

Recomendaciones para la Eutanasia de los Animales de Experimentación: Parte 2

Grupo de Trabajo: Mrs. Bryony Close (Presidencia), Dr. Keith Banister, Dr. Vera Baumans, Dr. Eva-Maria Bernoth, Dr. Niall Bromage, Dr. John Bunyan, Profesor Dr. Wolff Erhardt, Profesor Paul Flecknell, Dr. Neville Gregory, Profesor Dr. Hansjoachim Hackbarth, Profesor David Morton & Mr. Clifford Warwick

Envío de correspondencia a: Mrs. B Close, Battleborough Croft, Battleborough Lane, Brent Knoll, Highbridge, Somerset TA9 4DS, UK

Este documento fue elaborado para la DGXI de la Comisión Europea, para ser utilizado con la Directiva 86/609/EEC del 24 de Noviembre de 1986, *relativa a la aproximación de las disposiciones legales, reglamentarias y administrativas de los Estados Miembros respecto a la protección de los animales utilizados para experimentación y otros fines científicos* (Nº L358, ISSN 0378-6978). Se refiere especialmente al Artículo 2(1) publicado por la Comisión Europea en Octubre de 1995, que define “el método de sacrificio humanitario” como “ el sacrificio de un animal con el mínimo sufrimiento físico y mental , dependiendo de las especies “.

Esta es la segunda parte del informe del grupo de trabajo y engloba la Sección 3 del informe, la lista de todas las referencias citadas en ambas partes y los detalles de los materiales para formación. La primera parte, que comprende las Secciones 1 y 2 del informe, junto con una revisión bibliográfica, se publicó en el ejemplar de Laboratory Animals de Octubre de 1996 (30: 293-316).

Se puede disponer de las reimpresiones del informe en inglés, que combinan ambas partes, cursando la solicitud a:

Mrs. S E Wolfensohn, Supervisor of Veterinary Services, University of Oxford, Veterinary Services, c/o University Laboratory of Physiology, Parks Road, Oxford OX1 3PT, UK.

*(Tel: +44(0)1865-272545,
Fax: +44(0)1865-272118)*

Email: sarah.wolfensohn@vet.ox.ac.uk

Contenido de la Parte 2

3	Métodos de eutanasia para cada grupo de especies	2
3.1	Peces	2
3.2	Anfibios	6
3.3	Reptiles	8
3.4	Aves	11
3.5	Roedores	15
3.6	Conejos	18
3.7	Carnívoros: perros, gatos y hurones	21
3.8	Grandes mamíferos: cerdos, ovejas, cabras, ganado vacuno, caballos	24
3.9	Primates no humanos	27
3.10	Otros animales no utilizados habitualmente para experimentos	27
	Referencias	28
	Materiales de entrenamiento para eutanasia	31

3 Métodos de eutanasia para cada grupo de especies

Antes de tener en cuenta esta sección, se debe consultar la Sección 1.

3.1. Peces

Hay más de 20.000 especies de peces con formas de vida enormemente variables, lo que hace muy difícil generalizar sobre métodos de eutanasia. Los métodos que se indican a continuación pretenden ser una guía y el técnico debe valorar cual es el mejor método para las especies que se deban sacrificar o solicitar información a los expertos. Se presenta un resumen en la Tabla 2. Aunque los peces no tengan las mismas vías espinotalámicas que los mamíferos para la percepción del dolor, existen pruebas de que efectivamente sienten el dolor y por este motivo deben ser sacrificados con el mismo cuidado y consideración.

Todos los peces son sensibles a los cambios en los parámetros físicos y químicos del agua en la que viven (especialmente la temperatura, los niveles de gases disueltos, la salinidad, el pH, etc.) pero unas especies son mucho más tolerantes que otras a los cambios en alguno de estos parámetros. Por ello, a menos que se conozca la respuesta de las especies, es recomendable realizar la eutanasia en el mismo tipo de agua que sea habitual para la especie. Si hay que utilizar sustancias, se reducirá el nivel de agua para asegurar una sedación rápida, pero no demasiado para no producir angustia antes de añadir el agente. La dosificación es siempre preferible a la inyección ya que esta última implica manipulación del pez y esto le produciría estrés. Puede ser necesario que los peces ayunen entre 24-48 h antes de la eutanasia química, ya que esto permitirá una absorción más rápida por el intestino y minimizará el riesgo de regurgitación que podría reducir el efecto de las sustancias químicas sobre las láminas de las agallas (Brown 1988). Los tanques que se utilicen deben permitir al técnico observar los peces y reaccionar rápidamente si hay signos de sufrimiento. En general el enfriamiento del agua reduce los procesos metabólicos y locomotores, facilitando así su manipulación, pero resulta esencial tener en cuenta la temperatura habitual del pez y su grado de tolerancia. Es importante señalar también que en los peces de agua salada se forman cristales de hielo dentro de las células antes de que se congele el agua marina, lo que produciría un dolor muy intenso en el pez. En los peces de agua dulce, se producirá antes la

congelación del agua que la formación de cristales internos. Sin embargo, hay que tener presente que el enfriamiento no reduce la capacidad de sentir dolor.

La sobreexposición a un anestésico se manifiesta primeramente por el cese de los movimientos respiratorios, seguido de la sobreextensión espasmódica o ensanchamiento de los opérculos. Al principio, estos procesos se producen cada 15-30 segundos y después a intervalos más largos. Cuando los intervalos entre espasmos son aproximadamente de 1 minuto, en pocos minutos se producirá la parada cardíaca y la muerte (Tabla 1).

Reconocimiento y confirmación de la muerte

Se puede reconocer la muerte por el cese de la respiración (movimiento opercular) y el cese del latido cardíaco (palpación). Cuando sea posible, se debe confirmar la muerte por destrucción del cerebro.

Larvas

Los peces se pueden clasificar en ovíparos, ovovivíparos o vivíparos, dependiendo de si producen huevos que eclosionan fuera del cuerpo, si los huevos eclosionan dentro del cuerpo o si expulsan individuos jóvenes e independientes (larvas).

Tabla 1 Fases de la pérdida de consciencia, conducentes a la muerte en peces (según McFarland y Klontz, 1969)

(VER PG. 33)

Para simplificar, se considera que se debe proteger a todos los peces desde que eclosionan y los métodos de eutanasia recomendados para adultos se consideran aceptables para las larvas. Los peces vivíparos hay que tratarlos por inmersión o inyectando al progenitor.

Adultos

Los detalles adicionales sobre estos métodos se pueden encontrar en la sección 2.

Métodos físicos

Concusión Esta técnica implica un golpe en la parte trasera de la cabeza y, si lo realiza personal experimentado, es un método humanitario de eutanasia. Se debe confirmar la muerte destruyendo el cerebro.

Dislocación cervical Consiste en romper la espina dorsal cerca de la cabeza. Los peces pequeños y medianos se pueden sacrificar insertando un palo o el pulgar en la boca, inmovilizando el pez con la otra mano y desplazándolo dorsalmente (Clifford 1984). Es factible y eficaz en peces pequeños, pero se debe confirmar la muerte por exanguinación o destrucción del cerebro. El estrés producido por la manipulación reduce la aceptabilidad de este método. *No es posible ni humanitario en peces grandes.*

Maceración Los peces pequeños, de menos de 2 cm de longitud, se pueden sacrificar humanitariamente introduciéndolos en una unidad de eliminación de residuos.

Métodos químicos

Se pueden administrar los agentes disolviendo los productos químicos en el agua del tanque. A menudo la temperatura del agua altera la eficacia del fármaco y la inducción es generalmente más rápida a temperaturas más altas. Sin embargo, no se debe elevar la temperatura hasta niveles que puedan provocar estrés a los peces. También se pueden administrar las sustancias por vía intramuscular o intraperitoneal. Generalmente se utilizan para la eutanasia agentes anestésicos al doble o al triple de la dosis anestésica recomendada. En todos los casos debe confirmarse la muerte destruyendo el cerebro.

