kg | 0.75 m ² 1.20 m ² 2.23 m ² | 0.8 m 0.9 m pen-2.0 m | 1.5 m ² 2.0 m ² 3.0 m ² | 18-21 | 5-25 | 45-55 | 8-12 | 80-150 |
| GERBO | 116 cm ² | 15 cm | pareja + camada 900 cm ² | 15-24 | | 40-50 | 8-10 | 4.0 |

| | | | | | | | | |
|--|---|---------------------------|--|-------|-----------------|-------|-------|---------|
| CABRA | 1.4 m ² | 2.0 m | 1.0 m ² | 15-24 | 7-30 | 55-65 | 6-12 | 350-500 |
| COBAYO <350 g >350 g | 300 cm ² 650 cm ² | 18 cm 22 cm | 500 cm ² 800 cm ² | 18-22 | | 50-60 | 4-8 | 5-6 |
| HÁMSTER >100 g | 100 cm ² 120 cm ² | 18 cm 18 cm | hembra + camada 900 cm ² | 21-24 | | 45-65 | 6-10 | 2.5 |
| CABALLO | 4-5 m ² | 3 m | 13-17 m ² | 10-24 | 2-27 | 25-75 | 4-8 | |
| RATÓN <20 g >20 g | 65 cm ² 100 cm ² | 13 cm 15 cm | hembra + camada 160 cm ² | 22-25 | | 50-70 | 8-12 | 0.6 |
| PRIMATE NO HUMANO Babuino (<i>Papio</i> sp) 5-12 kg >12 kg | 0.74 m ² 1.39 m ² | 0.91 m 1.22 m | 2.8 m ² | 21-26 | 15-30 | 45-60 | 12-16 | 60-140 |
| (<i>Macaca</i> sp) <7 kg 7-15 kg >15 kg | 0.4 m ² 0.6 m ² 0.75 m ² | 0.81 m 0.91 m 1.2 m | 2-3 m ² plataformas | 22-25 | 18-29 | 45-60 | 10-15 | 60-200 |
| OPOSSUM | 0.56 m ² | 0.75 m | | 21-25 | 10-27 | 45-65 | 10-12 | |
| PALOMA | 0.18 m ² | 0.38 m | | 16-20 | 5-27 | 45-70 | 12-15 | 1.2 |
| CODORNIZ | 400 cm ² | 15 cm máx. 30 cm | 200 cm ² | 21-22 | 20-30 | 45-70 | 10-15 | |
| CONEJO <4 kg >4 kg | 0.37 m ² 0.46 m ² | 0.40 m 0.45 m | hembra + camada 0.93 m ² | 16-22 | 10-28 sombra | 40-50 | 10-20 | 30-40 |
| RATA <150 g >150 g | 150 cm ² 250 cm ² | 18 cm 18 cm | hembra + camada 800 cm ² | 20-25 | | 50-55 | 10-20 | 4.0 |
| CARNERO | Capítulo IV Cuadro 2 | | | 5-21 | 0-24 | 50-75 | 15-25 | 500-800 |
| CERDO | 2.0 to 4.0 m ² de espacio de corral por animal | | hembra + camada 5-8.5 m ² | 17-24 | 10-25 | 55-75 | 15-20 | 250-500 |

[[Contenido](#)] [[De nuevo a tapa](#)]



ANEXO II DATOS SOBRE CRIANZA Y REPRODUCCIÓN

| ESPECIES (edad y peso) | Edad de reproducción rango hembra-macho | Tipo de ciclo* duración (días) | Duración de la receptividad sexual | Comportamiento reproductivo** y estación** | Duración media de la gestación (días) | Tamaño de la camada | Capacidad reproductiva optima*** (años/meses) | Horas de iluminación |
|---------------------------|--|-----------------------------------|------------------------------------|---|---------------------------------------|------------------------------|--|----------------------|
| GATO | 7-10 meses | 14-24 P.S. | 3-8 días irregular | Pm (h. a m.) enero a setiembre | 62 57-65 | 2-6 | 6-7 años | 12-14 |
| GANADO BOVINO | 16-24 meses | 18-24 P | 10-24 horas | Pm (I.A.) año entero | 283 279-290 | 1 | 8-10 años | 8-12 |
| POLLO | 4-6 meses | | | Poli año entero | 21 incubación | | 9-12 meses | 13-14 |
| PERRO | 10-14 meses | 21 M | 4-8 días | Pm (h. a m.) Bianual | 63 58-68 | según la raza 4-10 | 6-7 años | 10-12 |
| GERBO | 9-12 semanas | 4-6 P | 14-18 horas | PM año entero | 25 24-26 | 4-5 | 15 meses | 12-14 |
| CABRA | 15-18 meses | 14-21 P.E. | 48-72 horas | Poli setiembre a feb | 151 149-153 | 1-2 | 4-5 años | 8-12 |
| COBAYO | 3 meses | 15-19 P | 6-14 días | H (1 por 6) año entero | 65 59-72 | 2-6 | 2 años | 12-15 |
| HÁMSTER | 6-8 semanas | 4 P | 6-20 horas | P.M. o H (1 por 5) año entero | 16 15-18 | 5-8 | 15 meses | 12 |
| CABALLO | 36-60 meses | 19-24 P.E. | 3 días 2-6 | Pm (h. a m.) Febrero a agosto | 335 320-360 | 1 | 12-15 años | 8-12 |
| RATÓN | 6 semanas | 4-5 P | 10-20 horas | H (1 por 4) año entero | 20 19-21 | 6-12 | 7-8 meses | 14 |
| PRIMATE | | | 3-4 días de | | | | | 12-14 |

| | | | | | | | | |
|--|---------------|---------------|--|---------------------------------------|--------------------|------|------------|-------|
| NO HUMANO Babuino (<i>Papio</i> sp) | 48-66 meses | 31-32 | menstruaciones, día 15-17 período óptimo de reproducción | H (1 por 6) año entero | 175 154-185 | 1 | 5-20 años | |
| (<i>Macaca</i> sp) | 36-48 meses | 28 | 3-4 días de menstruaciones día 10-12 período óptimo de reproducción | H (1 por 8) o Pm (h. a m.) año entero | 165 150-180 | 1 | 5-20 años | 10-14 |
| OPOSUM | 8-12 meses | 22-27 P | 7-14 días post-parto | P.M. | marsupial 12-13 | 1-12 | 5 años | |
| PALOMA | 6 meses | | | P.M. año entero | 13 incubación | | 2 años | 12-14 |
| CODORNIZ | 6 semanas | | | H (1 por 3) o poli año entero | 16 incubación | | 5-6 meses | 14 |
| CONEJO | 6-9 meses | inducido P | ovulación variable | Pm (h. a m.) año entero | 31 28-34 | 6-10 | 3 años | 12-14 |
| RATA | 10-12 semanas | 4-5 P | 10-20 horas | H (1 por 6) año entero | 21 20-22 | 7-14 | 9-10 meses | 12-14 |
| CARNERO | 18-24 meses | 16-17 P.E. | 1-1 1/2 días | Poli med-setiembre a med- enero | 145 144-148 | 1-3 | 4-5 años | 12 |
| CERDO | 9-11 meses | 21 P | 2-3 días | Poli año entero | 114 112-116 | 6-16 | 3-4 años | 10-12 |

* P = Poliéstrica; P.E. = Poliéstrica Estacional; M = Monoéstrica

** H = Harén (1 macho (m) por # hembras (h)); Poli = Polígamo; Pm = Polígamo, pero apareamiento a mano, es decir, hembra llevada al macho, o viceversa; I.A. = Inseminación Artificial; P.M. = Pareja Monogámica, puestos juntos por toda su vida a partir del destete.

*** Capacidad reproductiva óptima - se refiere al período de la vida de la hembra con fertilidad y tamaño de camada máximos y con complicaciones mínimas. Los animales criados para la reproducción son usualmente reemplazados al final de este período por razones económicas.

[[Contenido](#)] [[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)



ANEXO III

PARÁMETROS FISIOLÓGICOS Y NUTRICIONALES*

| ESPECIES | Temperatura rectal °C ± 0.5 | Ritmo respiratorio/ promedio y (rango) | Ritmo cardíaco/ promedio y (rango) | Consumo diario promedio de agua | Excreción diaria de orina | Recomendaciones para alimentación/ día | Proteínas digestibles** % |
|---------------|--------------------------------|---|---------------------------------------|---------------------------------|----------------------------|--|------------------------------|
| GATO | 38.5 | 31 (20-40) | 150 (110-226) | 150 ml 100-200 | 50-120 ml | 110-225 g | 30 |
| GANADO BOVINO | 38.5 | 29 (26-35) | 58 (46-55) | 45-65 L | 14-23 L | 7.5-12.5 kg | 8.5-10 |
| AVES | 39.5 | (12-36) | 300 (150-400) | <i>ad lib</i> | | 85-115 g | 13-17 |
| PERRO | 39.0 | 24 (20-34) | 110 (77-138) | 25-35 ml/ kg de peso | 65-400 ml según la raza | 250-1200 g según la raza | 20 |
| HURÓN | 38.5 | 34 (33-36) | 240 (200-400) | 75-100 ml | 26-28 ml | 140-190 g | 9.5 |
| GERBO | 38.5 | 90 (70-120) | 360 (260-600) | 3-4 ml o alimentos verdes | algunas gotas | 10-15 g | 15 |
| CABRA | 39.0 | 19 (12-35) | 90 (70-135) | 1.5-4 L | 1-2 L | 1-4 kg | 15 |
| COBAYO | 39.0 | 86 (42-104) | 280 (230-380) | 12-15 ml/ 100 g de peso | 15-75 ml | 20-35 g + Vit. C sup. | 25-30 |
| HÁMSTER | 39.0 | 77 (35-135) | 332 (250-500) | 8-12 ml | 6-12 ml | 7-15 g | 16 |
| CABALLO | | 12 | 44 | | | | |

| | | | | | | | |
|--|------|-----------------|------------------|----------------------------|---------------------------|---------------------------|--------|
| | 38.0 | (10-14) | (23-70) | 25-55 L | 3-15 L | 8-16 kg | 5.5-14 |
| RATÓN | 37.5 | 138 (94-163) | 470 (325-780) | 3-7 ml | 1-3 ml | 3-6 g | 12 |
| PRIMATE NO HUMANO Babuino (<i>Papio</i> sp) | 39.0 | 25 (22-35) | 115 (105-150) | 400-600 ml | 150-400 ml | 1-1.5 kg + sup. vit. C | 17 |
| Cynomolgus (<i>M. fascicularis</i>) | 39.0 | 40 (30-54) | 220 (165-243) | 350-950 ml | 150-550 ml | 350-550 g + sup. vit C | 17 |
| OPOSSUM | 34.5 | 36-65 | (140-220) | 100-200 ml | | 85-150 g | 20-25 |
| PALOMA | 41.0 | 25-30 | (140-244) | 40-50 ml | | 25-75 g | 10-15 |
| CONEJO | 39.0 | 40 (32-60) | 260 (130-325) | 80-100 ml/kg de peso | 50-90 ml/kg de peso | 75-100 g | 14 |
| RATA | 37.0 | 92 (70-115) | 350 (250-450) | 20-45 ml | 10-15 ml | 10-20 g | 12 |
| CARNERO | 39.5 | 25 (20-34) | 76 (70-80) | 600-1800 ml | 400-1200 ml | 1-2 kg | 5 |
| CERDO | 39.0 | 40 (32-58) | 70 (60-75) | 4.5-6.5 L | 2.5-4.5 L | 1.5-3 kg | 14 |

* Los valores promedios y rangos tomados de la literatura corresponden a valores medios para **animales adultos jóvenes** bajo diferentes condiciones (que provienen de varias fuentes).

** Refiere a proteínas ideales o digestibles requeridas; los niveles de proteínas brutas (PB) en la mayoría de las dietas preparadas para animales de laboratorio pueden ser considerablemente más altos.

Referencias

1. FOX, J. Biology and diseases of the ferret. Lea and Febiger, 1988.
2. FOX, J., COHEN, B. and LOEW, F. Laboratory animal medicine. Academic Press, 1984.
3. HARKNESS, J. and WAGNER, J. The biology and medicine of rabbits and rodents. Lea and Febiger, 1983.
4. HECKER, J.F. The sheep as an experimental animal. Academic Press, 1983.
5. MERCK VETERINARY MANUAL. 6th Ed. Merck and Co., 1986.
6. SWENSON, M. Dukes' Physiology of domestic animals. 10th Ed. Cornell Un. Press, 1984.

[[Contenido](#)] [[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)



ANEXO IV

HEMATOLOGÍA*

| ESPECIES | Glóbulos rojos X 10 ¹² /L | Hb g/L | PCV L/L | Plaquetas sanguíneas X 10 ⁹ /L | Glóbulos blancos X 10 ⁹ /L | Neutrófilos 10 ⁹ /L | Linfocitos 10 ⁹ /L | Volumen sanguíneo. (ml/kg) |
|---------------|--------------------------------------|----------------|-------------------|---|---------------------------------------|--------------------------------|-------------------------------|----------------------------|
| GATO | 7.5 5.0-10.0 | 120 80-150 | 0.37 0.24-0.45 | 190-400 | 12.5 5.5-19.5 | 7.5 2.5-12.5 | 4.0 1.5-7.0 | 66.7 45-75 |
| GANADO BOVINO | 7.0 5.0-10.0 | 110 80-150 | 0.35 0.24-0.46 | 220-640 | 8.0 4.0-12.0 | 2.0 0.6-4.0 | 4.5 2.5-7.5 | 57 55-60 |
| POLLO | 3.0 2.5-3.5 | 90 70-130 | 0.3 0.22-0.35 | 14-60 | 12.0 12.0-30.0 | 3.0-6.0 | 14.0 7.0-17.5 | 83 60-90 |
| PERRO | 6.8 5.5-8.5 | 150 132-193 | 0.45 0.38-0.57 | 145-440 | 11.5 6.0-17.0 | 7.0 3.9-12.0 | 2.8 1.0-4.8 | 83-101 |
| GERBO | 8.5 7.0-10.0 | 150 121-169 | 0.48 0.41-0.52 | 638 | 4.3-21.6 | 0.3-4.1 | 3.2-9.7 | 60-85 |
| CABRA | 13.0 8.0-18.0 | 100 80-120 | 0.35 0.24-0.48 | 250-750 | 9.0 4.0-13.0 | 3.2 1.2-7.2 | 5.0 2.0-9.0 | 70 55-80 |
| COBAYO | 5.2 4.8-5.9 | 110-140 | 0.43 0.37-0.46 | 450-630 | 3.8-13.5 | 2.6 2.0-3.1 | 6.4-7.5 | 65-90 |
| HÁMSTER | 7.5 5.0-9.2 | 168 146-200 | 0.5 0.46-0.52 | 300-570 | 7.6 5.0-10.0 | 1.5-3.5 | 6.1-7.0 | 65-80 |
| CABALLO | 9.0 6.8-12.9 | 144 111-190 | 0.41 0.32-0.53 | 80-397 | 9.0 5.4-14.3 | 4.7 2.3-8.6 | 3.9 1.7-6.8 | 72 75-100 |
| RATÓN | 9.1 7.9-10.1 | 110- | 0.37-0.46 | 600-1200 | 5.0-13.7 | 0.4-2.7 | 7.1-9.5 | 70-80 |

| | | | | | | | | |
|--|------------------|--------------------|-------------------|----------------|-------------------|----------------|----------------|---------|
| | | 145 | | | | | | |
| PRIMATES NO HUMANOS | | | | | | | | |
| Babuíno (<i>Papio</i> sp) | 5.0 4.0-6.0 | 120 90-150 | 0.42 0.36-0.49 | 135-400 | 3.0-11.4 | 2.7-7.3 | 2.6-5.9 | 50-70 |
| Cynomolgus (<i>M. fascicularis</i>) | 5.0 3.9-7.1 | 116- 145 | 0.38-0.50 | 90-140 | 8.1-21.3 | 1.3-8.1 | 3.5-8.3 | 55-75 |
| OPOSUM | 5.0 3.4-7.1 | 121- 198 | 0.42 0.30-0.58 | 235-1235 | 3.0-27.0 | 1.5-6.5 | 1.9-9.2 | 45-65 |
| CODORNIZ | 4.7 4.0-5.5 | 110- 150 | 0.42 0.3-0.45 | | 12.5-25.0 | 2.5-5.0 | 5.0-7.0 | 55-75 |
| CONEJO | 6.5 4.5-8.5 | 94-175 | 0.40 0.31-0.50 | 468 180-750 | 4.0-13.0 | 3.0-5.2 | 2.8-9.0 | 57-65 |
| RATA | 5.4-8.5 | 115- 160 | 0.37-0.49 | 450-885 | 4.0-10.2 | 1.3-3.6 | 5.6-8.3 | 50-65 |
| CARNERO | 12.0 9.0-15.0 | 115 90-150 | 0.35 0.27-0.45 | 250-750 | 8.0 4.0-12.0 | 2.4 0.7-6.0 | 5.0 2.0-9.0 | 58-66.4 |
| CERDO | 6.5 5.0-8.0 | 130 100- 160 | 0.42 0.32-0.50 | 300-700 | 16.0 11.0-22.0 | 4.0-7.5 | 6.0-10.0 | 52-69 |

* Los valores normales pueden variar con la edad, el sexo, la raza y las funciones de los animales.

