

## 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 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 periodo 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 periodo 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 tijeo de dedo del pie puede ser necesario. Si por cualquier razón este procedimiento tiene que ser aplicado a animales salidos del período 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  $<16^{\circ}\text{C}$  ( $60.8^{\circ}\text{F}$ ) (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 refluo 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 83°C (180°F) 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 (Garcia, 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

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.

IBID. Publication 1853/E. Recommended code of practice for the care and handling of dairy cattle. 1990.

IBID. Publication 1870/E. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals—beef cattle. 1991.

IBID. Publication 1898/E. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals—pigs. 1993.

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.

BEAVER, B.V. Behavioural considerations for laboratory dogs and cats. *Compend. Cont. Ed.* 1981; 2: 212-215.

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.

BLOCK, S.S., ed. Disinfection, sterilization and preservation. 2nd Ed. Philadelphia, PA: Lea and Febiger, 1983.

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.

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.

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.

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.

IBID. Recommended code of practice for the care and handling of farm animals—horses. CARC, Ottawa, Ont., K1A 0C6. 1998b: 4-6.

CASTOR, G.B. and ZALDIVAR, R.A. Tattooing rabbits' ears for identification. *Lab. Anim. Sci.* 1973; 23: 279-281.

CAUDILL, C.J. and GADDIS, S.E. A safe and efficient handling device for wild rodents. *Lab. Anim. Sci.* 1973; 23: 685-686.

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.

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.

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.

FALL, M.W. Use of red light for handling wild rats. *Lab. Anim. Sci.* 1974; 24: 686-687.

FIDLER, I.J. Depression of macrophages in mice drinking hyperchlorinated water. *Nature* 1977; 270: 735-736.

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.

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.

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.

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.

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.

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.

HAYDEN, P. (letters to the editor) Identification methods for rodents. *Lab. Anim. Sci.* 1974; 24: 428.

HEALTH CANADA. Laboratory biosafety guidelines. Cat. No. MR 21-1/1996-E (2nd edn.). Ottawa, Ont.: Supply and Services Canada, 1996.

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.

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.

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.

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.

INSTITUTE FOR LABORATORY ANIMAL RESOURCES (Committee on Laboratory Animal Records, 1984). Washington, DC: ILAR/National Academy of Sciences, 1990.

IWAKI, S., MATSUO, A. and KAST, A. Identification of newborn rats by tattooing. *Lab. Anim.* 1989; 23: 361-364.

KEENE, J.H. and SANSONE, E.B. Airborne transfer of contaminants in ventilated spaces. *Lab. Anim. Sci.* 1984; 34: 453-457.

LEVINE, J.F. and LAGE, A.L. House mouse mites infesting laboratory rodents. *Lab. Anim. Sci.* 1984; 34: 393-394.

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.

MAERKI, U., ROSSBACH, W. and LEUENBERGER, J. Consistency of laboratory animal food following incubation prior to autoclaving. *Lab. Anim.* 1989; 23: 319-323.

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.

NEWELL, G.W. The quality, treatment and monitoring of water for laboratory rodents. *Lab. Anim. Sci.* 1980; 30: 377-383.

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.

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.

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.

ORCUTT, R.P. Evaluation of disinfectants and sterilants. *AALAS (Am. Assoc. Lab. Anim. Sci.) Bull.* 1991; 30(2): 15-17.

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.

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.

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.

STONEHOUSE, B., ed. *Animal markings: Recognition marking of animals in research*. London and Basingstock: McMillan Press Ltd., 1978.

THIBERT, P. Control of microbial contamination in the use of laboratory rodents. *Lab. Anim. Sci.* 1980; 30: 339-349.

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.

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.

TOTH, L.A. and JANUARY, B. Physiological stabilization of rabbits after shipping. *Lab. Anim. Sci.* 1990; 40: 384-387.

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.

WASSERMAN, R.S., BLUMRICK, K. and LIDDELL, R.W. III. An automated interactive animal colony management system. *Lab. Anim. Sci.* 1982; 32: 550-552.

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.