Tricaína metano sulfonato (MS-222 tamponado) Actúa deprimiendo el Sistema

Nervioso Central. Es un fármaco del tipo benzocaína y es el método más eficaz para sacrificar a la mayoría de los peces. Es soluble tanto en agua dulce como salada. Sin embargo, es caro y eso puede limitar su empleo, especialmente si hay que sacrificar un gran número de peces. Hay que añadir bicarbonato, imidazol, fosfato ácido de sodio o hidróxido sódico para neutralizar el agua (a pH 7.5) para reducir la irritación y el daño tisular. Para incrementar su efectividad puede utilizarse junto con quinaldina o sulfato de quinaldina.

Benzocaína (etil aminobenzoato) Actúa de un modo similar al MS-222, pero su eficacia es pH-independiente. Sin embargo, debido a que baja el pH del agua, debe tamponarse a pH 7.5. El tiempo de descomposición en agua es de unas cuatro horas, haciendo que esta sustancia sea aceptable en cuanto a la contaminación medioambiental se refiere. Antes de añadirla al agua hay que disolverla en acetona ya que no es hidrosoluble.

Etomidato Es un potente agente de base imidazólica sin propiedades analgésicas. Es muy soluble en agua. Las mediciones de las hormonas del estrés en peces han indicado que con el etomidato se pueden dar menos problemas que con el MS-222 (Zwart et al. 1989) y por ello se le considera aceptable para la eutanasia de peces.

Metomidato Es un agente hipnótico no barbitúrico, de estructura imidazólica, que no tiene propiedades analgésicas. Utilizado en sobredosis, está considerado como aceptable para el sacrificio de la mayoría de las especies de peces.

Quinaldina (2-metilquinolina) Es difícil de obtener en Europa pero se utiliza frecuentemente en USA para eutanasia humanitaria. Las dosis recomendadas para eutanasia varían dependiendo de las especies, temperatura y dureza del agua. Se acumula en los tejidos lipídicos como el cerebro y deprime los centros sensoriales del sistema nervioso central. El sulfato de quinaldina también se considera aceptable como un agente eutanásico eficaz para peces.

Halotano Puede ser burbujeado en el tanque y produce anestesia. Se debe confirmar la muerte por destrucción del cerebro.

Agentes inyectables Se pueden usar los barbitúricos, pero como la extracción del agua y manipulación implican estrés, son preferibles otros métodos. Se recomienda la vía intraperitoneal.

Métodos aceptables para peces inconscientes

Inserción de aguja (Pithing) En peces pequeños se puede usar este método, consistente en introducir una púa metálica en la parte superior de la cabeza entre los ojos, moviéndola hacia delante y hacia atrás para destruir el cerebro y el extremo proximal de la médula espinal. *Este método solamente se debe utilizar en animales inconscientes.* Se considera aceptable este método cuando los métodos químicos no son adecuados para el estudio.

Decapitación Ésta es posible en peces pequeños, pero resulta problemática en peces de mayor tamaño. Sólo debe llevarse a cabo la decapitación de los peces previamente anestesiados o aturcidos, ya que existen algunas dudas acerca de la inmediata pérdida de consciencia. Investigaciones con anguilas, han puesto de manifiesto, que el cerebro todavía estaba en funcionamiento 35 minutos después de la decapitación (Verheijen & Flight 1995) y por ello el cerebro debe ser destruido inmediatamente. Este método es aceptable solamente si no se consideran adecuados otros métodos y bajo las limitaciones antes mencionadas. La sección transversal espinal (corte en el cuello) tampoco es aceptable, excepto con peces insensibles (Flight & Verheijen 1993).

Exanguinación No está considerada como un método aceptable de eutanasia, ya que es muy lenta y resulta muy difícil localizar las venas, a menos que el animal esté insensible.

Métodos no aceptables para la eutanasia de peces

Extracción del agua Esto produce angustia y sufrimiento debido al largo periodo de tiempo que tardan en quedar inconscientes. Este periodo se prolonga considerablemente si se baja la temperatura. No es un método aceptable para la eutanasia de peces (Kestin 1993, Kestin et al. 1991).

Aplastamiento de todo el cuerpo No se considera un método humanitario de eutanasia.

Aturdimiento eléctrico (electrical stunning) Si no se utiliza un circuito aislado, podría ser peligroso para el técnico. El aturdimiento eléctrico no funciona con todos los peces (por ejemplo:

anguilas) y utilizado por sí solo no es necesariamente letal (puede que sólo aturda a los peces de mayor tamaño). La corriente alterna estimula la contracción de la musculatura esquelética, cardíaca y lisa, e induce tetania, no anestesia (Summerfelt & Smith 1990). Aunque es utilizado por expertos en las piscifactorías, a menudo para atrapar peces, no se considera aceptable para eutanasia, en condiciones de laboratorio.

Hipotermia La introducción de los peces en un congelador o en hielo picado, prolonga el periodo de consciencia, y no reduce la capacidad de sentir el dolor. Por este motivo, no se debe utilizar como método de eutanasia.

Hipertermia Cuando se colocan peces en agua caliente cerrarán fuertemente los opérculos, disponiendo de ese modo de una reserva de oxígeno que prolonga su periodo de consciencia. El agua hirviendo producirá un dolor extremo. Por este motivo este método no debe utilizarse para el sacrificio de peces de ningún tipo.

2-Fenoxietanol Se usa principalmente como antibiótico pero también se utiliza como agente anestésico. Se necesitan dosis enormes para conseguir la muerte y, además, tiene un largo periodo de inducción. Algunas especies manifiestan hiperactividad previa a la pérdida de consciencia. No se considera aceptable para ser utilizado en la eutanasia de peces.

Dióxido de carbono No es aceptable para la eutanasia de peces ya que causa actividad intensa previa a la pérdida de consciencia y es de actuación lenta.

Éter dietílico No se debe utilizar debido que provoca la irritación de las membranas mucosas, así como al peligro que comporta para el técnico.

Secobarbital y amobarbital Ambos tienen la desventaja de un periodo de inducción demasiado largo.

Uretano Es carcinogénico y por ello extremadamente peligroso para el técnico.

Hidrato de cloral Posee un largo periodo de inducción y sólo actúa como sedante.

Alcohol amílico terciario Produce irritación durante la inducción.

Tribromoetanol Es irritante y posee un periodo de inducción largo.

Clorbutanol Tiene la desventaja de requerir un amplio rango de dosis para las distintas especies.

Metil pentinol Produce estrés por parada respiratoria.

Piridinas Son peligrosas para el técnico.