Referencias

1. ARCHER, R.K., JEFFCOTT, L.B. and LEHMANN, H. Comparative clinical haematology. Blackwell Scientific Publications, 1977.
2. FOX, J.G., COHEN, B.J. and LOEW, F.M. Laboratory animal medicine. Academic Press, 1984.
3. HAWKEY, C.M. Comparative mammalian haematology; cellular components and blood coagulation of captive wild animals. William Heinemann Medical Books Ltd., 1975.
4. JAIN, N.C. Schalm's Veterinary Haematology. 4th Ed. Lea and Febiger, 1986.
5. MITRUKA, B.M. and RAWNSLEY, H.M. Clinical biochemical and hematological reference values in normal experimental animals. New York, Paris, Barcelona, Milan: Masson Publishing USA Inc., 1977.
6. SWENSON, M.J. Dukes' physiology of domestic animals. 10th Ed. Cornwell Un. Press, 1984.
7. UNIVERSITY OF GUELPH. Veterinary teaching hospital (Manual), 1988.

[About CCAC](#) [What's New](#) [Programs](#) [Publications](#) [Committees](#) [Contact](#) [Links](#) [Media](#)

[CCAC Programs -> Guidelines -> Manual sobre el cuidado y uso de los animales de experimentación - Anexo V](#)

[CCPA, Manual vol. 1 \(2nda edición\) 1998](#)

Anexo V

ANEXO V

VALORES DE REFERENCIA DE BIOQUÍMICA CLÍNICA^a

| ESPECIES | Glucosa mmol/L | Urea mmol/L | Colesterol Total mmol/L | Proteína | | | Amino- transferasa Aspartato (AST, SGOT) U/L | Amino- transferasa Alanina (ALT, SGPT) U/L | Fosfatasa Alcalina U/L |
|--|--------------------------|-----------------------------|-------------------------------|-----------------|-----------------|------------------|---|---|------------------------------|
| | | | | Total g/L | Albúmina g/L | Globulina g/L | | | |
| GATO ^b | 3.89-6.11 (5.05±0.42) | 14.28-21.42 | 2.46-3.37 | 54-78 (66±7) | 21-33 (27±2) | 26-51 (39±7) | 26-43 (35±9) | 6-83 (26±16) | 25-93 (50±35) |
| POLLO ^b | | (9.30) | | (56) | (25) | (31) | (175) | | |
| VACA ^b | 2.5-4.16 (3.19±0.38) | 14.28-21.42 | 2.07-3.11 | 67-75 (71±2) | 30-35 (33±1) | 30-35 (32±2) | 78-132 (105±27) | 14-38 (27±14) | 0-488 (194±126) |
| PERRO ^b | 3.61-6.55 (5.05±0.67) | 7.14-19.99 (12.14±2.86) | 3.50-6.99 (4.61±0.98) | 54-71 (61±5) | 26-33 (29±2) | 27-44 (34±5) | 23-66 (33±12) | 21-102 (47±26) | 20-156 (66±36) |
| CABRA ^b | 2.78-4.16 (3.49±0.39) | 7.14-14.28 (10.71±1.43) | 2.07-3.37 | 64-70 (69±5) | 27-39 (33±3) | 27-41 (36±5) | 167-513 | 24-83 | 93-387 (219±76) |
| COBAYO ^c Hartley (500- 800g) | 4.94-5.29 (5.12) | 15.35-17.99 (16.67) | | 48-56 (52) | 24-27 (25) | | 46-48 (47) | 38-45 (41) | 66-74 (70) |
| HÁMSTER ^c Siriano (100g) | 3.61-4.07 (3.84) | 14.85-21.49 (18.33±3.08) | 4.71-6.13 (5.42) | 64-73 (67±5) | 32-37 (35±2) | | 53-124 (79±32) | 21-50 (35±11) | 8-18 (13±5) |
| CABALLO ^b | 4.16-6.39 (5.30±0.47) | 7.14-17.14 | 1.94-3.89 (2.88±0.04) | 52-79 (63±6) | 26-37 (31±3) | 26-40 (33±7) | 226-366 (296±70) | 3-23 (14±11) | 143-395 (244±101) |
| RATON ^d CD-1 (CrI: CD-1(ICR)) | 9.71-18.60 (15.00) | 12.14-20.59 (16.07) | 1.27-2.48 (1.89) | 42-60 (51) | 21-34 (28) | 18-82 (22) | 55-251 (139) | 28-184 (95) | 28-94 (67) |

| | | | | | | | | | |
|--|--------------------------|------------------------|----------------------------------|-----------------|-----------------|-----------------|------------------|------------------|---------------------|
| BR) ^e | | | | | | | | | |
| CF-1 (CrI:CF-1BR) ^e | 9.10-20.48 (14.46) | 8.57-19.99 (14.99) | 2.72-4.16 (3.49) | 54-65 (60) | 30-40 (35) | 18-31 (24) | 30-314 (177) | 76-208 (143) | 67-303 (167) |
| B6C3F1 (B6C3F1/CrIBR) ^f | 7.6-26.0 (17.3) | 4.3-13.5 (7.85) | 1.53-3.63 (2.29) | 47-60 (52) | 26-34 (30) | 17-29 (22) | 0-111 (43) | | 46-289 (207) |
| PRIMATE NO HUMANO Babuino (<i>Papio sp</i>) ^c | (6.72±1.16) | | | (63±6) | (37±4) | | (25±3) | (16±4) | |
| Cynomolgus (<i>M. fascicularis</i>) ^g | 2.20-4.70 | 3.80-10.00 | 1.91-4.52 | 68-86 | 34-45 | 27-47 | 9-68 | 0-138 | 102-1163 |
| Rhesus (<i>M. mulatta</i>) ^c | (3.890.57) | 12.07-14.85 (13.46) | 3.31-4.43 (3.87) | 66-80 (70±8) | 43-44 | | 27-79 (55±27) | 27-42 (35) | (149) |
| CERDO ^b | 4.72-8.33 (6.61±0.96) | 7.41-21.42 | 0.93-1.40 | 79-89 (84±7) | (26±7) | 53-64 (59±6) | 32-84 (61±26) | 31-58 (45±14) | 118-395 (194±84) |
| CONEJO ^b | 2.78-5.18 (4.08±0.53) | (10.21±2.14) | 0.14-1.86 (0.69±0.41) | (64±3) | (27±3) | | (47) | (79) | (120±14) |
| RATA ^d Wistar[CrI: (W) BR] ^h | 4.71-7.33 (6.22) | 11.42-19.28 (14.64) | 1.20-2.38 ^f (1.79) | 63-86 (73) | 33-49 (47) | 24-39 (31) | 39-92 (64) | 17-50 (32) | 39-216 (123) |
| F-344 ⁱ [CDF(F-344) CrIBR] | 4.24-20.04 (10.85) | 7.85-19.99 (10.00) | 0.54-2.22 (1.29) | 60-78 (66) | 34-43 (39) | 24-35 (29) | 56-436 (233) | 108-375 (232) | 147-399 (248) |
| CD[CrI:CD(SD) BR] ^j | 5.55-16.71 (11.69) | 9.28-22.13 (14.64) | 1.18 (0.52- 1.914) | 59-79 (70) | 28-44 (38) | 26-39 (32) | 39-262 (129) | 110-274 (216) | 46-264 (161) |
| CARNERO ^b | 2.78-4.44 (3.80±0.33) | 5.71-14.28 | 1.34-1.97 (1.66±0.31) | 60-79 (72±5) | 24-30 (27±2) | 35-57 (44±5) | (307±43) | (30±4) | 68-387 (178±102) |

^a Errores con promedio y desviación estándar entre paréntesis. En unidades I.S.

^b KANEKO, J.J., ed. Clinical chemistry of domestic animals. Academic Press, 1989: 886-891.

^c LOEB, W.F. and QUIMBY, F.W., eds. The Clinical Chemistry of Laboratory Animals. Pergamon Press, 1989: 417-476.

^d Ambos sexos, 19-21 semanas.

^e Hematología basal y valores de hematología clínica del ratón Charles River outbred: CrI:CD-1(ICR)BR. CrI:CF-1BR. Charles River Laboratories Techn. Bull., 1986.

^f Valores del Parke Davis Research Institute, Mississauga, Ontario.

- ^g CLARKE, D., TUPASI, G., WALKER, R. and SMITH, G. Estabilidad de los parámetros bioquímicos séricos en perros Beagle y monos Cynomolgus. Clin. Chem. Newsl. (En prensa).
- ^h Hematología basal y valores de hematología clínica de ratas Charles River Wistar (CRL:(W)BR) en función de sexo y edad. Charles River Techn. Bull., Vol. 1, No. 2, 1982.
- ⁱ Hematología basal y valores de hematología clínica de ratas Charles River Fischer-344 - CDF(F-344)CrIBR en función de sexo y edad. Charles River Techn. Bull., Vol. 3, No. 1, 1984.
- ^j Hematología basal y valores de hematología clínica de ratas Charles River CD[CrI:CD(SD)BR] en función de sexo y edad. Charles River Techn. Bull., Vol. 3, No. 2, 1984.

[[Contenido](#)] [[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)



ANEXO VI

VALORES DE REFERENCIA DE LOS ELECTROLITOS SÉRICOS^a

| ESPECIES | Sodio mmol/L | Potasio mmol/L | Cloruro mmol/L | Bicarbonato mmol/L | Fosfato mmol/L | Calcio mmol/L | Magnesio mmol/L |
|--|----------------------|----------------------|---------------------|-----------------------|--------------------------|--------------------------|--------------------------|
| GATO ^b | 147-156 (152) | 4.0-4.5 (4.3) | 117-123 | 17-21 | 1.45-2.62 (2.00) | 1.55-2.55 (2.06±0.24) | (0.90) |
| POLLO ^b | | | | | (2.52) | (7.10) | |
| VACA ^b | 132-152 (142) | 3.9-5.8 (4.8) | 97-111 (104) | 17-29 | 1.81-2.10 | 2.43-3.10 (2.78±0.15) | 0.74-0.95 (0.84±0.10) |
| PERRO ^b | 141-152 | 4.37-5.35 | 105-115 | 18-24 | 0.84-2.00 (1.39±0.29) | 2.25-2.83 (2.55±0.15) | 0.74-0.99 (0.86±0.12) |
| CABRA ^b | 142-155 (150±3.1) | 3.5-5.4 | 99-110 (105±2.9) | | (4.62±0.25) | 2.88-3.20 (2.58±0.15) | 0.90-0.31 (1.03±0.12) |
| COBAYO ^c Hartley (500- 800g) | 122-125 | 4.7-5.3 | 92-97 | 22-24 | 1.71-1.72 | 2.40-2.67 | 0.97-1.01 |
| HÁMSTER ^c Siriano (100g) | 128-145 | 4.9-5.1 | 94-99 | (30±2.9) | 1.71-2.13 | 2.60-3.09 | 0.91-1.03 |
| CABALLO ^b | 132-146 (139±3.5) | 2.4-4.7 (3.5±0.6) | 99-109 (104±2.6) | 20-28 | 1.00-1.81 | 2.80-3.40 (3.10±0.14) | 0.19-1.15 (1.03±0.13) |
| RATÓN ^d CD-1 (CrI:CD-1(ICR) BR) ^e | 143-150 (148) | 3.8-10.0 (6.3) | 96-111 (105) | | 2.68-3.62 (3.08) | 2.77-3.02 (2.90) | |
| CF-1 (CrI:CF- 1BR) ^e | 139-157 (148) | 4.8-8.9 (6.9) | 104-119 (111) | | 2.91-4.65 (3.76) | 2.25-2.89 (2.57) | |
| PRIMATES NO HUMANOS Babuino (<i>Papio</i>) | (142±3.5) | (3.8±0.5) | (107±3.7) | | (2.26±0.48) | (2.10±0.02) | |

| | | | | | | | |
|--|-------------------------------|-------------------------------|-------------------------------|-------|----------------------------------|----------------------------------|--------------------------|
| sp) ^c | | | | | | | |
| Cynomolgus (<i>M. fascicularis</i>) | 142-153 ^f (149) | 3.0-4.8 ^f (3.9) | 101-112 ^f (107) | | 1.18-2.30 ^g | 2.17-2.55 ^g (2.36) | |
| Rhesus (<i>M. mulatta</i>) ^c | 154-158 | 3.6-4.6 | 110-114 | | 1.41-1.62 | 2.42-2.70 | 0.68-0.75 |
| CERDO ^b | 135-152 | 4.4-6.7 | 94-106 | 18-27 | 1.71-3.10 | 1.78-2.90 (2.41±0.25) | 1.11-1.52 (1.31±0.20) |
| CONEJO ^b | (141±0.93) | (5.3±0.5) | 85-105.3 (96.5±6.7) | (47) | (1.34±0.15) | 1.46-3.60 | (0.92±0.07) |
| RATA ^d Wistar (CrI: (W) BR) | 141-150 ^h (145) | 5.2-7.8 ^h (6.2) | 99-114 ^h (106) | | 1.99-3.77 ^f (2.95) | 2.67-3.43 ^f (3.05) | 1.07-1.28 ^c |
| F-344 ⁱ (CDF (F-344) CrIBR) | 139-150 (145) | 3.9-7.5 (5.7) | 82-99 (93) | | 2.42-5.62 (4.13) | 2.47-3.32 (2.82) | |
| CD (CrI: CD (SD) BR) ^j | 139-150 (145) | 3.6-8.4 (5.7) | 84-99 (93) | | 2.42-5.62 (4.13) | 2.47-3.22 (2.82) | 0.66-1.79 ^c |
| CARNERO ^b | 139-152 | 3.9-5.8 | 95-103 | 20-25 | 1.62-2.36 | 2.88-3.20 (2.78±0.07) | 0.90-0.31 (1.03±0.12) |

^a Series con promedio y desviación estándar entre paréntesis. En unidades I.S.