3.2. Anfibios

Hay muchas especies de anfibios, lo que dificulta generalizar sobre métodos de eutanasia. Se presenta un resumen en la tabla 3. Su piel es fina y está protegida por una cutícula que contiene numerosas glándulas mucosas. La consecuencia de esto es que son generalmente más sensibles a las agresiones físicas y químicas que otros vertebrados. Debido a que los anfibios son poiquiloterms (de sangre fría) y por ello acostumbrados a las fluctuaciones de su temperatura corporal, su sistema nervioso central (SNC) es menos sensible a la hipoxia y a la anoxia. Incluso cuando se interrumpe el riego sanguíneo a los nervios craneales y al cerebro, estos animales

son capaces de responder a estímulos durante algún tiempo. Aunque la decapitación, por sí sola, no produce inconsciencia rápida en las cabezas separadas de los anfibios, la rápida destrucción del cerebro elimina realmente las respuestas que habitualmente se entiende que indican consciencia. Sin embargo, hay un conjunto de respuestas somáticas a los estímulos que se mantienen intactas –movimientos corporales mantenidos mucho tiempo, retirada de las extremidades como respuesta a estímulos de presión aplicados en los dedos, etc., así como un latido cardiaco que sigue en muchos casos durante horas después de la destrucción del cerebro. Esta continuación de la actividad somática se atribuye a:

- (1) tolerancia prolongada a la hipoxia y a las condiciones de hipotensión de la médula espinal, nervios periféricos y musculatura (lisa, cardiaca y esquelética) y
- (2) un grado de integración mucho mayor de las respuestas somáticas a nivel de la médula espinal en lugar de en el cerebro. (UFAW/WSPA 1989)

Tabla 2 Características de los métodos de eutanasia en peces

Agente	Rapidez	Eficacia	Facilidad de uso	Seguridad del técnico	Valoración estética	Valoración general (1-5)	Observaciones
MS-222	++	++	++	++	++	5	Aceptable
Benzocaína	++	++	++	++	++	5	Aceptable
Etomidato	++	++	++	++	++	5	Aceptable
Metomidato	++	++	++	++	++	5	Aceptable
Concusión	++	+	+	++	-	4	Se debe confirmar la muerte
Maceración	++	++	++	++	+	4	Sólo para peces de menos de 2 cm de longitud
Quinaldina	++	++	++	+	++	4	Difícil de obtener en Europa
Pentobarbital sódico	++	++	-	+	++	3	Puede ser útil para peces grandes, inyección intraperitoneal
Dislocación cervical	++	++	+	++	-	3	No en peces grandes. Debe ser seguida de destrucción del cerebro
Halotano	+	+	++	++	++	2	Son preferibles otros métodos. Se debe confirmar la muerte

Los siguientes métodos sólo pueden utilizarse con peces inconscientes: inserción de aguja, decapitación y exanguinación

Los siguientes métodos no hay que usarlos para sacrificio de peces: extracción del agua, aplastamiento de todo el cuerpo, aturdimiento eléctrico, hipotermia, hipertermia, 2-fenoxietanol, dióxido de carbono, éter dietílico, secobarbital, amobarbital, uretano, hidrato de cloral, alcohol amílico terciario, tribromoetanol, clorbutanol, metil pentinol, piridinas.

Rapidez: ++ muy rápido, + rápido, - lento. **Eficacia:** ++ muy eficaz, + eficaz, - no es efectivo. **Facilidad de uso:** ++ fácil de utilizar, + requiere práctica, - requiere entrenamiento de especialización. **Seguridad para el técnico:** ++ sin riesgo, + riesgo pequeño, - peligroso. **Valoración estética:** ++ estéticamente bueno, + aceptable para la mayoría, - inaceptable para muchos. **Valoración general:** de 1 a 5, siendo el 5 el más recomendable

Reconocimiento y confirmación de la muerte

Se puede reconocer la muerte por el cese del latido cardiaco y de la respiración y, cuando esto no sea obvio, se puede confirmar por destrucción del cerebro.

Larvas

Los renacuajos y los tritones se pueden sacrificar eficazmente colocándolos en un plato de agua con MS-222 o benzocaína (disuelta en acetona). Estos producen anestesia rápida, y a continuación la muerte.

Adultos

Se pueden encontrar detalles adicionales sobre los métodos en la Sección 2.

Cuando se manipulen estas especies, es importante conseguir una sujeción firme, por ejemplo llevando guantes de textura rugosa pero no abrasivos o sujetándolos en un paño áspero. Bajar la temperatura hasta 3-4 °C reducirá los procesos metabólicos y locomotores, facilitando de ese modo la manipulación previa a la eutanasia. Sin embargo, hay que tener presente que el enfriar no reduce la capacidad de sentir dolor (UFAW/WSPA, 1989).

Métodos físicos

Concusión Este método, si es llevado a cabo por una persona que esté bien entrenada en esta técnica, es un modo eficaz y humanitario de aturdir a todos los anfibios. Hay que sujetar las patas traseras y golpear la superficie dorsal de la cabeza contra un objeto duro, macizo. A modo de alternativa, se puede golpear la superficie dorsal de la cabeza con un instrumento adecuado. Es esencial la precisión para asegurar una inconsciencia y muerte inmediatas. Después de la concusión hay que asegurar la muerte destruyendo el cerebro.

Microondas Es un método de eutanasia extremadamente rápido pero sólo debe llevarse a cabo por personal experimentado que conozca exactamente donde deben dirigirse el haz de calor. Sólo se pueden utilizar aparatos especiales, diseñados con este propósito. *Bajo ninguna circunstancia se utilizarán aparatos microondas para el hogar.* No se considera un método rutinario de eutanasia.

Aturdimiento eléctrico Las ranas insensibilizadas por medios eléctricos pueden recuperarse después de 10 minutos, pero si a continuación se destruye inmediatamente el cerebro, se puede considerar como un método aceptable de eutanasia.

Métodos químicos

Las sustancias se administran mejor disolviéndolas en el agua donde estén los anfibios. Esto reduce el estrés que producen la manipulación y la inyección.

Tricaína metano sulfonato (MS-222 tamponado) Éste es un método rápido, no irritante y humanitario para el sacrificio de anfibios, cuando se disuelve en el agua en la que están. Se recomienda neutralizar la solución con bicarbonato para reducir el efecto irritante sobre la piel sensible de los anfibios.

Benzocaína Disuelta en el agua en la que estén los anfibios la benzocaína es una sustancia eficaz, actuando rápida y humanitariamente sobre el SNC. Como la benzocaína no es soluble en agua, hay que disolverla primero en acetona. Hay que neutralizar la solución para evitar la irritación, dado que la benzocaína reduce el pH.

Pentobarbital sódico Cuando se inyecta esta sustancia por vías intravenosa o intraperitoneal actúa rápidamente sobre el SNC, dejando al animal inconsciente sin apenas producirle angustia. Sin embargo, sólo debe llevarlo a cabo personal experimentado que asegure la inyección en el lugar correcto y una mínima manipulación.

T-61 Inyectado por vía intravenosa, o en el saco linfático dorsal en el caso de las ranas, esta sustancia es eficaz y humanitaria para la eutanasia de anfibios.

Métodos aceptables para anfibios inconscientes

Inserción de aguja (Pithing) Asegura la rápida destrucción del cerebro, lo que produce una inconsciencia inmediata. Este es un método rápido y humanitario para el sacrificio de anfibios si es llevado a cabo por técnicos bien entrenados y con experiencia. *Este método debe realizarse solamente con animales inconscientes.* En algunas especies es difícil curvar la cabeza hacia delante para exponer el espacio atlanto-occipital por lo que en estos casos son preferibles otros métodos.

Decapitación Es aceptable solamente en anfibios insensibles ya que no se conoce el tiempo que tardan en quedar inconscientes debido a que su sistema nervioso es muy tolerante a la anoxia.

Métodos no aceptables para la eutanasia de anfibios

Hipotermia Ésta dejara al animal aletargado pero no reduce el dolor. La congelación no es aceptable, debido a que la formación de cristales dentro de los tejidos corporales es probable que sea extremadamente dolorosa. La congelación puede utilizarse solamente como método para confirmar la muerte después de haber utilizado otro método de eutanasia.

Hipertermia Como método de eutanasia no se debe arrojar a los anfibios en agua caliente o hirviendo ya que es extremadamente doloroso e inhumano.

Exanguinación Junto con el shock hipovolémico y la anoxia consiguientes, puede no dejar a los anfibios inconscientes inmediatamente, lo que hace que no sea un método aceptable de eutanasia.

Estrangulamiento Se considera inhumana y no es aceptable para el sacrificio de anfibios.

Dióxido de carbono Puede causar irritación en la piel, y la inducción requiere demasiado tiempo, por lo que no se considera un método aceptable de eutanasia.

Éter Es irritante para las membranas mucosas y debido a que es peligroso para el técnico, no debe ser utilizado para el sacrificio de anfibios.

Cloroformo Es hepatotóxico y carcinogénico y dado el riesgo que comporta para el personal no debe utilizarse para eutanasia.

Anestésicos inhalatorios volátiles No se consideran aceptables ya que actúan lentamente y pueden irritar la piel.

Tabla 3 Características de los métodos de eutanasia en anfibios

Agente	Rapidez	Eficacia	Facilidad de uso	Seguridad del técnico	Valoración estética	Valoración general (1-5)	Observaciones
MS-222	++	++	++	++	++	5	Aceptable
Benzocaína	++	++	++	++	++	5	Aceptable
Pentobarbital sódico	+	++	-	+	+	4	Implica manipulación e inyección por vía intravenosa o intraperitoneal
Concusión	++	++	+	++	-	4	Aceptable para ser utilizado por personal experimentado
T-61	+	++	-	+	+	3	Implica manipulación e inyección intravenosa
Microondas	++	++	-	+	++	3	Sólo para pequeños anfibios. No es un procedimiento de rutina
Aturdimiento eléctrico	+	+	+	-	-	2	Debe ser inmediatamente seguido de la destrucción del cerebro

Los siguientes métodos sólo pueden utilizarse con anfibios inconscientes: inserción de aguja y decapitación

Los siguientes métodos no hay que usarlos para sacrificio de anfibios: hipotermia, hipertermia, exanguinación, estrangulación, dióxido de carbono, éter dietílico, cloroformo, anestésicos inhalatorios volátiles, hidrato de cloral, clorhidrato de ketamina, clorbutanol, metil pentinol, 2-fenoxietanol, alcohol amílico terciario, tribromoetanol y uretano

Rapidez: ++ muy rápido, + rápido, - lento. **Eficacia:** ++ muy eficaz, + eficaz, - no es efectivo. **Facilidad de uso:** ++ fácil de utilizar, + requiere práctica, - requiere entrenamiento de especialización. **Seguridad para el técnico:** ++ sin riesgo, + riesgo pequeño, - peligroso. **Valoración estética:** ++ estéticamente bueno, + aceptable para la mayoría, - inaceptable para muchos. **Valoración general:** de 1 a 5, siendo el 5 el más recomendable

Otros agentes no considerados aceptables incluyen: *hidrato de cloral*, *clorhidrato de ketamina*, *clorbutanol*, *metilpentinol*, *2-fenoxietanol*, *alcohol amílico terciario*, *tribromoetanol* y *uretano*.

3.3 Reptiles

Debido a que los reptiles son poiquiloterms (de sangre fría) y por ello acostumbrados a las fluctuaciones de su temperatura corporal, su sistema nervioso central (SNC) es menos sensible a un descenso en la tensión de oxígeno. Incluso cuando se interrumpe el riego sanguíneo a los nervios craneales y al cerebro después de la decapitación, estos animales son capaces de responder a estímulos durante algún tiempo. Aunque la decapitación, por sí sola, no produce inconsciencia rápida en las cabezas separadas de los reptiles (Warwick 1990), la rápida destrucción del cerebro elimina realmente las respuestas que habitualmente se cree que indican consciencia. Sin embargo, hay un conjunto de respuestas somáticas a los estímulos que se mantienen intactas –movimientos corporales mantenidos mucho tiempo, retirada de las extremidades como respuesta a estímulos de presión aplicados en los dedos, etc., así como un latido cardíaco que sigue en muchos casos durante horas después de la destrucción del cerebro. Esta continuación de la actividad somática se atribuye a:

- (1) tolerancia prolongada a la hipoxia y a las condiciones de hipotensión de la médula espinal, nervios periféricos y musculatura (lisa, cardíaca y esquelética) y
- (2) un grado de integración mucho mayor de las respuestas somáticas a nivel de la médula espinal en lugar de en el cerebro. (UFAW/WSPA 1989).

Antes de llevar a cabo la eutanasia es importante utilizar buenas técnicas de inmovilización para asegurar el mínimo estrés.

Deben tomarse precauciones especiales cuando se manipulen especies venenosas, como muchos tipos de serpientes, especialmente cuando no están habituadas a ser manipuladas. Para asegurar una inmovilización firme pero no traumática en la manipulación de lagartos y serpientes resulta muy útil utilizar instrumentos almohadillados. El enfriamiento hasta 3-4 °C reducirá los procesos metabólicos y locomotores en la mayoría de los reptiles (esta temperatura puede matar algunas especies tropicales), facilitando de este modo la manipulación previa a la eutanasia. Sin embargo,

hay que tener presente que el enfriamiento no reduce la capacidad de sentir dolor.

En tortugas terrestres, de mar y de agua dulce, la retracción de la cabeza y la protección del caparazón pueden dificultar la eutanasia. Para ayudar a exponer la cabeza se pueden colocar las tortugas de tierra en agua tibia poco profunda; las especies marinas grandes se pueden colocar sobre un armazón inclinado 45° con la cabeza arriba, induciendo la extensión del cuello; las especies de caparazón blando se pueden poner sobre su espalda para inducir la extensión del cuello.

Para facilitar la manipulación de las especies acuáticas se pueden utilizar guantes de textura rugosa pero no abrasiva.

En la inmovilización de cocodrilos el factor clave para la seguridad del técnico, es la inmovilización de las mandíbulas y la cola, que sólo debe ser realizada por expertos (UFAW/WSPA 1989).

La tabla 4 contiene un resumen de recomendaciones.

Reconocimiento y confirmación de la muerte

Dado que es difícil determinar en los reptiles cuando están inconscientes o muertos, se recomienda confirmar la muerte por destrucción del cerebro. Frecuentemente, pero no siempre, la falta de reflejo palpebral o de respuesta en la membrana nictitante, excepto en las serpientes que no poseen párpados móviles, implica la falta de consciencia. El rigor mortis y la ausencia prolongada de latido cardíaco y/o circulación son indicadores fiables de la muerte.

Embriones

En el caso de los reptiles hay que considerar dos estadios diferentes: los huevos y los individuos de eclosión reciente. A efectos prácticos, a los reptiles recientemente eclosionados se les puede tratar igual que a los adultos. Como los reptiles nacen como individuos totalmente desarrollados (con la excepción de no ser capaces de reproducirse), el sacrificio de embriones en estadio de huevo se debe realizar de un modo humanitario teniendo en cuenta su potencial desarrollo avanzado. En general los huevos pueden sucumbir a altas y bajas temperaturas, pero algunos pueden resistir la congelación. No se consideran aceptables la hipotermia ni la hipertermia por que no se puede garantizar una muerte humanitaria. El ahogamiento no se considera humanitario ya que produce la muerte por anoxia de un modo lento. Los huevos sin embrión se pueden congelar.

Los métodos recomendados incluyen la rotura del huevo y el sacrificio de los embriones por inyección de pentobarbital sódico, sobredosis anestésica o utilizando un método físico apropiado para destruir el cerebro, el huevo o la forma de vida temprana.

Adultos

Como la clase Reptilia es variada, es mejor considerar tres grupos principales: las serpientes y lagartos (Squamata); tortugas de tierra, marinas y de agua dulce (Testudines); y cocodrilos y caimanes (Crocodylia). Los reptiles de mayor tamaño pueden necesitar ser sedados antes de ser sacrificados. En la Sección 2 se pueden obtener detalles adicionales sobre los métodos.