^b KANEKO, J.J., ed. Clinical chemistry of domestic animals. Academic Press, 1989: 886-891.

^c LOEB, W.F. and QUIMBY, F.W., eds. The clinical chemistry of laboratory animals. Pergamon Press, 1989: 417-476.

^d Ambos sexos, 19-21 semanas.

^e Hematología basal y valores de hematología clínica de Charles River outbred mice: CrI:CD-1(ICR)BR. CrI:CF-1BR. Charles River Laboratories Techn. Bull., 1986.

^f Valores del Parke Davis Research Institute, Mississauga, Ontario.

^g CLARKE, D., TUPASI, G., WALKER, R. and SMITH, G. Estabilidad de los parámetros bioquímicos séricos en perros Beagle y monos *Cynomolgus* Clin. Chem. Newsl. (En prensa).

^h Hematología basal y valores de hematología clínica de ratas Charles River Wistar (CRL:(W)BR) en función de sexo y edad. Charles River Techn. Bull., Vol. 1, No. 2, 1982.

ⁱ Hematología basal y valores de hematología clínica de ratas Charles River Fischer-344 - CDF(F-344)CrIBR en función de sexo y edad. Charles River Techn. Bull., Vol. 3, No. 1, 1984.

^j Hematología basal y valores de hematología clínica de ratas Charles River CD(CrI:CD(SD)BR) en función de sexo y edad Charles River Techn. Bull., Vol. 3, No. 2, 1984.

[About CCAC](#) [What's New](#) [Programs](#) [Publications](#) [Committees](#) [Contact](#) [Links](#) [Media](#)

[CCAC Programs -> Guidelines -> Manual sobre el cuidado y uso de los animales de experimentación - Anexo VII](#)

[CCPA, Manual vol. 1 \(2nda edición\) 1998](#)

Anexo VII

ANEXO VII

ZONOSIS-DE LOS ANIMALES DE EXPERIMENTACIÓN AL HOMBRE

A. ENFERMEDADES BACTERIANAS

| Enfermedad en el hombre | Agente causal | Huésped vertebrado ¹ | Medios de diseminación | Vectores y notas sobre el ciclo |
|--|--|---|--|---|
| Anthrax (carbunco) enfermedad de Woolsorters | <i>Bacillus anthracis</i> | Animales domésticos animales silvestres y de zoológicos | contacto, inhalación, ingestión | Esporas: sobreviven por mucho tiempo en el suelo |
| Brucelosis ² Fiebre ondulante Fiebre de Malta Enfermedad de Bang | <i>B. suis</i> <i>B. abortus</i> <i>B. melitensis</i> <i>B. ovis</i> <i>B. canis</i> | cerdo ganado bovino, carnero, búfalo carnero, cabra carnero perro | contacto e ingestión de leche, de productos lecheros, carne cruda contacto directo principalmente con semen contacto con semen infectado, fetos, membranas fetales y secreciones vaginales | |
| Campilobacteriosis | <i>C. fetus</i> <i>C. jejuni</i> | ganado bovino, carneros, cerdos, perros, primates no-humanos, aves | ingestión | puede sobrevivir a un calentamiento inadecuado |

| | | | | |
|--|---|--|---|----------------------------------|
| Clamidiosis ³ Psitacosis | <i>Chlamydia</i> spp. | Aves psitácidas, aves de corral, palomas | inhalación | pájaros infectados y recuperados |
| Colibacilosis ⁴ | <i>E.coli</i> | ganado bovino, cerdo, aves, animales varios | ingestión | |
| Leptospirosis Enfermedad de Weil | <i>Leptospira</i> spp. | Roedores, perros, animales domésticos y silvestres | contacto, suelo y agua contaminados con orina | |
| Pasteurelisis | <i>P.multocida</i> <i>P.hemolytica</i> <i>P.pneumotropica</i> | perros, gatos, conejos, animales varios, aves | contacto, herida de mordedura, inhalación | |
| Peste | <i>Yersinia pestis</i> | roedores | contacto, picaduras de pulgas, inhalación | pulgas |
| Pseudotuberculosis | <i>Yersiniapseudotuberculosis</i> | roedores, conejos, palomas, pavos, canarios, aves silvestres | contacto, ingestión de alimentos y agua contaminados | |
| Fiebre de la mordedura de la rata | <i>S.moniliformis</i> <i>Spirillum minus</i> | roedores | mordeduras de roedores, ingestión | saliva infectada |
| Salmonelosis | <i>Salmonella</i> spp. | animales domésticos, roedores, reptiles, anfibios, animales silvestres y de zoológico | ingestión, inhalación, contacto | |
| Shigellosis Disentería bacilar | <i>Shigella</i> spp. | Primates no humanos | contacto, contaminación fecal, ingestión | directo o vectores inertes |
| Tétanos ⁵ | <i>Cl.tetani</i> | perro, gato, especies equinas | heridas de mordeduras, heridas de picaduras contaminadas | suelo |
| Tuberculosis | <i>M.tuberculosis</i> <i>M.bovis</i> <i>M.avium</i> | primates no humanos, ganado bovino, perros, ganado bovino, perros aves, cerdos, carneros | contacto, ingestión, inhalación | Antropozoonosis ⁶ |
| Tularemia Fiebre del conejo | <i>F.tularensis</i> | conejos, roedores silvestres, aves, perros | inhalación contacto, picaduras de garrapatas y de insectos, ingestión de alimentos y agua contaminados | insectos picadores y garrapatas |

B. RICKETTSIOSIS:

| Agente causal | Enfermedad en el hombre | Huéspedes vertebrados comunes ¹ | Medios de diseminación, vectores, notas sobre el ciclo |
|-----------------------|---|--|---|
| Coxiella ⁸ | Fiebre Q | ganado bovino, carneros, cabras | inhalación, ingestión de leche cruda contaminada, artrópodos hematófagos, contacto con líquido amniótico o placenta |
| <i>R. akari</i> | Rickettsiosis vesiculosa | ratones silvestres, ratas | mordeduras de acáridos: <i>A. sanguineus</i> |
| <i>R. rickettsii</i> | Fiebre maculosa de las Montañas Rocosas | roedores silvestres, conejos, perros | mordeduras de garrapatas: <i>Dermacentor</i> spp., garrapata americana del perro |
| <i>R. siberica</i> | Ixodo-rikettsiosis asiática | varios roedores silvestres | mordeduras de garrapatas: las garrapatas mismas pueden actuar como reservorios para las garrapatas |
| <i>R. typhi</i> | Tifus murino | ratones silvestres, ratas | mordeduras de pulgas de ratas, diseminación de rata a rata por piojos, ingestión de alimentos contaminados |

C. ENFERMEDADES ARBOVIRALES:

| Agente causal | Enfermedad en el hombre | Huéspedes vertebrados comunes ¹ | Medios de diseminación, vectores, notas sobre el ciclo |
|---------------------------|---|--|--|
| Arbor virus asiáticos | Fiebres hemorrágicas varias causadas por garrapatas | roedores silvestres, liebres, monos capturados en su medio natural | mordeduras de garrapatas, condiciones climáticas sub-tropicales favorecen el ciclo |
| Encefalitis de California | Encefalitis de California | conejos silvestres, roedores | ciclo natural en conejos silvestres y |

| | | | |
|-----------------------------------|-----------------------------------|----------------------------------|--|
| | | | roedores/mosquito |
| Virus de la garrapata de Colorado | Fiebre por garrapatas de Colorado | ardillas, <i>Deromyscus</i> spp. | Mordedura de garrapatas, ciclo natural garrapata/pequeños roedores |
| Virus de la E.E.E. | Encefalitis Equina del Este | caballos, pájaros | picaduras de mosquitos: ciclo natural pájaro/mosquito/caballo |
| virus de Powassan | Encefalitis de Powassan | conejos silvestres, roedores | mordeduras de garrapatas |
| Virus de la E.S.L. | Encefalitis de San Luis | pájaros | solo el ciclo natural pájaro/mosquito |
| Virus de la E.E.V. | Encefalitis equina de Venezuela | caballos | solo el ciclo natural caballo/mosquito |
| Virus de la E.E.O. | Encefalitis Equina del Oeste | caballos, pájaros | picaduras de mosquitos: ciclo natural pájaro/mosquito/caballo |

D. OTRAS ENFERMEDADES VIRALES:

| Agente causal | Enfermedad en el hombre | Huéspedes vertebrados comunes ¹ | Medios de diseminación, vectores, notas sobre el ciclo |
|------------------------------------|---|---|---|
| Filovirus | Enfermedad de Marburgo Fiebre hemorrágica de Ebola | mono verde africano <i>Macaca</i> sp. | contacto directo con tejidos de monos |
| Virus de la s fiebres hemorrágicas | Fiebres hemorrágicas de Americana del Sur y de Corea | roedores silvestres <i>Mastomys natalensis</i> | contacto, contaminación de alimentos, etc., con excreta de roedores; contacto directo |
| Virus de la hepatitis | Hepatitis A | chimpancés | contacto, enfermedades antropozoonóticas ⁹ |
| <i>Herpes simiae</i> | Encefalitis a Herpes B. | rhesus; otros macacos | contacto, heridas de mordeduras, monos del Viejo Mundo |
| Virus de la C.M. L. | Coriomeningitis Linfocítica | roedores; numerosos otros mamíferos | contacto, inhalación, transmisión congénita, transmisión por cultivos de tejidos |
| Virus de la rabia | Rabia | perros, gatos, murciélagos y muchos otros | mordeduras; contacto con la saliva; el virus se |

concentra en la saliva

E. MICOSIS Y ENFERMEDADES A PROTOZOARIOS:

| Agente causal | Enfermedad en el hombre | Huéspedes vertebrados comunes¹ | Medios de diseminación, vectores, notas sobre el ciclo |
|---|--|---|--|
| <i>Balantidium coli</i> | Balantidiasis | primates no humanos | ingestión de alimentos o de fomites contaminados |
| <i>Coccidioides immitis</i> | Coccidioidomicosis | ganado bovino , perros y ocasionalmente otras especies | inhalación de esporas, hongo presente en suelos desérticos |
| <i>Entamoeba histolytica</i> | Amebiasis disentería amebiana | primates no humanos, perros | contaminación de alimentos, generalmente del hombre (huésped natural) al perro |
| <i>Giardia intestinalis</i> | Giardiasis | primates no humanos, perros, castores | el hombre es el reservorio principal, ingestión de quistes en alimentos o agua contaminados |
| <i>Histoplasma capsulatum</i> | Histoplasmosis | perros, otras especies domésticas y silvestres | inhalación del hongo; puede también crecer en el suelo |
| <i>Toxoplasma gondii</i> | Toxoplasmosis | gatos; ocasionalmente otras especies domésticas y de laboratorio | ingestión de ooquistes de gatos; inhalación; carne infectada ; puede ocurrir la transmisión fetal |
| <i>Trichophyton</i> spp. <i>Microsporium</i> spp. Otros dermatofitos | Tiña, dermatomicosis | perros, gatos, cobayos, otros roedores y animales domésticos, conejos | contacto directo, la tiña del hombre se puede transmitir al animal y viceversa; el suelo puede ser un reservorio |
| <i>Trypanasoma</i> spp. <i>Plasmodium</i> spp. <i>Leishmania</i> spp. | Enfermedades protozoarias de la sangre | primates no humanos, roedores, especies domésticas y silvestres | insectos vectores -- transmisión por saliva; transmisión directa en algunas especies |

- 1 Solo las especies huéspedes más comunes están listadas.
- 2 *Brucella abortus* fue también reportada en camélidos, alpacas y caribúes. *B.suis* fue reportado en roedores africanos, liebres europeos (es el reservorio). La brucelosis fue también reportada en ratas del desierto en los Estados Unidos y en zorros y mustélidos en América del Sur.
- 3 Un caso de transmisión del gato al humano causando conjuntivitis.
- 4 *E.coli* tiene muchos serotipos; estos con el antígeno capsular K son especialmente patógenos para el hombre y los animales. Algunos serotipos son específicos para especies. El hombre es el reservorio principal de la colibacilosis humana, las vías de infección son la manipulación de heces humanas o el hecho de no lavarse las manos después del uso del baño.
- 5 El tetanos no está considerado como una verdadera zoonosis.
- 6 El hombre es el huésped vertebrado principal.
- 7 Además de los síntomas gastrointestinales, este organismo está asociado con el aborto en mujeres.
- 8 El organismo está concentrado en la placenta y las membranas y fluidos fetales.
- 9 El hombre es el huésped principal. El sarampión (rubéola) es otro virus antropozoonótico para los primates no humanos.

Referencia

ACHA, P.N. and SZYFRES, B. Zoonoses and communicable diseases common to man and animals. Washington, DC: Scientific Publishers No. 503, World Health Organization, 1989.

[[Contenido](#)] [[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)



ANEXO VIII

SITIOS USUALES DE TOMA DE SANGRE

| ESPECIES | VENA CAVA ANTERIOR | VENA CEFÁLICA | VENA DE LA OREJA | VENA FEMORAL | CORAZÓN | VENA YUGULAR | SENO ORBITAL | VENA/ ARTERIA DEL RABO | CORTE DEL RABO/UÑA | VENA DEL ALA |
|--------------------|--------------------|---------------|------------------|--------------|------------|--------------|--------------|------------------------|--------------------|--------------|
| GATO | | Xc | | Xc,r,t | | Xc,r,t | | | | |
| VACA | | | | | | Xj,t | | Xt | | |
| AVES | | | | | Xc,f | Xc | | | | Xc,f |
| PERRO | | Xc,r,t,u | | Xc | | Xc,r,t,u | | | | |
| HURÓN | | | | | Xl | Xl | | Xl | Xl | |
| PECES | | | | | Xe | | | | Xe | |
| RANA | | | | | Xg | | | | | |
| GERBO | | | | | Xv | | Xv | Xv | | |
| COBAYO | Xaa | | Xn,o | | Xo | | Xo | | Xc,o | |
| HÁMSTER | Xx | | Xp | | Xp,x | | Xx | | Xx | |
| PNH | | | | Xc,w | | Xc | | | | |
| RATÓN | | | | | Xc,h,i,n,s | | Xc,h,n,s | Xh,s | Xc,i,n,s | |
| OPOSUM | | | | | | Xk | | Xk | | |
| CONEJO | | | Xa,c,b,n | | Xa,c,b | | | | | |
| RATA | | | | | Xc,n,z,y | Xy | Xc,n,z,y | Xd,y | Xc,n,z,y | |
| PEQUEÑOS RUMIANTES | | Xt | | | | Xt | | | | |
| SERPIENTE | | | | | Xm | | | | | |
| CERDO | Xq,t | | Xq,t | | | | | | | |
| TORTUGA | | | | | Xm | | | | Xm | |

X Sitio reconocido para la toma de sangre, seguido de la referencia.