Métodos físicos

Bala cautiva Este método puede utilizarse en condiciones de laboratorio con relativa seguridad. Se considera un método aceptable para grandes reptiles pero sólo debe ser llevado a cabo por expertos que conozcan exactamente donde situar la pistola. Hay que asegurar cuidadosamente el buen mantenimiento de la pistola, así como que su calibre y la longitud del cartucho utilizado sean adecuados para las especies que se deban sacrificar. Para asegurar el sacrificio humanitario es necesaria una buena inmovilización. Si la bala atraviesa el cerebro, matará al reptil, de otro modo puede aturdirlo solamente. Se debe asegurar la muerte por destrucción del cerebro.

Concusión Los reptiles pequeños y aquellos con estructuras óseas finas, como algunas serpientes y lagartos, se pueden dejar inconscientes mediante un golpe aturridor. Esto implica golpear la parte trasera de la cabeza del animal con un instrumento u objeto duro, ya sea para sacrificar al animal directamente o para dejarlo inconsciente. Lo ideal es dar un golpe con una fuerza tal que produzca el cese de la actividad cerebral. Sólo deben realizar esta técnica las personas entrenadas y experimentadas en la manipulación y sacrificio de reptiles. La concusión debe estar siempre seguida de la destrucción del cerebro.

Disparo (Shooting) Es un método eficaz para el sacrificio de la mayoría de los reptiles grandes, produciendo una destrucción del cerebro rápida y considerable. Se requiere una gran pericia con el fin de alcanzar el cerebro a través de la doble envoltura que poseen muchos reptiles. Este método puede, además, resultar peligroso para el técnico

y por ello sólo se realizará en condiciones de campo. Para animales grandes, como es el caso de los cocodrilos adultos, se requiere un rifle de gran calibre o una escopeta de caza de calibre adecuado. Es necesario asegurar que el animal no mueva su cabeza antes de disparar. Los animales del grupo testudines deben tener su cabeza expuesta e inmovilizada para colocar el arma con precisión.

Métodos químicos

Pentobarbital sódico El pentobarbital sódico es un método efectivo y humanitario para la eutanasia de los reptiles. La vía intravenosa puede ser utilizada por personal bien entrenado. Cuando la vía intravenosa sea difícil se puede utilizar la vía intraperitoneal, pero actúa más despacio. No se inyectará por vía intracardiaca o intrapulmonar ya que están consideradas dolorosas e irritantes.

Métodos aceptables para reptiles inconscientes

Inserción de aguja (Pithing) Sólo se puede llevar a cabo con animales inconscientes y por personal experimentado.

Decapitación Sólo se puede utilizar si el reptil ha quedado inconsciente por otros métodos, como la concusión, ya que se han registrado largos periodos de consciencia post-decapitación (Warwick 1990).

Métodos no aceptables para la eutanasia de reptiles

Sección de la médula espinal Debido a la capacidad de los reptiles para resistir la anoxia y la hipoxemia cerebral, la sección de la médula espinal no es un método aceptable de eutanasia. Se ha visto que los cocodrilos pueden permanecer conscientes hasta 1 h 50 minutos después de la sección de la médula espinal y otros reptiles pueden permanecer conscientes durante periodos de tiempo parecidos.

Hipotermia Esta dejará al animal entumecido pero no elevará el umbral del dolor. La formación de cristales de hielo dentro de los tejidos corporales es probable que sea extremadamente dolorosa. La hipotermia no es un método aceptable de eutanasia.

Hipertermia No se considera aceptable ya que no se conoce el tiempo que se tarda en llegar a la inconsciencia. No debe utilizarse nunca agua hirviendo para sacrificar reptiles.

Exanguinación No se considera humanitaria debido a la tolerancia de los animales a la hipoxia.

Cloroformo Se ha utilizado para el sacrificio de tortugas inyectándolo en la cavidad peritoneal, aparentemente sin efectos indeseables. Se consideran más aceptables otros métodos debido al trauma potencial en el animal inyectado y al peligro para el técnico. El cloroformo es hepatotóxico y carcinogénico para el técnico.

Tricaína metano sulfonato (MS-222) Se ha utilizado inyectándolo por vía intramuscular en serpientes y caimanes. Existe poca información sobre lo humanitario de este método y por ello no se considera aceptable.

Los reptiles son capaces de aguantar la respiración durante un periodo de tiempo relativamente largo y por ello los métodos inhalatorios como el *éter*, *halotano*, *enflurano*, *isoflurano* y *metoxiflurano* no pueden ser considerados factibles ni humanitarios debido a su lenta inducción. Otros agentes que no se deben utilizar para el sacrificio de reptiles incluyen el CO_2 , *agentes bloqueantes neuromusculares*, *clorhidrato de ketamina* (la inducción es demasiado lenta), *hidrato de cloral* y *procaína*.

3.4 Aves

Las aves poseen un sistema respiratorio complejo que consta de pulmones y numerosos sacos aéreos con circulación de aire en un solo sentido. Esto

puede influir en la tasa de absorción de agentes inhalatorios y de ese modo incrementar su eficiencia.

Se presenta un resumen de recomendaciones en la tabla 5.

Reconocimiento y confirmación de la muerte

Se puede reconocer la muerte por la ausencia de signos respiratorios, parada cardíaca y ausencia de reflejos en la cabeza (esto es, los reflejos de los nervios craneales más que los reflejos de la médula espinal). Los reflejos que se deben comprobar deben incluir el pellizco de las barbas o el de parpadeo. Hay que asegurar la muerte por destrucción del cerebro o asegurando el cese del latido cardíaco.

Embriones

Los embriones de ave a partir del estado en el que se ha desarrollado el tubo neural constituyendo un cerebro funcional (>50% de la gestación) se deben destruir humanitariamente ya que pueden ser capaces de percibir dolor desde esa etapa. El método más empleado habitualmente para la destrucción de huevos es enfriarlos o congelarlos. La temperatura que se recomienda es <4 °C durante cuatro horas. Se debe confirmar la muerte por decapitación o algún otro método adecuado. Cuando por necesidad de los estudios el embrión ha quedado expuesto, la decapitación está considerada como un método aceptable de eutanasia, así como una sobredosis de anestésico.

Tabla 4 Características de los métodos de eutanasia en Reptiles

Agente	Rapidez	Eficacia	Facilidad de uso	Seguridad del técnico	Valoración estética	Valoración general (1-5)	Observaciones
Pentobarbital sódico	++	++	++	+	++	5	Aceptable, pero implica manipulación
Bala cautiva	++	++	++	+	+	5	Aceptable para grandes reptiles
Concusión	+	+	+	++	+	4	Debe ser seguido de la destrucción del cerebro
Disparo	++	++	++	-	+	4	Sólo es aceptable en condiciones de campo

Los siguientes métodos sólo pueden utilizarse con reptiles inconscientes: inserción de aguja y decapitación

Los siguientes métodos no hay que usarlos para sacrificio de reptiles: sección de la médula espinal, hipotermia, hipertermia, exanguinación, cloroformo, MS-222, éter, halotano, metoxiflurano, isoflurano, enflurano, dióxido de carbono, agentes bloqueantes neuromusculares, clorhidrato de ketamina, hidrato de cloral y procaína

Rapidez: ++ muy rápido, + rápido, - lento. **Eficacia:** ++ muy eficaz, + eficaz, - no es efectivo. **Facilidad de uso:** ++ fácil de utilizar, + requiere práctica, - requiere entrenamiento de especialización. **Seguridad para el técnico:** ++ sin riesgo, + riesgo pequeño, - peligroso. **Valoración estética:** ++ estéticamente bueno, + aceptable para la mayoría, - inaceptable para muchos. **Valoración general:** de 1 a 5, siendo el 5 el más recomendable

También se consideran métodos humanitarios para el sacrificio de embriones de aves la rotura de las membranas y la maceración (en un macerador diseñado con este fin) (Bandow 1987).

Adultos

Los detalles adicionales sobre los métodos se pueden encontrar en la Sección 2.

Métodos físicos

Dislocación cervical La dislocación cervical, si se lleva a cabo cerca de la cabeza, produce lesiones en la región inferior del cerebro, lo que produce una pérdida de consciencia rápida y sin dolor. Esta debe estar siempre inmediatamente seguida por la destrucción del cerebro o por la sección de los grandes vasos sanguíneos del cuello. Sin embargo, hay investigaciones que han puesto de manifiesto que los potenciales visuales evocados pueden permanecer hasta 30 segundos después de la dislocación, lo que puede indicar ausencia de insensibilidad (Gregory & Wotton 1990). Por ello, se consideran preferibles otros métodos. Este método no es estéticamente agradable ya que los reflejos se mantienen presentes durante algún tiempo. No debe utilizarse con aves de más de 3 kg o por encima de cierta edad, casos en los que el tirar del cuello rápidamente resulta difícil. Se puede utilizar este método con pollitos de un día siempre que su número se mantenga bajo para evitar errores humanos debidos al cansancio (Jaksch 1981). Se deben inmovilizar las alas de las aves para evitar el aleteo involuntario (Clifford 1984).

Maceración Este método se puede utilizar para pollitos de hasta 72 horas de vida, utilizando un aparato especial que contiene cuchillas para el sacrificio y cuyo funcionamiento mecánico produce una rotación muy rápida (Comisión de las Comunidades Europeas 1993). Sólo se debe utilizar equipamiento diseñado con este fin y que cumpla los estándares de la Directiva del Consejo 93/119/EC. Las cuchillas deben girar a más de 5.000 r.p.m. Los técnicos deben estar entrenados en la utilización de este equipamiento y también en su mantenimiento para asegurar que funcione correctamente en todo momento. La capacidad y el diseño del aparato deben ser suficientes para asegurar que los animales sean sacrificados inmediatamente, sin posibilidad de que puedan ser lanzados hacia fuera por las cuchillas giratorias. En los aparatos más pequeños hay que dejar caer a los pollitos de uno en uno a través de un conducto especial que reduzca las posibilidades de que sean

lanzados al exterior por las cuchillas, pero los aparatos grandes se han diseñado para poder sacrificar un número mayor de pollitos simultáneamente, sin el riesgo de ser lanzados hacia fuera. Para algunos técnicos este método puede ser estéticamente desagradable. *En ningún caso se deben utilizar aparatos domésticos.*

Concusión Se lleva a cabo con un fuerte golpe en la cabeza y en aves pequeñas (<250 gramos) se puede realizar golpeando la cabeza sobre el canto de una mesa. Aunque no es agradable estéticamente, si se lleva a cabo de modo correcto por una persona entrenada y con experiencia en la técnica, es rápida y humanitaria. Este método puede ser aceptable para cantidades pequeñas de pollitos de un día. A menos que se produzca suficiente lesión en el cerebro dando como resultado la muerte inmediata, debe ser seguida de la destrucción del cerebro.

Microondas Las aves pequeñas se pueden sacrificar rápida y humanitariamente por las microondas emitidas por aparatos especializados (Zeller et al. 1989). *En ningún caso deben utilizarse aparatos de microondas para el hogar.* Los técnicos deben recibir entrenamiento especializado en esta técnica para garantizar la dirección precisa del haz de microondas y así una muerte humanitaria. *Este método no debe considerarse como un método de eutanasia de rutina.*

Aturdimiento eléctrico El aturdimiento eléctrico se usa habitualmente en los mataderos, pero generalmente no se considera aceptable para ser utilizado en el laboratorio, a menos que se haga con equipamiento especializado, seguridad para el personal y bajo controles legales. El ave debe quedar aturdida antes de que se produzca la parada cardíaca (esto es, que se coloquen los electrodos de tal modo que se afecte primero al cerebro).

Métodos químicos

Agentes inhalatorios

Dióxido de carbono Este método se usa a gran escala con pollitos de hasta 72 horas (Clifford 1984). Estos pollitos son jóvenes y relativamente insensibles al CO₂ por lo que pueden necesitar dosis mayores que las aves adultas. Hay que colocar a los pollitos durante al menos diez minutos en bolsas no porosas o en contenedores con el 100% de CO₂ utilizando un sistema de alimentación para gases. Resulta preferible utilizar un sistema cerrado que proporciona una inducción más rápida

que los sistemas abiertos. Se debe tener cuidado para evitar el hacinamiento y se deben monitorizar y mantener los niveles de CO₂. Para aves de corral se puede utilizar el dióxido de carbono junto con argón y oxígeno (Raj & Gregory 1994). El CO₂ produce pérdida de consciencia y el argón produce la muerte por hipoxia. Cuando se sacrificuen aves grandes con CO₂, se debe tener la precaución de verificar que la cámara esté completamente llena antes de poner las aves dentro, para asegurar un nivel uniforme de CO₂ en toda la cámara. Las aves de más edad pueden aletear tras la pérdida de consciencia, lo que puede no ser aceptable para algunos técnicos.

Anestésicos inhalatorios volátiles Se debe suministrar aire u oxígeno durante el periodo de inducción. Con todos estos agentes es necesario utilizar un sistema apropiado de recogida de gases.

Halotano, Enflurano, Isoflurano Estos agentes se consideran aceptables para la eutanasia de la mayoría de las aves. Son seguros para el personal si se utilizan con un aparato de recogida de gases y son eficaces para producir anestesia y eutanasia.

Monóxido de Carbono El monóxido de carbono produce la muerte rápidamente ya que se combina con los eritrocitos con preferencia al oxígeno, produciendo de este modo hipoxia. Sin embargo, es extremadamente peligroso para el personal, debido a que no se detecta fácilmente y debe ser utilizado solamente por personal entrenado en esta técnica y con un aparato de recogida de gases apropiado. Sólo se debe utilizar para eutanasia CO comprimido comercial. Se debe confirmar la muerte por métodos físicos.

Agentes inyectables

Pentobarbital sódico Es un método aceptable de eutanasia para aves de todas las edades. El pentobarbital sódico produce una muerte rápida y relativamente libre de estrés si lo utiliza personal con experiencia. Se debe inyectar por vía intraperitoneal. Algunos técnicos experimentados pueden inyectarlo en el foramen magnum en la base del cráneo (intracéfálico), con lo que se obtienen efectos muy rápidos.

T-61 El T-61 es muy eficaz inyectado intramuscularmente en los músculos pectorales de aves pequeñas. No se debe utilizar en aves mayores o de corral porque tarda algún tiempo en actuar y produce convulsiones.

Métodos aceptables con aves inconscientes

Decapitación Ésta reduce la presión sanguínea muy rápidamente, lo que puede producir inconsciencia, así como trauma masivo a través de la médula a nivel del tronco cerebral, con un efecto ascendente y descendente sobre la actividad nerviosa. Sin embargo, el trabajo llevado a cabo por Gregory y Wotton (1986, 1990) en pollos muestra que hay potenciales visuales evocados hasta 30 segundos después de la decapitación. Se considera preferible utilizar otros métodos hasta que nuevas investigaciones puedan mostrar que las aves quedan insensibles inmediatamente.

Inserción de aguja (Pithing) No es un método aceptable a menos que el ave esté totalmente anestesiada.

Nitrógeno Las aves mueren por anoxia. No se deben sacrificar pollitos de un día con nitrógeno debido a su capacidad para resistir concentraciones bajas de oxígeno. Las respuestas de las aves inconscientes pueden resultar desagradables para el personal. En general no se considera aceptable el uso de nitrógeno para la eutanasia de aves a menos que estén inconscientes.