Referencias

- a ADAMS, C.E. The laboratory rabbit. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 415-435.
- b BIVIN, W.S. and TIMMONS, E.H. Basic bi methodology. In: Weisbroth, S.H., Flatt, R.E. and Kraus, A.L., eds. The biology of the laboratory rabbit. New York, NY: Academic Press, 1974: 74-89.
- c BIVIN, W.S. and SMITH, G.D. Techniques of experimentation. In: Fox, J.G., Cohen, B.J. and Loew, F.L., eds. Laboratory animal medicine. Orlando, FL: Academic Press, 1984: 564-588.
- d BOBER, R. Technical review: Drawing blood from the tail artery of a rat. *Lab. Anim.* July/August, 1988: 33-34.
- e CAMPBELL, T.W. Fish cytology and hematology. In: Stoskopf, M.K., ed. The Veterinary Clinics of North America. Small Animal Medicine. Tropical Fish Medicine. Philadelphia, PA: W.B. Saunders, 1988: 349-364.
- f COOPER, D.M. and HARRY, E.G. The domestic fowl and turkey. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 640-662.
- g CRAWSHAW, G.J. Amphibian medicine. In: Kirk, R.W. and Bonagura, J.D., eds. Current veterinary therapy XI small animal practice. Philadelphia, PA: W.B. Saunders, 1992: 1219-1230.
- h CUNLIFFE-BEAMER, T.L. Bi methodology and surgical techniques. In: Foster, H.L., Small, J.D. and Fox, J.G., eds. The mouse in biomedical research. Vol. III. Normative biology, immunology, and husbandry. New York, NY: Academic Press, 1983: 402-439.
- i CUNLIFFE-BEAMER, T.L. and LES, E.P. The laboratory mouse. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 275-308.
- j EWBANK, T. Cattle. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 525-534.
- k FINNIE, E.P. Monotremes and marsupials. Restraint. In: Fowler, M.E., ed. Zoo and wild animal medicine. Philadelphia, PA: W.B. Saunders, 1986: 181-184.
- l FOX, J.G. Anesthesia and surgery. In: Fox, J.G., ed. Biology and diseases of the ferret. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1988: 289-302.
- m FRYE, F.L. Hematology of captive reptiles. In: Fowler, M.E., ed. Zoo and wild animal medicine. Philadelphia, PA: W.B. Saunders, 1986: 181-184.
- n HARKNESS, J.E. and WAGNER, J.E. Clinical procedures. In: The biology and medicine of rabbits and rodents. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1989: 55-76.
- o HOAR, R.M. Bi methodology. In: Wagner, J.E. and Manning, P.J., eds. The biology of the guinea pig. New York, NY: Academic Press, 1976: 13-17.
- p HOBBS, K.R. Hamsters. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 377-410.

- ^q HOLTZ, W. Pigs and minipigs. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 496-515.
- ^r KIRK, R.W., BISTNER, S.I. and FORD, R.B., eds. Routine diagnostic procedures. In: Handbook of veterinary procedures and emergency treatment. 5th Ed. Philadelphia, PA: W.B. Saunders, 1990: 447-455.
- ^s KRAUS, A.L. Research methodology. In: Baker, H.J., Lindsey, J.R. and Weisbroth, S.H., eds. The laboratory rat. Vol. II. Research applications. New York, NY: Academic Press, 1980: 5-10.
- ^t LUCAS, M.J. and LUCAS, S.E. Diagnostic sampling and treatment techniques. In: McCurrin, D.M., ed. Clinical Textbook for Veterinary Technicians. 2nd Ed. Philadelphia, PA: W.B. Saunders, 1990: 191-209.
- ^u MACARTHUR, J.A. The dog. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 456-473.
- ^v NORRIS, M.L. Gerbils. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 360-376.
- ^w OLSON, M.E., MORCK, D.W. and NABROTZKY, V.C.A. Manual of standard operating procedures for animal facilities. Calgary, Alberta: University of Calgary, 1992.
- ^x SILVERMAN, J. Biostatistics. In: Van Hoosier, G.L. and McPherson, C.W., eds. Laboratory hamsters. Orlando, FL: Academic Press, 1987: 7-91.
- ^y WAYNFORTH, H.B. and FLECKNELL, P.A. Methods of obtaining body fluids. In: Experimental and surgical techniques in the rat. 2nd Ed. London, U.K.: Academic Press, 1992: 68-87.
- ^z WEIHE, W.B. The laboratory rat. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 309-330.
- ^{aa} WHORTON, J.A. Collecting blood via the anterior vena cava in the guinea pig. Lab Animal 1982; 11(6): 66-68.

ANEXO VIII

SITIOS USUALES DE TOMA DE SANGRE

| ESPECIES | VENA CAVA ANTERIOR | VENA CEFÁLICA | VENA DE LA OREJA | VENA FEMORAL | CORAZÓN | VENA YUGULAR | SENO ORBITAL | VENA/ ARTERIA DEL RABO | CORTE DEL RABO/UÑA | VENA DEL ALA |
|----------|--------------------|---------------|------------------|--------------|---------|--------------|--------------|------------------------|--------------------|--------------|
| GATO | | Xc | | Xc,r,t | | Xc,r,t | | | | |
| VACA | | | | | | Xj,t | | Xt | | |
| AVES | | | | | Xc,f | Xc | | | | Xc,f |
| PERRO | | Xc,r,t,u | | Xc | | Xc,r,t,u | | | | |
| HURÓN | | | | | XI | XI | | XI | XI | |
| PECES | | | | | Xe | | | | Xe | |

| | | | | | | | | | | |
|---------------------------|------|----|----------|------|------------|----|----------|------|----------|--|
| RANA | | | | | Xg | | | | | |
| GERBO | | | | | Xv | | Xv | Xv | | |
| COBAYO | Xaa | | Xn,o | | Xo | | Xo | | Xc,o | |
| HÁMSTER | Xx | | Xp | | Xp,x | | Xx | | Xx | |
| PNH | | | | Xc,w | | Xc | | | | |
| RATÓN | | | | | Xc,h,i,n,s | | Xc,h,n,s | Xh,s | Xc,i,n,s | |
| OPOSUM | | | | | | Xk | | Xk | | |
| CONEJO | | | Xa,c,b,n | | Xa,c,b | | | | | |
| RATA | | | | | Xc,n,z,y | Xy | Xc,n,z,y | Xd,y | Xc,n,z,y | |
| PEQUEÑOS RUMIANTES | | Xt | | | | Xt | | | | |
| SERPIENTE | | | | | Xm | | | | | |
| CERDO | Xq,t | | Xq,t | | | | | | | |
| TORTUGA | | | | | Xm | | | | Xm | |

X Sitio reconocido para la toma de sangre, seguido de la referencia.

Referencias

- a ADAMS, C.E. The laboratory rabbit. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 415-435.
- b BIVIN, W.S. and TIMMONS, E.H. Basic bi methodology. In: Weisbroth, S.H., Flatt, R.E. and Kraus, A.L., eds. The biology of the laboratory rabbit. New York, NY: Academic Press, 1974: 74-89.
- c BIVIN, W.S. and SMITH, G.D. Techniques of experimentation. In: Fox, J.G., Cohen, B.J. and Loew, F.L., eds. Laboratory animal medicine. Orlando, FL: Academic Press, 1984: 564-588.
- d BOBER, R. Technical review: Drawing blood from the tail artery of a rat. Lab. Anim. July/August, 1988: 33-34.
- e CAMPBELL, T.W. Fish cytology and hematology. In: Stoskopf, M.K., ed. The Veterinary Clinics of North America. Small Animal Medicine. Tropical Fish Medicine. Philadelphia, PA: W.B. Saunders, 1988: 349-364.
- f COOPER, D.M. and HARRY, E.G. The domestic fowl and turkey. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 640-662.
- g CRAWSHAW, G.J. Amphibian medicine. In: Kirk, R.W. and Bonagura, J.D., eds. Current veterinary therapy XI small animal practice. Philadelphia, PA: W.B. Saunders, 1992: 1219-1230.
- h CUNLIFFE-BEAMER, T.L. Bi methodology and surgical techniques. In: Foster, H.L., Small, J.D. and Fox, J.G., eds. The mouse in biomedical research. Vol. III. Normative biology, immunology, and husbandry. New York, NY: Academic Press, 1983: 402-439.
- i CUNLIFFE-BEAMER, T.L. and LES, E.P. The laboratory mouse. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal

- Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 275-308.
- j EWBANK, T. Cattle. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 525-534.
- k FINNIE, E.P. Monotremes and marsupials. Restraint. In: Fowler, M.E., ed. Zoo and wild animal medicine. Philadelphia, PA: W.B. Saunders, 1986: 181-184.
- l FOX, J.G. Anesthesia and surgery. In: Fox, J.G., ed. Biology and diseases of the ferret. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1988: 289-302.
- m FRYE, F.L. Hematology of captive reptiles. In: Fowler, M.E., ed. Zoo and wild animal medicine. Philadelphia, PA: W.B. Saunders, 1986: 181-184.
- n HARKNESS, J.E. and WAGNER, J.E. Clinical procedures. In: The biology and medicine of rabbits and rodents. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1989: 55-76.
- o HOAR, R.M. Biomethodology. In: Wagner, J.E. and Manning, P.J., eds. The biology of the guinea pig. New York, NY: Academic Press, 1976: 13-17.
- p HOBBS, K.R. Hamsters. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 377-410.
- q HOLTZ, W. Pigs and minipigs. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 496-515.
- r KIRK, R.W., BISTNER, S.I. and FORD, R.B., eds. Routine diagnostic procedures. In: Handbook of veterinary procedures and emergency treatment. 5th Ed. Philadelphia, PA: W.B. Saunders, 1990: 447-455.
- s KRAUS, A.L. Research methodology. In: Baker, H.J., Lindsey, J.R. and Weisbroth, S.H., eds. The laboratory rat. Vol. II. Research applications. New York, NY: Academic Press, 1980: 5-10.
- t LUCAS, M.J. and LUCAS, S.E. Diagnostic sampling and treatment techniques. In: McCurrin, D.M., ed. Clinical Textbook for Veterinary Technicians. 2nd Ed. Philadelphia, PA: W.B. Saunders, 1990: 191-209.
- u MACARTHUR, J.A. The dog. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 456-473.
- v NORRIS, M.L. Gerbils. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 360-376.
- w OLSON, M.E., MORCK, D.W. and NABROTZKY, V.C.A. Manual of standard operating procedures for animal facilities. Calgary, Alberta: University of Calgary, 1992.
- x SILVERMAN, J. Biomethodology. In: Van Hoosier, G.L. and McPherson, C.W., eds. Laboratory hamsters. Orlando, FL: Academic Press, 1987: 7-91.
- y WAYNFORTH, H.B. and FLECKNELL, P.A. Methods of obtaining body fluids. In: Experimental and surgical techniques in the rat. 2nd Ed. London, U.K.: Academic Press, 1992: 68-87.
- z WEIHE, W.B. The laboratory rat. In: Poole, T.B., ed. UFAW (Universities Federation for Animal Welfare) handbook on the care

and management of laboratory animals. 6th Ed. Harlow, Essex: Longman Scientific and Technical, 1987: 309-330.

^{aa} WHORTON, J.A. Collecting blood via the anterior vena cava in the guinea pig. Lab Animal 1982; 11(6): 66-68.

[[Contenido](#)] [[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)



ANEXO IX

DOSIS DE TRANQUILIZANTES, SEDATIVOS Y ANTICOLINÉRGICOS

| ESPECIES | Maleato de Acepromazina (Atravet) | | Xilazina (Rompúm) ^d | | Midazolam ^a (Versed) | | Diazepam ^a (Valium) | | Sulfato de Atropina ^c | | Glicopirrolato ^c | |
|---------------------------|-----------------------------------|------------------|--------------------------------|----------|---------------------------------|----------|--------------------------------|----------|----------------------------------|----------------|-----------------------------|----------|
| | Mg/Kg | Vía ^b | Mg/Kg | Vía | Mg/Kg | Vía | Mg/Kg | Vía | Mg/Kg | Vía | Mg/Kg | Vía |
| GATO | 0.2-0.5 1-3 | IM IV PO | 1-3 | IM SC | 0.2-0.5 | IM IV | 1.0- máx. 5 mg | | 0.02- 0.05 | SC IM IV | 0.011 0.005 | IM IV |
| GANADO BOVINO | 0.1 | IV | 0.1 | IM | | | | | ineficiente | | | |
| PERRO | 0.1-0.5 | IM IV SC | 1-2 | IM | 0.2-0.5 | IM IV | 1.0 máx. 20.0 | IM IV | 0.02- 0.05 | SC IM IV | 0.011 0.005 | IM IV |
| COBAYO | | | | | 5.0 | IP | 2.5 | IM IP | 0.02- 0.05 | SC IM IV | | |
| HÁMSTER/ GERBO | | | | | 5.0 5.0 | IP IP | 5.0 | IP | 0.02- 0.05 | SC IM IV | | |
| RATÓN | | | | | 5.0 | IP | 1.0 | IM IV | 0.1- 0.2 | SC IM IV | | |
| PRIMATES NO HUMANOS | 0.5-1 | SC IM | 1-2 | IM | | | 1.0 | IM IV | 0.05 | SC IM IV | | |
| CONEJO | 1.0 | SC IM | 1-3.0 | IM | 2.0 | IP | 1.0 | IM | 0.1- | SC | 0.1 | SC |

| | | | | | | | | | | | | |
|-------------------|-------------|-------|-------------|----------|-----|----|-----|----------|---------------|----------------|--|--|
| | | | | | | | | IV | 0.2 | IM IV | | |
| RATA | | | | | 2.5 | IP | 2.5 | IP | 0.02- 0.05 | SC IM IV | | |
| CARNERO/ CABRA | 0.1- 0.2 | IM IV | 1.0 0.05 | IM IM | | | | | 0.05 | SC IM | | |
| CERDO | 0.2 | IM IV | | | | | 1-2 | IM IV | 0.05- 0.1 | SC IM IV | | |

- a Los tranquilizantes mencionados no están comercializados en Canadá como productos veterinarios. Estos se encuentran clasificados para uso humano y requieren prescripción médica.
- b PO = oral; SC = subcutáneo; IM = intramuscular; IP = intraperitoneal; IV = intravenoso.
- c La atropina y el glicopirrolato se deben administrar 35-50 minutos antes de la cirugía, SC o IM.
- d La xilazina es un analgésico y un sedativo.