Cloruro potásico Es cardiotóxico, produce espasmos musculares y ataques convulsivos, haciéndolo de este modo desagradable para el técnico. Se puede utilizar solamente una vez que las aves están totalmente anestesiadas.

Métodos no aceptables para la eutanasia de aves

Rotura de cuello Se presiona el cuello del ave de pequeño tamaño contra una barra, o utilizando alicates especiales, diseñados con este fin. No se sabe si la rotura del cuello produce inconsciencia inmediata (Gregory & Wotton 1990). Este método no se considera aceptable para eutanasia ya que hay otros métodos más humanitarios.

Exanguinación No es un método aceptable para el sacrificio de aves debido a que la sangre se coagula fácilmente, produciendo posiblemente una exanguinación incompleta.

Descompresión (creando vacío) Ésta induce disnea. Después de 20 segundos a 60 mmHg las aves se colapsan. Debido a que no se conoce el tiempo que tardan en quedar inconscientes y a que la descompresión produce la rápida expansión de los gases en los sacos aéreos y en los huesos neumáticos, lo que puede producir dolor, este método no es aceptable en condiciones de laboratorio.

Protóxido de nitrógeno Se necesitan concentraciones hipóxicas de casi el 100% para que sea eficaz y es de actuación lenta. El animal presenta convulsiones después de perder la consciencia, lo que puede disuadir a algunos técnicos. No es aceptable para la eutanasia de aves.

Éter y Cloroformo No se deben utilizar para el sacrificio de aves debido al peligro extremo para el técnico y a la irritación de las vías aéreas del ave.

Ciclopropano Es humanitario y produce una rápida anestesia, pero es inflamable y explosivo con aire. Debido al peligro para el técnico, el ciclopropano no es aceptable para la eutanasia de aves.

Tabla 5 Características de los métodos de eutanasia en aves

Agente	Rapidez	Eficacia	Facilidad de uso	Seguridad del técnico	Valoración estética	Valoración general (1-5)	Observaciones
Pentobarbital sódico	++	++	+	+	++	5	Aceptable
T-61	++	++	+	+	++	4	Requiere práctica: sólo aceptable con aves pequeñas (<250 gramos)
Dióxido de carbono	++	++	++	++	+	4	Método aceptable, especialmente para pollitos
Halotano, Enflurano, Isoflurano	++	++	++	+	++	4	Aceptable
Maceración	++	++	++	++	-	4	Aceptable para pollitos de hasta 72 horas
Dislocación cervical	++	++	-	++	-	4	Aceptable para aves pequeñas y jóvenes (<250 gramos) si va seguido de la destrucción del cerebro
Microondas	++	++	-	++	+	3	Debe ser utilizado solamente por personal con experiencia. No es un procedimiento de rutina
Concusión	++	++	-	++	-	3	Aceptable para aves por debajo de 250 gramos
Monóxido de carbono	+	+	++	-	+	2	Peligroso para el técnico
Aturdimiento eléctrico	+	+	+	-	-	1	Peligroso para el técnico. Son preferibles otros métodos

Los siguientes métodos sólo pueden utilizarse con aves inconscientes: decapitación, inserción de aguja, nitrógeno, cloruro potásico

Los siguientes métodos no hay que usarlos para sacrificio de aves: rotura de cuello, descompresión, exanguinación, protóxido de nitrógeno, éter dietílico, cloroformo, ciclopropano, gas cianhídrico, tricloroetileno, metoxiflurano, hidrato de cloral, estriquina, nicotina, sulfato magnésico, ketamina y agentes bloqueantes neuromusculares

Rapidez: ++ muy rápido, + rápido, - lento. **Eficacia:** ++ muy eficaz, + eficaz, - no es efectivo. **Facilidad de uso:** ++ fácil de utilizar, + requiere práctica, - requiere entrenamiento de especialización. **Seguridad para el técnico:** ++ sin riesgo, + riesgo pequeño, - peligroso. **Valoración estética:** ++ estéticamente bueno, + aceptable para la mayoría, - inaceptable para muchos. **Valoración general:** de 1 a 5, siendo el 5 el más recomendable

Gas cianhídrico Éste produce muerte rápida e irreversible por hipoxia citotóxica, pero también produce excitabilidad y angustia antes de la muerte, lo que lo hace totalmente inaceptable.

Otros agentes que no se deben utilizar incluyen *metoxiflurano, tricloroetileno, hidrato de cloral, estricnina, nicotina, sulfato magnésico, ketamina como agente único y agentes bloqueantes neuromusculares.*

3.5 Roedores

Los roedores son los animales más habitualmente utilizados con fines experimentales e incluyen ratones, ratas, hámsters, cobayas, gerbillos, musarañas y lirones. Se presenta un resumen de recomendaciones en la tabla 6.

Reconocimiento y confirmación de la muerte

El cese de la respiración y del latido cardiaco y la ausencia de reflejos son buenos indicadores de la muerte irreversible en roedores. La muerte se puede confirmar por exanguinación o extracción del corazón, evisceración, congelación rápida o decapitación. El personal debe ser entrenado para reconocer y asegurar la muerte cuando sacrifique roedores.

Embriones

El momento en que se ha desarrollado el tubo neural, constituyendo un cerebro funcional (hacia el 60% de la gestación), debe tomarse como punto a partir del cual, el feto puede percibir dolor y por ello, debe ser sacrificado humanitariamente. Hay una gran variación en el grado de desarrollo en el momento del nacimiento de los diversos roedores. Los ratones y las ratas son totalmente dependientes al nacer y tienen muy pocas capas de desarrollo neuronal en la corteza cerebral, mientras que los cobayos están totalmente desarrollados y ya son independientes en el momento del nacimiento. Si se extrae un feto de una madre anestesiada, estando también insensible, se puede sacrificar por decapitación o extracción del corazón. Sin embargo, cuando se vaya a extraer un feto, se debe administrar a la madre una cantidad de anestésico mayor y se debe mantener durante más tiempo para asegurar que el anestésico ha cruzado la placenta. En muchos casos los anestésicos inhalatorios no anestesian a los fetos. Los fetos por debajo de 4 gramos que no estén anestesiados antes de extraerlos de la madre, se pueden sacrificar por

enfriamiento rápido en nitrógeno líquido.

Neonatos

Son roedores recién nacidos de hasta 10 días de edad. Pueden reaccionar a los estímulos dolorosos más como embriones que como adultos. Se pueden sacrificar por decapitación o concusión. Se puede considerar la hipotermia (Phifer & Terry 1986). No se recomienda el dióxido de carbono ya que los neonatos son más resistentes, incrementándose el tiempo que tardan en quedar inconscientes. Son necesarias nuevas investigaciones para valorar qué métodos son los más humanitarios.

Adultos

Se pueden encontrar detalles adicionales sobre los métodos en la Sección 2.

Métodos físicos

Cuando se lleven a cabo métodos físicos para el sacrificio de roedores, se debe considerar una cuidadosa manipulación e inmovilización del animal antes del sacrificio. Es preferible una mínima manipulación e inmovilización. Se puede reducir el temor y la ansiedad del animal con sedación previa o si son manipulados por personas conocidas.

Concusión Es un método rápido y humanitario para el aturdimiento de roedores siempre que lo realicen técnicos experimentados y seguros. Sólo se debe utilizar con roedores de menos de 1 kg. Por encima de este peso se requiere una habilidad considerable y a veces una gran fuerza para realizarlo de manera eficaz. Se debe confirmar siempre la muerte.