[[Contenido](#)] [[De nuevo a tapa](#)]



[About CCAC](#) [What's New](#) [Programs](#) [Publications](#) [Committees](#) [Contact](#) [Links](#) [Media](#)

[CCAC Programs -> Guidelines -> Manual sobre el cuidado y uso de los animales de experimentación - Anexo X](#)

[CCPA, Manual vol. 1 \(2nda edición\) 1998](#)

Anexo X

**ANEXO X
DOSIS DE ANALGÉSICOS**

| ESPECIES | Ácido acetil salicílico (Aspirina) | | Meperidina HCL (Petidina) (Demerol) | | Fentanil + Droperidol** (Innovar-vet)* | | Morfina | | Butorfanol | | Buprenorfina | |
|---------------|------------------------------------|----------|-------------------------------------|----------|---|----------|-------------------|----------|---------------|----------|--------------------|----------|
| | Mg/Kg vía | Duración | Mg/Kg vía | Duración | ml/kg vía | Duración | Mg/Kg vía | Duración | Mg/Kg vía | Duración | Mg/Kg vía | Duración |
| GATO | | | 2-6 IM SC | 2-3 hr | | | 0.05-0.1 SC | 4 hr | 0.4 SC | 3-4 hr | 0.005-0.01 SC IV | 8-12 hr |
| GANADO BOVINO | | | | | | | | | | | | |
| PERRO | 10 PO | 8-12 hr | 2-6 SC IM | 1-2 hr | 0.2-0.5 IM | | 0.3-2.0 SC IM | 2-4 hr | 0.2-0.4 SC IM | 3-4 hr | 0.01-0.02 IM SC IV | 8-12 hr |
| CABRA | | | hasta 200 dosis total IM | 4 hr | | | dosis total 10 IM | 4 hr | | | 0.005 SC IM | 8-12 hr |
| COBAYO | 85 PO | 4 hr | 10-20 SC IM | 2-3 hr | | | 2-5 SC | 2-4 hr | | | 0.05 SC | 6-12 hr |
| HÁMSTER | | | | | 0.02-0.05 ml/100 g IM dilución de 0.1 a 1:10 IP | | | | | | 0.5 SC | 6-8 hr |
| RATÓN | 120-300 | 4 hr | 10-20 SC IM | 2-3 hr | 0.02-0.05 | | 2-5 SC | 2-4 hr | 1-5 SC | 4 hr | 0.05-0.1 | 6-8 hr |

| | PO | | | | ml/ 100 g IM | | | | | | SC | |
|---------------------------|-------------|------|--------------------------------------|----------------|--------------------------------------|---|-------------------------------------|--------|-------------------|------|------------------------------|---------|
| PRIMATES NO HUMANOS | 10-20 PO | 6 hr | 2-4 IM | 3-4 hr | 0.05- 0.2 IM | las dosis requeridas varían mucho con las diferentes especies de PNH | 1-2 SC IM | 4 hr | 0.025 IM | 4 hr | 0.01- 0.05 IM IV | 8-12 hr |
| CONEJO | 10 PO | 4 hr | 10-20 SC IM 5 IV | 2 hr 2-4 hr | 0.15- 0.3 IM | | 2-5 SC IM | 2-4 hr | 0.1- 0.5 IV | 4 hr | 0.02- 0.05 SC IV IM | 8-12 hr |
| RATA | 100 PO | 4 hr | 10-20 SC IM | 2-3 hr | 0.10- 0.25 IM 0.2-0.5 IM | sedación/ anestesia. Diluir a 10% la solución antes de su administración | 2-5 SC | 2-4 hr | 2 SC | 4 hr | 0.01- 0.05 SC IV | 8-12 hr |
| CARNERO | | | hasta 200 dosis total IM | 4 hr | | | hasta 10 dosis total IM | 4 hr | | | 0.005 IM | 4-6 hr |
| CERDO | 10 PO | 4 hr | 2 IM | 4 hr | 0.5 IM 0.03 IV | | hasta 10 dosis total IM | 4 hr | 0.1- 0.3 IM | 4 hr | 0.1 IV IM | 8-12 hr |

* Innovar-vet = Fentanil 0.4 mg/ml + Droperidol 20 mg/ml.

** Analgésico neuroléptico Referencias

Anesthesia and analgesia in laboratory animals. In: Proc. American College of Laboratory Animal Medicine (ACLAM) Forum, 1990.

FLECKNELL, P. Laboratory animal anesthesia. Orlando, FL: Academic Press, 1987.

FLECKNELL, P. Anesthesia of laboratory animals. Short course. University of Guelph, Guelph, Ontario 1992.

[[Contenido](#)] [[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)


**ANEXO XI
DOSIS DE ANESTÉSICOS INYECTABLES**

| ESPECIES | Pentobarbital | | Tiopental | | Ketamina HCl ^a | | Uretane ^b | | Ketamina/ Xilazina | | Alfaxalona/ Alfadolona (Saffan) ^c | |
|----------------------|---------------|-----|-----------|-------|---------------------------|-----|----------------------|-------|-----------------------|----------------|--|----------|
| | Mg/Kg | vía | Mg/Kg | vía | Mg/Kg | vía | Mg/Kg | vía | Mg/Kg | vía | Mg/Kg | vía |
| GATO | 25 | IV | 10-15 | IV | 20 | IM | 1250 | IV | 15/ 1 | IM IM SC | 9-12 12-18 | IV IM |
| PERRO | 20-30 | IV | 25 | IV | | | 1000 | IV | | | contraindicado | |
| CABRA | 30 | IV | 15 | IV | 20 | IM | | | | | | |
| COBAYO | 37 | IP | 20 | IV | 100-200 | IM | 1500 | IP IV | 40-100/ 4-5 | IM IM SQ | 40 | IP |
| HÁMSTER | 50-90 | IP | 20-40 | IV IP | | | | | | | 150 | IP |
| RATÓN | 30-40 | IP | 30-40 | IV IP | 100-200 | IM | | | 200/ 10 | IM IP | 10-15 | IV |
| PRIMATE NO HUMANO | 5-15 | IV | 15-20 | IV | 5-25 | IM | | | 7/ 0.6 | IM IM | 6-9 12-18 | IV IM |
| CONEJO | 45 | IV | 20 | IV | 50 | IM | 1000 | IV IP | 35-50/ 5-10 | IM IM | 6-9 | IV |
| RATA | 40 | IP | 20-40 | IV IP | 60-100 | IM | 1000 | IP | 90/ 5-10 | IP IM IP IM | 10-12 | IV |
| CARNERO | 30 | IV | 15 | IV | 20 | IM | | | | | | |
| CERDO | 30 | IV | 6-8 | IV | 10 | IM | | | 20/ 2 | IM IM | 2 5 | IV IM |

^a La ketamina es útil para la inmovilización de aves a una dosis de 15-20 mg/kg y de 40-100 mg/kg para la anestesia de aves sanos; sola o en combinación con un tranquilizante apropiado.

^b Solo se puede utilizar en cirugías sin supervivencia-provoca una anestesia prolongada. CUIDADO: el uretane es cancerígeno.

- c El Saffan es útil para anestésiar a aves en inyección IV rápida de 12-14 mg/kg de peso corporal.

[[Contenido](#)] [[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)



ANEXO XII
DOSIS DE ANESTÉSICOS Y DE SEDATIVOS EN ANFIBIOS Y REPTILES*

| Especies | Agente | Dosis y administración |
|--|---|---|
| <u>Contención química de anfibios</u> Rana | MS-222 (Tricaina metane-sulfonate) | 1: 1000 en inmersión para los adultos 1:5000 en inmersión para los jóvenes <ul style="list-style-type: none"> • preparar la solución stock 1:1000 agregando 1 g de MS-222 a 1 litro de agua • tampón con 2 g de bicarbonato de sodio; el uso de MS-222 ácido sin tampón ha provocado acidosis, un incremento del BUN, de la ACTH y del colesterol y se cree que es un agente estresante en otras especies acuáticas • para la recuperación, administrar a la temperatura ambiente para evitar el choque y utilizar un aparata para oxigenar la solución, inducción en 15 minutos • para una inducción rápida, utilizar una solución caliente; sin embargo, puede provocar un choque • para el mantenimiento, diluir la concentración de inducción de 50%, cubrir el animal con una servilleta de papel mojada en la solución • recuperación en 30 a 90 minutos |
| Tritón/Salamandra | MS-222 (Tricaina metane-sulfonate) Benzocaina | 1:2000-1: 7500 por inmersión <ul style="list-style-type: none"> • preparar y administrar la solución como para la rana • la inducción es más rápida, de 3 a 5 minutos 1:10,000 por inmersión <ul style="list-style-type: none"> • disolver 100 mg de cristales en 5 ml de etanol, agregar a 1 litro de agua • inducción en 5 minutos a temperatura ambiente |
| <u>Contención química en reptiles</u> Cocodrilo | Ketamina | 40-60 mg/kg IM <ul style="list-style-type: none"> • administrar en los músculos de los miembros anteriores • inducción en 15-30 minutos • requiere una anestesia adicional para cirugía |

| | | |
|-----------|--|--|
| | <p>Pentobarbital</p> <p>Halotane/ Isoflurane</p> | <p>7.5-15 mg/kg IP; recuperación hasta 5 días, efectos imprevisibles</p> <ul style="list-style-type: none"> • no está recomendado durante el periodo de recuperación • usar después de una premedicación con ketamina; de otro modo, resulta con apnea en inducción prolongada en especies que se zambullen • utilizar la máscara nasal, oxigenación previa por 3 minutos con oxígeno al 100%, luego dar halotane al 4% o isoflurane hasta que la mandíbula sea relajada • bloquear la boca abierta, intubar y mantener con presión de ventilación positiva, utilizar oxígeno al 100%, luego dar un gas anestésico al 0.5-2% • no exceder 10 cm de presión de agua durante PVP; ventilar 4-6 veces por minuto a 10-20 ml/kg de volumen de aire |
| Tortuga | <p>Ketamina</p> <p>Halotane/ Isoflurane</p> <p>Pentobarbital</p> | <p>40-80 mg/kg IM en el miembro anterior</p> <ul style="list-style-type: none"> • resultados muy variables, inducción prolongada común, paro respiratorio y muerte con dosis mayores de 110 mg/kg, recuperación prolongada de 6 horas a 3 días • utilizar en dosis baja para eliminar la apnea durante la anestesia con gas • utilizar después de una medicación con ketamina • inducción con máscara con N₂O para cocodrilos o intubación directa y mantenimiento con gas anestésico • puede ventilar espontáneamente, si en decúbito dorsal utilizar PVP a 6 respiraciones por minuto, mantener a con gas al 0.5-1.0% <p>60 mg/kg IP</p> <ul style="list-style-type: none"> • diluir la solución stock a 25 mg/kg para disminuir la irritación • inducción prolongada (1-3 horas) y recuperación (3 días) • puede ser sin efecto en 10% de las tortugas |
| Lagarto | <p>Ketamina</p> <p>Halotane/ Isoflurane</p> | <p>20-30 mg/kg IM en miembro anterior</p> <ul style="list-style-type: none"> • apnea común después de la inducción, intubar y ventilar como para las tortugas con oxígeno durante la apnea • inducción con máscara con oxígeno o con óxido nitroso/oxígeno y gas al 4%, apnea común; utilizar la ketamina como premedicación • mantener con gas al 0.5-2.0 • recuperación rápida (30 minutos o menos) |
| Serpiente | <p>Ketamina</p> <p>Halotane/ Isoflurane</p> | <p>40-80 mg/kg IM en los músculos epaxiales dorsales</p> <ul style="list-style-type: none"> • inducción de 3-5 minutos, rigidez muscular común • la recuperación depende de la dosis, de 30-90 minutos <p>4% con máscara/cámara</p> <ul style="list-style-type: none"> • apnea inusual, utilizar el N₂O acelera la inducción que ya es rápida (5-10 minutos) |

- mantener a 0.5-2%, intubar y permitir la ventilación espontanea
- tener cuidado si se uso PVP debido a la fragilidad de la bolsa aérea de la serpiente

* BENNETT, R.A. A review of anesthesia and chemical restraint in reptiles. J. Zoo. Wildlife Med. 1991; 22(3): 282-303.

[[Contenido](#)] [[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)



ANEXO XIII
DOSIS DE ANESTÉSICOS Y SEDATIVOS PARA PECES

| Anestésico | Especies | Dosis | Inducción y recuperación | Comentarios |
|---|------------------|------------------------|---|--|
| MS-222 (Metanosulfonato de tricaina) | Salmónidos | 25 mg/l 75-100 mg/l | Inducción: <3 min Recuperación: <10 min | Utilizar la concentración más alta para una anestesia profunda. Más lenta con temperaturas bajas |
| | Carpa/Gobios | 40 mg/l | | |
| | Bacalao | 75 mg/l | | |
| Hidrocloro de benzocaina | Salmónidos | 25-45 mg/l | Inducción: 2-4 min Recuperación: <10 min | Margen de seguridad muy pequeño entre las dosis eficiente y letal |
| | Perca rayada | 55-80 mg/l | | |
| | Carpa | 50-100 mg/l | | |
| | Bacalao | 40 mg/l | | |
| Lidocaina más 1 g/l NaHCO ₃ | Carpa | 350 mg/l | Inducción: 1-1.5 min Recuperación 10-13 min | También se puede utilizar exitosamente asociado con CO ₂ |
| | Tilapia | 250 mg/l | | |
| | Siluro | 350 mg/l | | |
| Metomidato | Bacalao | 5-20 mg/l | Inducción: <3 min Recuperación: 8-20 min | Amplio margen de seguridad entre las dosis eficiente y letal |
| | Trucha arco iris | 5 mg/l | | |
| Etomidato | Salmónidos | 1.0 mg/l | Inducción: 3-5 min Recuperación: 5-20 min | Más eficiente en aguas alcalinas |
| | Gobio amarillo | 0.6-2 mg/l | | |
| | Perca rayada | 1.0 mg/l | | |
| | Golden Shiners | 0.5-1.5 mg/l | | |

| | | | | |
|------------------------|--|--|---|--|
| Propoxate | Varios | 1-4 mg/l | Inducción: 0.5-1 min | Seguro por 16 horas a 0.25 mg/l |
| Hidrocloro de ketamina | Salmónidos Tiburón | 30 mg/kg IM 10-30 mg/kg IM | Inducción: 10-300 segundos Recuperación: 1-2 horas | No bloquea el ritmo respiratorio |
| Sulfato de quinaldina | Salmónidos Gobio amarillo Agalla azul Carpa | 15-40 mg/l 30-70 mg/l 10-30 mg/l 15-70 mg/l | Inducción: 2-5 min Recuperación: 2-60 min | Toxicidad más baja en agua dulce |
| 2-Fenoxietanol | Bacalao Salmónidos | 0.1-0.5 ml/l 0.25-0.5 ml/l | Inducción: 2-4 min Recuperación: 3-6 min | Estrecho margen de seguridad entre las dosis eficiente y letal |
| Metilpentinol | Trucha | 1.5-8 ppt | Inducción: 2-30 min Recuperación: 4-60 min | Toxico para peces pequeños |
| Clorobutanol | Salmónidos | 600-750 mg/l | Inducción: ~3 min Recuperación: 6-20 min | Toxico para peces pequeños. Causa la muerte en todas las concentraciones |
| Hipotermia | Salmónidos | Inmersión en agua y hielo machacado | Inducción: 10-15 min Recuperación cuando vuelve a su temperatura normal | Peces que viven a 10°C siguen activos a 1°C |
| Halotane | Trucha arco iris | 200 l/l | | Letal si duración es >10 minutos |
| Uretane | Varios | 5-40 mg/l | Inducción: 2-3 min Recuperación: 10-15 min | Cancerígeno conocido |
| Dietil éter | Varios | 10-15 ml/l | Inducción: 2-3 min Recuperación: 5-30 min | Altamente irritante para la piel |
| Hidrato de cloral | Varios | 0.8-0.9 g/l | Inducción: 8-10 min Recuperación: 20-30 min | No provoca una anestesia profunda, más indicado como sedativo |
| Propanidid | Salmónidos | 1.5-3 ml/l | Inducción: 1-4 min Recuperación: 4-10 min | No provoca cambios sanguíneos |

| | | | | |
|----------------------|---------------|---|--|---|
| Gas carbónico | Salmónidos | 50% CO ₂ :50% O ₂ 250-350 mg/l | Inducción: 3-4 min Recuperación: 10-15 min | Letal si en solución por más de 2 minutos Solución debería ser tamponada para reducir la acidez del agua Inducción violenta |
| | Carpa | 290-460 ml/min 1-2/min @ 50% CO ₂ | Inducción: 20-30 min Recuperación 20-30 min | |
| Ácido carbónico | | 150-600 mg/l H ₂ CO ₃ | | |
| Bicarbonato de sodio | Trucha/Carpa | pH 6.5 + 642 mg/l | Inducción: 5 min Recuperación: 10-12 min | |
| | Salmón adulto | 900 mg/l | | |
| Electroanestesia | Salmónidos | AC 100 V durante 5-7 sec | Inducción: rápida Recuperación: 20-30 min | Menos impacto sobre la química de la sangre, pero puede ser más dañino físicamente |
| | | DC 0.6v/cm o 400V @ 5 amps pulsados durante 13 sec | Inducción: rápida Recuperación: inmediata | |
| | | RC 100Hz, 8 ms @ 2 ms de intervalo RC 0.64-0.82V/cm | Inducción: rápida Recuperación: 80 segundos | |

Referencias

IWAMA, G.K. and ACKERMAN, P.A. Anesthetics. In: Hochachka, P. and Mommsen, T., eds. Biochemistry and molecular biology of fishes. Analytical techniques. Elsevier, 1993; Vol. 3. In press.

STOSSKOPF, M.K. Fish medicine. New York: W.B. Saunder Co. 1993: 79-91.

[[Contenido](#)] [[De nuevo a tapa](#)]



MÉTODOS DE EUTANASIA POR ESPECIE
(Métodos en orden de aceptabilidad)

| Especies | Más aceptable | Aceptable |
|--|--|---|
| ANFIBIOS | Barbitúricos Anestésicos por inhalación Metanosulfonato de tricaina MS-222 Benzocaina | descerebración y desmedulación decapitación y descerebración aturdimiento y descerebración mezcla CO ₂ + O ₂ |
| ESPECIES AVIARES (pájaros) | Barbitúricos Anestésicos por inhalación | aturdimiento por electrocución seguido de exsanguinación mezcla CO ₂ + O ₂ aturdimiento físico seguido de exsanguinación o decapitación |
| ESPECIES BOVINAS (terneros, vacas, cabras, carneros y otros rumiantes) | Barbitúricos Pistola cautiva de percusión seguido de exsanguinación | tiro con arma de fuego seguido de exsanguinación |
| GATOS | Anestésicos por inhalación Barbitúricos | mezcla CO ₂ + O ₂ |
| PERROS | Anestésicos por inhalación Barbitúricos | mezcla CO ₂ + |

| | | |
|--|--|---|
| | | O ₂ |
| EQUINOS (caballos) | Barbitúricos | tiro con arma de fuego Pistola cautiva de percusión |
| PECES | Metanosulfonato de tricaina MS-222 Benzocaina | aturdimiento seguido por dislocación cervical o decapitación |
| ANIMALES DE PIEL (visón, zorro, otros animales criados por su piel) | Barbitúricos Aturdimiento por electrocución con equipamiento especial, seguido de dislocación cervical Anestésicos por inhalación en cámara especialmente diseñada | CO CO ₂ + O ₂ |
| INVERTEBRADOS (cefalópodos, crustáceos) | Metanosulfonato de tricaina MS-222 Benzocaina | CO ₂ burbujeado en el agua |
| MAMÍFEROS MARINOS (focas, marsopas, cetáceos) | Barbitúricos Hipocloro de etorfina | aturdimiento seguido por exsanguinación |
| PRIMATES NO HUMANOS | Barbitúricos Anestésicos por inhalación | tranquilización y mezcla CO ₂ + O ₂ |
| CONEJOS | Barbitúricos Anestésicos por inhalación | mezcla CO ₂ + O ₂ |
| REPTILES | Anestésicos por inhalación en cámara especial Barbitúricos | mezcla CO ₂ + O ₂ |
| ROEDORES (y especies pequeñas similares) | Anestésicos por inhalación en cámara especial Barbitúricos Irradiación con microondas en unidad especialmente diseñada | mezcla CO ₂ + O ₂ CO |
| CERDO | Barbitúricos Anestésicos por inhalación | electrocución con equipamiento especial |
| ANIMALES SILVESTRES (especies de zoológico, etc.) | Tiro con arma de fuego hecho por experto Inmovilización seguida de barbitúricos | sedación seguida de pistola cautiva de percusión |

El uso de barbitúricos se refiere a una sobredosis de todos los agentes farmacéuticos que deprimen el sistema nervioso central (SNC), produciendo una inconsciencia irreversible y la muerte (vease también Eutanasia y la declaración de principios del CCPA).

Las personas que utilizan métodos de eutanasia deben ser competentes y tener los conocimientos requeridos sobre los diferentes agentes y procedimientos.

Cualquier otro método (que no sea listado aquí) para matar a un animal experimental, no debe ser utilizado antes de ser revisado y aprobado por un comité de protección de los animales, y se debería ejecutar solo por expertos.

[[Contenido](#)] [[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)

ANEXO XV-A

PRINCIPIOS ÉTICOS DE LA INVESTIGACIÓN CON ANIMALES

El uso de animales en la investigación, enseñanza y pruebas, es aceptable solamente si contribuye en forma efectiva a la mejor comprensión de principios biológicos fundamentales, o al desarrollo de conocimientos que, razonablemente, podemos esperar que beneficien a los seres humanos o a los animales.

Los animales deberían usarse únicamente cuando el investigador haya buscado sin éxito encontrar una alternativa aceptable. El intercambio continuo de conocimientos, la revisión de literatura, y la adhesión a los principios de los "Tres R" de Russell-Burch (Reemplazo, Reducción Refinamiento), son otras condiciones necesarias. Los investigadores que usan animales deberían emplear con ellos los métodos más humanitarios posibles, hacer que el número usado sea el menor posible y que sólo sea requerida la especie apropiada para poder obtener una información válida.

Los principios siguientes incluyen las sugerencias de miembros de las comunidades que trabajan en las áreas de las ciencias y del bienestar animal, además de las organizaciones representadas en el Consejo. Dichos principios se deberían aplicarse conjuntamente con los expuestos en el Manual sobre el Cuidado y Uso de Animales de Experimentación del Consejo Canadiense de Protección de los Animales (CCPA).

1. Si se deben utilizar animales, ellos deberían ser mantenidos en condiciones que aseguren su bienestar físico y psicológico, según la política del CCPA sobre Las necesidades sociales y comportamentales de los animales de experimentación.
2. Los animales no se deben someter a angustia o dolor innecesarios. La técnica experimental debe asegurarles toda la protección posible, ya sea para investigación, enseñanza o para pruebas; el costo y la conveniencia no deben tener precedencia sobre el bienestar físico y mental del animal.
3. Se debe buscar la opinión de expertos sobre el valor potencial de estudios con animales. Los procedimientos siguientes, que no son todos sino solo un ejemplo, requieren una evaluación externa e independiente que justifique su uso:
 - i) investigaciones sobre quemaduras, congelamiento, fracturas, y otros tipos de lesiones en animales

anestesiados, se deberán realizar con prácticas veterinarias aceptables para lograr el alivio del dolor, incluyendo la analgesia adecuada durante el período de recuperación;
 - ii) peleas organizadas entre predadores y presas o entre animales de una misma especie, cuando son

probables las heridas.

4. Si el dolor o la angustia son necesariamente parte del estudio, se deben minimizar tanto en intensidad como en su duración. Los investigadores, los Comités de protección de los animales, los comités de revisión de subsidios y los jueces deben ser especialmente cuidadosos en su evaluación de los proyectos de uso animal en los siguientes procedimientos:

- a) experimentos que involucren la privación de medicamentos que alivian el dolor pre o postoperatorio;
- b) experimentos donde el animal está paralizado o inmovilizado sin reducción en la sensación de dolor;
- c) impulsos eléctricos utilizados como refuerzo negativo;
- d) condiciones ambientales extremas tales como temperaturas bajas o altas, humedad alta, atmósfera modificada, etc., o cambios bruscos de estas condiciones;
- e) experimentos sobre la angustia y el dolor;
- f) experimentos que requieran la privación de alimentos y agua por períodos incompatibles con las necesidades fisiológicas específicas de las especies; tales experimentos no deberían ser perjudiciales para la salud de los animales;
- g) inyección del adyuvante completo de Freund (ACF). Esto debe efectuarse en conformidad con las *Directrices sobre los procedimientos inmunológicos aceptables por el CCPA*.

5. Un animal en estado de dolor severo que no puede ser aliviado debería ser inmediatamente destruido, usando un método que produzca una inconsciencia rápida.

6. Mientras que los procedimientos sin recuperación que involucren animales anestesiados, y los estudios que no causan dolor o angustia se consideran aceptables, los procedimientos experimentales siguientes infligen un dolor excesivo y por lo tanto son inaceptables:

- a) utilización de relajantes musculares o de paralizantes (curare y similares) solos, sin anestesia, durante los procedimientos quirúrgicos;
- b) procedimientos traumatizantes que involucren aplastar, quemar, herir o golpear animales no anestesiados.

7. En el pasado, se realizaron estudios tales como pruebas toxicológicas y biológicas, investigaciones sobre el cáncer y sobre enfermedades infecciosas requiriendo la continuación de la experiencia hasta la muerte del animal. Sin embargo, cuando hay señales evidentes que dichos procesos ocasionan angustia o dolor irreversibles, se deberían buscar métodos alternativos que satisfagan tanto los requerimientos del estudio como las necesidades del animal.

8. La restricción física debería ser utilizada solamente después de que se hayan examinado cuidadosamente los procedimientos alternativos y que se hayan considerado inadecuados. Los animales así sujetos deben recibir una atención y cuidado excepcional, en conformidad con los requerimientos específicos y generales de las diferentes especies, tal como está indicado en el *Manual*.

9. Los experimentos dolorosos o la repetición de operaciones traumatizantes sobre un animal, realizadas únicamente con fines de enseñanza o para la demostración de conocimientos científicos establecidos, no puede justificarse. Los medios audiovisuales u otras técnicas alternativas deberían ser empleados para transmitir este tipo de información.

revisado octubre 1989

ANEXO XV-B

CATEGORÍAS DE TÉCNICAS INVASIVAS EN LA EXPERIMENTACIÓN ANIMAL

Los investigadores y los profesores que tienen que utilizar a vertebrados o invertebrados en su investigación, enseñanza o pruebas, en el laboratorio o en el campo, deben observar los principios humanitarios y conocer las directrices del Consejo Canadiense de Protección de los Animales (CCPA), descritas en el documento Principios éticos de la investigación animales, y otros documentos del CCPA cuando se quiere asignar una categoría. Los protocolos deben someterse al comité apropiado de revisión para todo los estudios y cursos que involucren el uso de vertebrados y algunos invertebrados en las categorías B a E. Los cefalópodos y algunos otros invertebrados superiores tienen un sistema nervioso tan desarrollado como el de algunos vertebrados; consecuentemente, las experiencias que usan estos animales se deben clasificar en las categorías B, C, D, o E.

*La lista siguiente de categorías da **ejemplos posibles** de procedimientos experimentales que ilustran cada categoría*

A. Experimentos sobre la mayoría de los invertebrados o sobre muestras de tejidos vivos

Ejemplos posibles: el uso de tejidos cultivados y los tejidos obtenidos de necropsias o del matadero; el uso de huevos, de protozoarios u otros organismos unicelulares; las experiencias que implican el aislamiento, incisiones u otros procedimientos invasivos sobre metazoarios.

B. Experimentos que ocasionen poco o ningún malestar o estrés

Ejemplos posibles: rebaños de animales domésticos (incluyendo las aves), mantenidas para la producción comercial o para fines académicos; la inmovilización bien ejecutada y de corta duración de animales para propósitos de observación o examen físico; las tomas de sangre; la inyección de sustancias en cantidades que no ocasionen reacciones adversas, por las siguientes vías: intravenosa, subcutánea, intramuscular, intraperitoneal, u oral, excluyendo las vías intratorácica e intracardiaca (Categoría C); los experimentos agudos sin supervivencia, en los cuales los animales están completamente anestesiados y no se despiertan; los métodos aprobados de eutanasia precedidos de inconsciencia rápida, como por ejemplo una sobredosis de un anestésico, o la decapitación precedida de una sedación o de una anestesia leve; períodos cortos de privación de alimentos y/o de agua equivalentes a períodos de abstinencia observados en la naturaleza.

C. Experimentos que ocasionen un estrés menor o un dolor de corta duración

Ejemplos posibles: canulación o la cateterización de vasos sanguíneos o de cavidades corporales bajo anestesia; procedimientos quirúrgicos menores bajo anestesia, como las biopsias o las laparoscopías; cortos períodos de inmovilización, excluyendo los efectuados para exámenes u observaciones menores, pero necesariamente con un estrés mínimo; períodos cortos de privación de alimento y/o de agua que exceden los períodos de abstinencia en la naturaleza; experimentos de comportamiento sobre animales conscientes que involucran una inmovilización breve y estresante; la exposición de un animal a dosis no mortales de drogas o de sustancias químicas. Tales procedimientos no deberían ocasionar cambios importantes en el aspecto del animal, dentro de

parámetros fisiológicos como el valor respiratorio o cardíaco, o en la producción de heces o de orina, o en comportamientos sociales.

Comentarios: Durante o después de los experimentos clasificados en la Categoría C, los animales no deben manifestar señales de automutilación, anorexia, deshidratación, hiperactividad, postración o sueño prolongado, incremento de vocalizaciones, de comportamiento agresivo - defensivo, o demostrar un comportamiento de alejamiento social y aislamiento voluntario.

D. Experimentos que causan una angustia o un malestar de moderado a intenso

Ejemplos posibles: los procedimientos quirúrgicos mayores bajo anestesia general, con recuperación; períodos prolongados (varias horas o más) de inmovilización física; la inducción de estrés comportamental, como la carencia maternal, la agresión, las interacciones predador/presa; los procedimientos que ocasionan la interrupción continua o irreversible de la organización sensoriomotora; el uso del adyuvante completo de Freund (véase las *Directrices sobre los procedimientos inmunológicos aceptables por el CCPA*).

Otros ejemplos incluyen la inducción de anomalías anatómicas y fisiológicas que resultan en dolor o angustia; la exposición de un animal a estímulos adversos que no puede evitar; la inducción de la enfermedad de radiación; la exposición a drogas o químicos en niveles que provocan disfunciones fisiológicas.

Comentarios: Los procedimientos experimentales clasificados en la Categoría D no deberían ocasionar una angustia clínica prolongada o severa que se manifieste por una gama amplia de señales clínicas, tales como anomalías marcadas en las actitudes o los tipos de comportamiento, la ausencia de auto-aseo, la deshidratación, una vocalización anormal, anorexia prolongada, un colapso circulatorio, una letargia profunda o una negación en moverse, y señales clínicas de infección sistémica o local severa o avanzada, etc.

E. Procedimientos que ocasionan un dolor intenso, igual o superior al umbral de tolerancia al dolor en animales conscientes no anestesiados

Esta Categoría de técnicas invasivas no se aplica solamente a los procedimientos quirúrgicos, sino puede incluir la exposición a agentes o estímulos nocivos cuyos efectos son desconocidos; la exposición de un animal a drogas o sustancias químicas a niveles susceptibles de afectar notablemente los sistemas fisiológicos y de causar la muerte, dolores intensos o una angustia extrema; experimentos biomédicos completamente nuevos que tienen un grado alto de intervenciones invasivas; estudios sobre el comportamiento en los cuales los efectos de los diferentes grados de angustia sean desconocidos; el uso de relajantes musculares o de drogas paralizantes sin el uso en forma concomitante de anestésicos; causar quemaduras o traumas a animales no anestesiados; métodos de eutanasia no aprobados por el CCPA; cualquier procedimiento (p. ej., la inyección de agentes nocivos o la inducción de un choque o de un estrés intenso) que resultan en un dolor que se acerca al umbral de tolerancia al dolor y que no se puede aliviar con analgésicos (p. ej., durante estudios que incluyen pruebas de toxicidad e inducción experimental de enfermedades infecciosas que provocan la muerte).

[revisado febrero 1991](#)

ANEXO XV-C

DIRECTRICES SOBRE LOS PROCEDIMIENTOS INMUNOLÓGICOS

ACEPTABLES POR EL CCPA

Cuando se empieza una inmunización, la elección del adyuvante correcto puede ser difícil. El adyuvante completo de Freund (ACF) puede ser utilizado solamente cuando hay cantidades pequeñas de antígenos solubles disponibles. El ACF es una emulsión que consiste en volúmenes iguales de ACF y de antígeno (1 parte o menos de ACF por 1 parte de antígeno). Sin embargo, si hay cantidades grandes de material altamente antigénico, se debería considerar el uso de otros adyuvantes.

Un aspecto importante en los procedimientos de inmunización es la disponibilidad de personal técnico competente y experimentado en la manipulación de las especies utilizadas. Ellos deben conocer bien y ser capaces de reconocer señales de angustia en los animales inyectados, y ser también capaces de tomar la responsabilidad de intervenir cuando sea necesario.

El ACF debería usarse únicamente en casos de inmunización más problemática. Nunca debe ser administrado por vía intravenosa o en dosis repetidas. El ACF no debe usarse en caballos.

Inyección intradérmica

Hay que justificar científicamente la vía intradérmica de una inyección de ACF, porque es causa de frecuentes ulceraciones e infecciones en el sitio de inyección. El uso de la vía intradérmica puede justificarse únicamente cuando el propósito es inducir una respuesta inmunitaria de origen celular.

En conejos, no se deben inyectar más de 0.05 ml (50 microlitros) por sitio de inyección. La ubicación del o de los sitio(s) se deben elegir cuidadosamente para impedir la mutilación. Se debe elegir un número mínimo de sitios de inyección y distanciarlos lo más posible entre sí.

La vía intradérmica no conviene para el ratón, ni está recomendada en otros roedores.

Inyección subcutánea

En los cobayos, se puede inyectar hasta un total de 0.4 ml (400 microlitros) de sustancia por vía subcutánea en el lado dorsal del pescuezo, en uno o varios sitios. En conejos, el sitio de elección es la región interescapular de la espalda (entre los dos omóplatos), y se puede administrar hasta 0.25 ml (250 microlitros) de inoculo por sitio de inyección, hasta un máximo de cuatro sitios. Estos sitios deberían estar distanciados al máximo. En el ratón, se puede administrar hasta 0.1 ml (100 microlitros) en la región del pescuezo.

Inyección intramuscular

En conejos, las inyecciones intramusculares de ACF se pueden administrar en el músculo del muslo; hasta 0.5 ml (500 microlitros), preferentemente por sitio. La inyección intramuscular ACF no está recomendada en animales pequeños de laboratorio tales como ratas, ratones, hámsteres, jerbos, etc. Con animales más grandes tales como gatos, perros y aves de corral, un máximo de 1ml de ACF puede ser inyectado en los músculos del muslo. La vía intramuscular es aceptable en el ganado, el cerdo, el carnero y la cabra.

Inyección intraperitoneal

La vía intraperitoneal para la inyección de ACF está permitida solamente en roedores pequeños. El ACF se debe administrar una sola vez, y ser limitado a cantidades mínimas de hasta 0.1 ml (100 microlitros).

Inyección intravenosa

El ACF no se debe administrar por vía intravenosa.

Inyección plantar

El ACF no se debe inyectarse en los pies de los conejos. Esta vía está también prohibida en los roedores, a menos que haya evidencia científica que indique que esta vía es un requerimiento esencial para inducir una respuesta inmunitaria. En ratas y ratones, se puede utilizar un solo pie. Los animales se deben mantener sobre una cama blanda y no en jaulas con fondo metálico.

Producción de líquidos de ascitis en animales

Se puede utilizar el pristane o cualquier otro agente reconocido (excluyendo el ACF).

Se puede sacar el líquido ascítico siempre y cuando el animal no demuestre señales de dolor o de angustia, que esté en buena condición física y que no demuestre señales de debilitación, deshidratación u otras complicaciones provocadas por el procedimiento. Cuando se reconoce que hay un deterioro de la condición física, dolor o angustia, el animal debe ser eutanasiado según método aprobado por el CCPA.

Examen de los sitios de Inyección

Los sitios de inyección deben ser observados por el investigador o por la persona designada, por lo menos tres veces por semana, durante cuatro semanas después de cada inyección.

Si una o más lesiones se desarrollan en cualquier sitio de inyección, se debe informar a las personas responsables como el veterinario o el director del bioterio, para que los animales reciban el tratamiento apropiado. Las lesiones deben ser examinadas por lo menos tres veces por semana por el investigador o por la persona designada, hasta que estén completamente curadas.

revisado junio de 1991

[[Contenido](#)] [[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)

Search

[About CCAC](#) [What's New](#) [Programs](#) [Publications](#) [Committees](#) [Contact](#) [Links](#) [Media](#)

[CCAC Programs -> Guidelines -> Manual sobre el cuidado y uso de los animales de experimentación - Anexo XVI](#)

[CCPA, Manual vol. 1 \(2nda edición\) 1998](#)

Anexo XVI

ANEXO XVI

PERIÓDICOS DISPONIBLES EN EL CCPA

Alternatives To Laboratory Animals
American Journal of Veterinary Research
Animal Behaviour
Animal Technology
Animal Welfare
Applied Animal Behavior Science
Canadian Journal of Veterinary Research
Canadian Veterinary Journal
Compendium on Continuing Education for Practising Veterinarians
Federation of American Societies for Experimental Biology Journal
Journal of Agricultural & Environmental Ethics
Journal of the American Veterinary Medical Association
Journal of Wildlife Diseases
Lab Animal
Laboratory Animals
Laboratory Animal Science
Laboratory Investigation
Nature
Veterinarian Magazine
Veterinary Record
Veterinary Technician

BOLETINES

El CCPA mantiene varios boletines, entre otros:

Animal Welfare Institute Quarterly
Canadian Association for Laboratory Animal Science Newsl.
Canadian Association for Laboratory Animal Medicine Newsl.
Resource (CCAC)
Caring for Animals (CFHS)
Council for Laboratory Animals Newsl.
Eubios Ethics Institute Newsl.

Future Health (Canadians for Health Research)
Institute of Laboratory Animal Resources Newsl.
Laboratory Primate Newsl.
Scientists Center for Animal Welfare Newsl.

Se pueden obtener copias de la mayoría de los artículos citados en este *Manual*, que provienen de periódicos y boletines otros que aquellos listados aquí, mediante el sistema de préstamos entre bibliotecas del Instituto Canadiense de Información Científica y Técnica, Consejo Nacional de Investigación de Canada, Ottawa, Ontario, CANADA, K1A 0S2. Telephone: (613) 993-1585.

[[Contenido](#)] [[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)

ANEXO XVII

GLOSARIO

ACONDICIONAMIENTO: Término aplicado al examen y preparación de animales para la investigación.

ACOPLAMIENTO DE HARÉN: Acoplamiento de un macho con más de dos hembras.

"AD LIBITUM": (Latín) A voluntad, a libre elección.

ADYUVANTE: Sustancia que incrementa de manera inespecífica la respuesta inmunitaria a un antígeno.

ADYUVANTE COMPLETO DE FREUND (ACF): Emulsión de un antígeno acuoso en aceite. Contiene *Mycobacterium tuberculosis* muertos, contrariamente al adyuvante incompleto de Freund.

ALIMENTOS FIBROSOS: Alimentos con alto contenido en fibra y pocos nutrientes digestibles.

ALOJAMIENTO CON BARRERA: Tipo de alojamiento para animales de investigación que los protege de las contaminaciones externas mediante el diseño de la instalación o por los procedimientos que con ellos se realicen. Por contraste, el alojamiento por confinamiento protege el ambiente externo contra los contaminantes del interior del bioterio.

ALOJAMIENTO DE CONFINAMIENTO: Tipo de alojamiento para animales de investigación que protege al ambiente de la contaminación del interior, mediante los procedimientos y el diseño de las instalaciones.

ALOJAMIENTO EN MICROAISLAMIENTO: Sistema de alojamiento que protege a los animales de contaminantes provenientes del personal o de otros animales de laboratorio, mediante una barrera colocada al nivel de la jaula y que se puede abrir solamente en un medio protegido de clase 100 por personal con las partes descubiertas de la piel descontaminadas con un esterilizante.

ANALGÉSICO: Sustancia que reduce o elimina la sensación de dolor.

ANESTESIA: Pérdida de sensibilidad de una parte (local) o de todo el cuerpo (general), usualmente producida por la administración de un producto químico o de una droga.

ANIMALES TRANSGÉNICOS: Animales cuyo ADN hereditario ha sido modificado y aumentado por la adición de ADN de otra

fuerza diferente del germoplasma parental, usualmente de otro animal o de un humano, usando técnicas de recombinación del ADN.

ANSIEDAD: Estado de conciencia en el que hay una actividad nerviosa involuntaria y voluntaria.

ANTICOAGULANTE: Sustancia agregada a la sangre entera para impedir la coagulación.

ANTICUERPO: Molécula producida por el organismo en respuesta a un antígeno, y que tiene la propiedad particular de combinarse específicamente con el antígeno que indujo su síntesis.

ANTÍGENO: Sustancia o material foráneo que estimula la formación de anticuerpos cuando es introducido en los tejidos y la corriente sanguínea.

ANTISÉPTICO: 1. Prevención del deterioro o de la putrefacción; 2. Sustancia que inhibe el crecimiento y desarrollo de microorganismos.

ASÉPTICO: Ausencia de microbios vivos; ausencia de productos sépticos o de productos de putrefacción tóxicos.

AXÉNICO: Libre de organismos foráneos; libre de microorganismos.

***BIENESTAR:** Estado o condición de armonía física y psicológica entre el organismo y su ambiente. Una buena salud y la manifestación de un repertorio de comportamientos normales son los indicadores más usualmente utilizados del bienestar de un animal.

BIOPSIA: Toma quirúrgica de células o de muestras de tejidos con fines de diagnóstico.

BIOTECNOLOGÍA: Uso o desarrollo de técnicas que usan organismos o partes de organismos para proveer o mejorar productos o servicios.

BUENAS PRACTICAS DE LABORATORIO (BPL): Normas básicas de la investigación fundamental, tal como fueron publicadas por la US Federal Food and Drug Administration (USFDA).

CAMA: Se aplica a materiales como paja, heno u otro utilizado para reposo de animales en jaulas o cubículos.

CAMADA: Jóvenes nacidos en un mismo tiempo y de una misma hembra.

CÁMARA LIMPIA A DESPLAZAMIENTO MASIVO DE AIRE: Una cámara limpia utilizada conjuntamente con el alojamiento de los animales en instalaciones de investigación, para mantener el ambiente libre de contaminantes transportados por el aire. El nivel de limpieza está determinado por el número de cambios de aire por hora y por el número y tipo de animales alojados en la cámara limpia.

CAMPANA A GAS: Gabinete a circulación de aire por presión negativa diseñado para proteger al personal ante la exposición posible a sustancias peligrosas químicas o microbiológicas manipuladas dentro de la campana.

CÁNULA: Tubo (de plástico o de vidrio) utilizado para introducir un gas o un líquido en el sistema vascular o en el organismo, o para extraerlos.

CELO: Periodo durante el cual la hembra demuestra su receptividad para el acoplamiento sexual con el macho.

CENTRO VITAL: Cualquier célula de un grupo variado de células de la médula espinal del sistema nervioso central (SNC), que coordina las funciones necesarias a la vida, p. ej., la respiración, latidos cardiacos.

CEPA: Grupo de animales de ascendencia conocida, mantenidos en un sistema de acoplamiento consanguíneo planificado; generalmente con algunas características distintivas.

***CIRCADIANO:** Se refiere a ritmo cíclico correspondiente estrechamente al intervalo de 24 horas.

CIRUGÍA MAYOR: Procedimiento quirúrgico en el que hay acceso visual directo a una cavidad importante del cuerpo (cráneo, canal raquídeo, tórax, abdomen, pelvis) y/o exposición de estructuras vasculares, musculares, esqueléticas, nerviosas, linfáticas o glandulares importantes, y/o remoción o alteración de una cantidad importante de tejido funcional. No hay un límite claro entre cirugía mayor y menor. Así, los comités de protección de los animales deberían usar estos términos precisos solo como complementos a las "Categorías de técnicas invasoras en experimentación animal", y hacer consultas adicionales especializadas cuando el nivel de invasión y de daño no es evidente.

CIRUGÍA MENOR: Procedimiento quirúrgico que no resulta en la remoción o alteración de una cantidad funcionalmente importante de tejido. No hay un límite claro entre cirugía mayor y menor. Así, los comités de protección de los animales deberían usar estos términos precisos solo como complementos a las "Categorías de técnicas invasoras en experimentación animal", y hacer consultas adicionales especializadas cuando el nivel de invasión y de daño no es evidente.

***COGNICIÓN:** Proceso de percepción, de razonamiento y de desarrollo de expectativas.

COLONIA (REBAÑO, MANADA): Población animal mantenida bajo algún grado de control con fines de reproducción. Grupo de animales que representan una fuente genética única producida en un lugar único bajo condiciones idénticas de gestión.

COLONIA CERRADA: Colonia que se reproduce sin recurrir a otros animales que no sean de la misma colonia.

***COMPLEJIDAD AMBIENTAL:** Diversidad e intensidad de estímulos ambientales pertinentes a un organismo determinado, a un grupo de edad, a una especie, etc. La complejidad ambiental puede variar desde muy baja a muy alta, y así ser caracterizada como insuficiente, adecuada, o excedente.

***COMPORTAMIENTO ANORMAL:** Comportamiento que se desvía de una norma comparable y definida. Tal norma puede ser el inventario del comportamiento típico para un genotipo determinado, de tal edad, tal sexo, determinado nivel nutritivo, tales condiciones de alojamiento o sistema de gestión, etc.

***COMPORTAMIENTO ESTEREOTIPADO:** Comportamiento repetido continuamente. El término se usa generalmente para referirse a un comportamiento que se desarrolla como consecuencia de una situación problemática, tal como el aislamiento social extendido, el bajo nivel de complejidad ambiental, etc.

CONGÉNICO: Se refiere a los animales que difieren genéticamente a nivel de un locus en particular.

CONJUNTIVITIS: Inflamación de la conjuntiva (la mucosa que tapiza la cara posterior del párpado y la superficie anterior del ojo).

CONSANGUÍNEO: Se dice de crías de animales estrechamente emparentadas.

CONTAGIOSO: Enfermedad o desorden que se transmite fácilmente de un individuo a otro.

CONTENCIÓN: Inmovilización de un animal por varios medios o métodos, para reducir sus actividades, a fin de impedir que se ocasione heridas a sí mismo o al manipulador.

CUARENTENA: Segregación o aislamiento de unos animales de otros para impedir o prevenir la diseminación de una enfermedad.

CRUZAMIENTO INVERTIDO: Cruzamiento de un híbrido F1 con uno u otro de sus padres (véase F1 más adelante).

CULTIVO DE TEJIDOS: Propagación de tejidos tomados de organismos en un medio de laboratorio estéril, con requerimientos nutritivos y de temperatura.

DOMINACIÓN SOCIAL: Ascendencia de un individuo sobre otro.

DOMINANTE: Que controla. Comúnmente aplicado al gen o característica responsable de los modelos genéticos.

EDEMA: Presencia de grandes cantidades de fluidos en los espacios del tejido intercelular del organismo; usualmente aplicado a la acumulación de fluido en tejidos subcutáneos.

ELISA (Enzyme-Linked Immunosorbent Assay): Prueba rápida, sensible y económica para detección en muestras numerosas de suero. Existen equipos de ELISA disponibles comercialmente.

EMBRIÓN: Etapa temprana o de desarrollo de cualquier organismo, especialmente el producto o el desarrollo de la fertilización de un huevo.

***ENTRENAMIENTO POR RECOMPENSA:** Tipo de acondicionamiento operativo en que una recompensa (refuerzo positivo) depende directamente del desempeño buscado o deseado en el animal. Según los objetivos del entrenamiento, el desempeño que resulta en la recompensa puede ser una respuesta producida o una respuesta retenida.

ESTERILIZACIÓN: Destrucción completa de microorganismos por el calor, compuestos químicos, medios mecánicos o físicos. En reproducción animal, se refiere a cualquier procedimiento que incapacita el animal en reproducirse.

ESTRO: Período durante cual la hembra de los mamíferos puede ser fecundada.

ÉTICA: Sistema de principios morales o de normas que rigen las acciones.

ETOLOGÍA: Estudio científico del comportamiento animal.

ESTRÉS: Tensión sobre los procesos fisiológicos y psicológicos normales o sobre las funciones del organismo, de un órgano o de un tejido. Algunas tensiones pueden provocar patologías o enfermedades, o debilitar las defensas normales del cuerpo.

EXENTO DE ORGANISMOS PATÓGENOS ESPECÍFICOS: Se dice del estado de salud de animales criados libres de organismos específicos de enfermedades (en inglés, SPF por "Specific Pathogen Free").

FENOTIPO: Aspecto externo visible de la constitución hereditaria de un organismo.

FERTILIZACIÓN: La unión del espermatozoide del varón con el óvulo (huevo) de la hembra que conduce a la reproducción.

FETO: Un embrión creciente en útero.

FICHA TÉCNICA DE SALUD Y SEGURIDAD: Documentos técnicos que proveen información detallada y completa sobre productos controlados en relación con los efectos de la exposición excesiva a dichos productos; evaluación de riesgos relativos al manejo y almacenaje estos productos; medidas para proteger al personal con riesgo de sobreexposición; y procedimientos de emergencia.

FILTRO DE AIRE DE ALTA EFICIENCIA: Utilizados en salas de lavado, gabinetes de seguridad biológica, unidades de flujo laminar, etc., para filtrar las partículas contaminadoras de apenas 0.5 micrones de diámetro.

FLUJO LAMINAR: Movimiento de aire en una dirección uniforme. El flujo laminar está generalmente asociado con las campanas a gas o con los gabinetes de seguridad biológica que utilizan esta característica para capturar y eliminar partículas transportadas por el aire.

GABINETE DE BIOSEGURIDAD: Campana extractora especial de gases con un área cerrada de trabajo, utilizada para experimentaciones y pruebas biológicas. El gabinete de bioseguridad protege la sala donde se hace la experimentación y protege a los trabajadores de los materiales peligrosos utilizados en el gabinete.

GEN: Unidad hereditaria localizada sobre un locus cromosómico fijo que, por transcripción, tiene un efecto específico sobre el fenotipo.

GENOMA: Material genético total contenido dentro de la célula.

GENOTIPO: Constitución genética de un animal, por oposición al fenotipo.

GESTACIÓN: Periodo entre la concepción y el nacimiento que incluye la vida embrionaria y fetal.

GNOTOBIÓTICOS: Animales que son completamente libres de agentes patógenos o que pueden hospedar uno o más microorganismos claramente identificados.

HEMATÓCRITO: Porcentaje del volumen de eritrocitos (glóbulos rojos) en la sangre entera. También llamado volumen celular compacto.

HEMOGLOBINA: Pigmento de los eritrocitos compuesto por un complejo de hierro y de proteína que transporta el oxígeno.

HERENCIA: Medida del grado al que un fenotipo está determinado genéticamente.

HÍBRIDO F1: Primera generación resultado de un cruzamiento entre dos cepas, entre dos cepas consanguíneas, entre dos líneas, etc.

HUMEDAD (RELATIVA): La relación entre la cantidad de vapor de agua realmente presente en el aire con la cantidad de vapor de agua que el aire es capaz de sostener a una temperatura determinada.

ILUMINACIÓN DE ESPECTRO COMPLETO: Iluminación fluorescente que es muy parecida a la emisión espectral de la luz del sol.

IMPRESIÓN: Proceso de aprendizaje involucrado en el desarrollo, durante un periodo sensible temprano del sujeto, respecto a la tendencia para seguir o acercarse de un objeto.

INFECCIÓN: Proceso de desarrollo de una enfermedad ocasionado por la invasión de microorganismos en tejidos del cuerpo.

INFECCIÓN LATENTE O OCULTA: Infección o condición sin manifestaciones clínicas en un animal pero que puede, en ciertas condiciones o en estado de estrés, desarrollarse como enfermedad identificable.

INFECCIÓN MICÓTICA: Enfermedad ocasionada por un hongo.

INFLAMACIÓN: Condición que presentan los tejidos como reacción a una herida o a un agente infeccioso.

INTRADÉRMICO: Se dice de una inyección en la dermis o en la piel.

INTRAPERITONEAL (IP): Se dice de una inyección en la cavidad peritoneal o abdominal.

INTRAVENOSO (IV): Se dice de una inyección en una vena.

MADUREZ SEXUAL: Edad en la que un animal es capaz de reproducirse por primera vez.

MALIGNO: Que es susceptible de deteriorarse progresivamente y resultar en la muerte.

MATERIAL INSENSIBLE: Material que no reacciona visualmente al dolor, que está totalmente o casi totalmente desprovisto de sistema nervioso y sensitivo.

METROS CUADRADOS BRUTOS: Todo el espacio de piso adentro de un edificio, medido desde la superficie externa de las paredes exteriores.

METROS CUADRADOS NETOS ASIGNABLES: Espacio neto de piso en un edificio medido desde las superficies internas de las paredes exteriores y excluyendo las particiones y paredes internas, el equipo mecánico, lavatorios, armarios del conserje, ascensores, escaleras, pasillos importantes de circulación, pasillos, y entradas de ascensor.

MICROAMBIENTE: Un hábitat aislado pequeño, generalmente dentro de una jaula.

MICROINYECCIÓN: Técnica utilizada para la inserción de genes de una célula en otra.

MICROORGANISMO: Agente vivo microscópico, a menudo responsable de enfermedades.

MINIBOMBA: Un dispositivo pequeño, implantado en el cuerpo (usualmente subcutáneo o intraperitoneal), que mediante la presión osmótica sobre un recipiente que contiene una droga, asegura una circulación controlada y continua de esta droga en el organismo.

MORBILIDAD: Ocurrencia de una enfermedad.

MORIBUNDO: Cerca de la muerte.

MUTANTE: Organismo que conlleva un gen mutante (modificado) que se expresa en el fenotipo del organismo.

NECROPSIA: Disección sistemática de un animal después de su muerte para elucidar la causa de la misma. Igual a un examen postmortem. El término necropsia se usa para el examen postmortem en los animales, mientras que para estas acciones en los humanos se usa el término autopsia.

NECROSIS: Muerte de una porción de tejido u órgano.

ORAL O PER OS (PO): Administración de una sustancia por la boca.

ÓVULO: Células germinativas o huevo producido por el órgano reproductivo hembra, el ovario.

PARTO: Acto o proceso de dar a luz .

PATÓGENO: Organismo que ocasiona una enfermedad.

PLAGA: Cualquier agresor indeseable o perturbador tales como moscas, piojos, pulgas, cucarachas, garrapatas, ratones, ratas, y comadrejas.

***PICA:** Apetito anormal o inusitado para alimentos extraños y a menudo impropios, tales como suciedad, pelo, excrementos, etc.

PLASMA: Parte líquida de la sangre, sin células, en la que anticoagulantes han impedido la coagulación.

***POLIDIPSIA:** Consumo de cantidades grandes de líquidos (también se usa frecuentemente el término de sed excedente).

***POLIFAGIA:** Consumo de una variedad inhabitual de alimentos. Compare con hiperfagia.

***POLIURIA:** Excreción excesiva de orina.

POSTPARTO: Período inmediato que sigue al parto o nacimiento.

PRESIÓN DIFERENCIAL: Diferencia entre presiones medidas en dos puntos o niveles en un sistema.

PRIMATES NO HUMANOS (PNH): Cualquier miembro no humano del orden de los primates mamíferos, incluyendo los prosimios, los monos y los antropoides. Sinónimos: primates sub-humanos, primates infrahumanos.

***PRIVACIÓN:** Remoción de sustancias indispensables (privación de alimentación, de agua), aislamiento de cosas deseadas (aislamiento social) o prevención del desempeño de comportamientos necesarios (privación de sueño, de ejercicio). La privación se usa a menudo en investigaciones para inducir una acción identificable.

PROCEDIMIENTOS OPERATIVOS ESTANDARIZADOS ("Standard Operating Procedures [SOP]" en inglés): Documentos escritos que especifican los procedimientos que deben seguirse para asegurar la calidad e integridad del estudio.

PROFILAXIS: Prevención.

PROGENIE: Jóvenes de una especie.

PRONÓSTICO: Perspectiva de recuperación o no de una enfermedad tal como indicada por la naturaleza de la misma y los síntomas especiales del caso.

PUBERTAD: Aparición de la madurez sexual.

PUERTA DE ACCESO VASCULAR: Catéteres subcutáneos introducidos en "puertos de acceso" que permiten un acceso transcutáneo con agujas.

PULSIÓN: Estado interno que ocasiona el incremento de una actividad, p. ej., la pulsión del hambre.

RATÓN DESNUDO: Ratón genéticamente atímico, también lleva un gen estrechamente vinculado que produce una falla en la producción de pelo.

RATONES QUE SUFREN DE INMUNODEFICIENCIA COMBINADA SEVERA (en inglés: Severe Combined Immune Deficiency-SCID Mouse): Ratones que poseen una mutación genética autosómica recesiva. Los ratones SCID no tienen linfocitos funcionales, una falla que se manifiesta de diversas maneras incluyendo la linfopenia, la agamaglobulinemia y una susceptibilidad alta a la infección. Los ratones SCID son modelos animales de investigación deseables para la implantación de tumores y tejidos extranjeros.

RAZA: Población de animales dentro de una especie, que difieren de aquellos que pertenecen a otras poblaciones dentro de la misma especie, con respecto a características definidas genéticamente determinadas.

RIESGO: Probabilidad de efectos adversos, su naturaleza y severidad en relación con el grado de exposición.

RUMIANTE: Animal poligástrico generalmente con cuatro compartimientos digestivos; incluye animales tales como los bovinos, caprinos y ovinos.

***SALUD:** Estado relativo de bienestar físico, psicológico y social.

SEMEN: Eyaculado de los órganos reproductivos del macho que contiene los espermatozoides y las secreciones de las glándulas accesorias y de los testes.

SÍNDROME: Conjunto de señales (animales) o de síntomas (humanos) que ocurren juntos y que designan un estado o una enfermedad.

SISTEMA DE INFORMACIÓN SOBRE LAS MATERIAS PELIGROSAS UTILIZADAS EN EL TRABAJO (SIMPUT): Sistema federal para proveer información sobre las sustancias peligrosas utilizadas en el lugar de trabajo; incluye tres elementos claves: etiqueta, hojas de información sobre la seguridad, educación de los empleados y legislación.

SISTÉMICO: Condición generalizada que se manifiesta en el sistema total del organismo.

STOCK: Grupo de animales no consanguíneo en proceso de cría, o mantenidos para la reproducción o para uso experimental.

SUBCUTÁNEO (SC): Que ocurre bajo de la piel.

SUERO: Componentes no celulares de la sangre que permanecen después de la coagulación.

SUSCEPTIBLE: Que tiene poca resistencia o que tiene predisposición a la infección o a las heridas.

TEMPERATURA AMBIENTAL: Temperatura del lugar donde se encuentra el animal; en condiciones de alojamiento en jaula, puede referirse a la temperatura en el microambiente de la jaula por oposición a la temperatura afuera de la jaula, en la sala o en el corral.

TOXINA: Producto tóxico para el animal que proviene de una célula vegetal o animal. Puede ser producido por la célula misma y excretado, o puede ser contenido dentro de células, tales como las bacterias, y liberado únicamente luego de la muerte de la célula.

TRANQUILIZANTE: Agente, usualmente una droga, capaz de hacer a un animal tranquilo y dócil.

TRAUMA: Herida.

VACUNA: Sustancia usada para estimular la producción de anticuerpos contra un agente responsable de una enfermedad específica, usualmente como medida preventiva.

VALOR LIMITE UMBRAL (VLU): Grado de tolerancia a una sustancia concentrada en el aire, por parte de los trabajadores del interior, que pueden ser expuestos repetidamente sin efectos adversos.

VECTOR: Ser vivo capaz transportar y transmitir agentes infecciosos.

VIABILIDAD: Se refiere generalmente a la capacidad del joven para vivir después del nacimiento.

VIRUS: Cualquiera de un grupo grande de organismos que contienen material genético, pero incapaces de reproducirse fuera una célula huésped.

ZONOSIS: Enfermedades de los animales que pueden, en condiciones naturales, ser transmitidas al humano.

[[Contenido](#)] [[De nuevo a tapa](#)]

[About CCAC](#) | [What's new](#) | [CCAC Programs](#) | [Publications](#) | [Contact](#) | [Links](#) | [Media Centre](#) |

© 2005 CCAC, All Rights Reserved. | [Privacy Statement](#) | [Design by Media Wave](#)