Dislocación cervical Es un método de sacrificio humanitario y usado habitualmente para la mayoría de los roedores pequeños (por debajo de 150 gramos (Marshall et al. 1994)) ya que causa grandes lesiones al tronco encefálico produciendo inconsciencia inmediata y muerte. Es más difícil con hámsters y cobayas debido a sus cuellos cortos, con músculos más fuertes y a los pliegues de la piel que cubre cuello y omóplatos. En ratones y ratas se sitúan pulgar e índice a cada lado del cuello junto a la base del cráneo o, de modo alternativo, se presiona una varilla junto a la base del cráneo y en ese momento con la otra mano, se tira rápidamente de la base de la cola o de los miembros posteriores, produciendo la separación entre las vértebras cervicales y el cráneo. Los roedores más grandes y las ratas de más edad deben ser sedados o aturridos

antes de la dislocación. Se debe confirmar la muerte como se indica en la sección *reconocimiento y confirmación de la muerte*.

Decapitación La falta inmediata de riego sanguíneo al cerebro y la anoxia subsiguiente, se cree que dejan la cabeza rápidamente insensible (Derr 1991). En general no se recomienda la anestesia previa ya que implica más manipulación y, por consiguiente, provoca estrés al animal. Son preferibles otros métodos hasta que nuevas investigaciones puedan evidenciar la inconsciencia inmediata. Siempre se utilizarán aparatos especiales. Se debe tener cuidado para asegurar que el aparato se mantenga limpio y las cuchillas estén afiladas.

Microondas Implica el uso de aparatos especiales y sólo se debe llevar a cabo por personal entrenado especialmente en esta técnica para asegurar la correcta posición del haz. Cuando se lleva a cabo correctamente es un método extremadamente rápido para el sacrificio de roedores y por ello muy humanitario. *Bajo ninguna circunstancia deben utilizarse aparatos microondas para el hogar con este fin.* No es un método rutinario de eutanasia.

Congelación rápida Se lleva a cabo poniendo al animal en nitrógeno líquido. Se puede utilizar solamente para fetos y neonatos pequeños (< 4 gramos) sin pelo. Los animales mayores o con pelo no mueren inmediatamente ya que requiere algún tiempo la congelación del interior.

Métodos químicos

Cuando se utilicen métodos químicos para la eutanasia, se debe confirmar la muerte por alguno de los métodos anteriormente citados.

Agentes inhalatorios

Anestésicos inhalatorios volátiles Con estos agentes se pone al roedor en una cámara anestésica o receptáculo apropiado con una gasa o algodón empapado en anestésico. Debido a que estos anestésicos son irritantes en estado líquido, se debe tener cuidado para que los roedores no entren en contacto con el producto químico. Durante el periodo de inducción se debe suministrar aire u oxígeno.

Halotano, enflurano, isoflurano Estos agentes actúan deprimiendo los sistemas cardiovascular y respiratorio. Inducen anestesia y a continuación la muerte. Todos estos son agentes aceptables cuando se utilizan con aparatos de recogida de gases apropiados.

Dióxido de carbono Se recomienda utilizar un mínimo del 70% de CO₂ en oxígeno o aire para la pérdida rápida de consciencia sin hipoxia. Esto produce una anestesia rápida seguida de la muerte, con menor irritación de las vías aéreas. Para cobayas se recomienda el 100% de CO₂ (Noonan 1994). Para la eutanasia de roedores sólo se debe utilizar CO₂ comercial en botellas. Ver la Sección 2 para más detalles.

Monóxido de carbono Aunque es un método relativamente rápido y humanitario para el sacrificio de roedores, debido al peligro que supone para el técnico se debe utilizar con extrema precaución. Si se elige, debe ser utilizado con un aparato apropiado de recogida de gases y sólo se recomienda el gas comercial en botellas. Se deben poner los roedores en un contenedor previamente llenado con al menos un 6% en volumen de CO.

Agentes inyectables

Con los roedores grandes, en los que es posible la venipunción sin excesivo estrés para el animal, se recomienda la inyección intravenosa ya que produce una anestesia rápida y la muerte. Si no se realiza fácilmente la venipunción, es preferible la inyección intraperitoneal, aunque requiere más tiempo para actuar y puede producir irritación del peritoneo. Bajo ninguna circunstancia se debe inyectar por vía intrapulmonar o intracardiaca, a menos que el animal esté totalmente anestesiado.

Pentobarbital sódico El pentobarbital sódico actúa rápida y humanitariamente en el sacrificio de todo tipo de roedores inyectado por vía intravenosa o intraperitoneal. Se debe entrenar a todo el personal en el método de inyección. El pentobarbital sódico produce irritación del peritoneo, lo que puede evitarse diluyéndolo. Se recomienda habitualmente el triple de la dosis anestésica (Marshall et al. 1994, Noonan 1994).

T-61 El T-61 actúa rápidamente pero tiene que ser inyectado por vía intravenosa muy lentamente, lo que no es siempre fácil en roedores. No se debe inyectar por ninguna otra vía en estas especies. Puede ser necesaria la sedación previa para ayudar a la inmovilización durante la inyección. El personal debe estar bien entrenado en las técnicas de inyección intravenosa.

Métodos aceptables con roedores inconscientes

Congelación rápida Sólo puede ser utilizada una vez que el roedor (>4 gramos) está totalmente inconsciente.

Exanguinación Puede ser utilizada una vez que el roedor está inconsciente.

Embolia gaseosa Sólo puede ser utilizada con roedores inconscientes ya que puede ser dolorosa.

Cloruro potásico Es cardiotoxico y produce jadeo, vocalizaciones, espasmos musculares y ataques convulsivos lo que lo hace inaceptable para muchos técnicos. Puede utilizarse una vez que el animal esté totalmente anestesiado.

Etanol Ha sido utilizado inyectado intraperitonealmente al 70% (Lord 1989). Sin embargo, Wallgren & Barry III (1970) establecieron que es irritante por encima del 10%, lo que hace que sea inaceptable para eutanasia a menos que el roedor esté inconsciente.

Tabla 6 Características de los métodos de eutanasia en roedores

Agente	Rapidez	Eficacia	Facilidad de uso	Seguridad del técnico	Valoración estética	Valoración general (1-5)	Observaciones
Halotano, enflurano, isoflurano	++	++	++	+	++	5	Aceptable
Pentobarbital sódico	++	++	+	+	++	5	Aceptable
Concusión	++	++	+	++	-	4	Aceptable para roedores por debajo de 1 kg. Se debe confirmar la muerte por el cese de la circulación
Dislocación cervical	++	++	+	++	-	4	Aceptable para roedores por debajo de 150 gramos. Se debe confirmar la muerte por el cese de la circulación
T-61	++	++	-	+	++	4	Sólo debe inyectarse por vía intravenosa
Dióxido de carbono	+	++	++	++	++	4	Método aceptable a concentración >70%
Microondas	++	++	-	++	+	3	Debe ser utilizado solamente por personal con experiencia. No es un procedimiento de rutina
Decapitación	+	+	+	++	-	2	Son preferibles otros métodos
Monóxido de carbono	+	+	+	-	++	2	Peligroso para el técnico
Congelación rápida	-	+	++	++	+	1	Solamente para pequeños neonatos (<4 gramos)

Los siguientes métodos sólo pueden utilizarse con roedores inconscientes: congelación rápida, exanguinación, embolia gaseosa, cloruro potásico, etanol

Los siguientes métodos no hay que usarlos para sacrificio de roedores: hipotermia, descompresión, asfixia, ahogamiento, nitrógeno, protóxido de nitrógeno, ciclopropano, éter dietílico, cloroformo, metoxiflurano, gas cianhídrico, tricloroetileno, estriocina, nicotina, hidrato de cloral, sulfato magnésico y agentes bloqueantes neuromusculares

Rapidez: ++ muy rápido, + rápido, - lento. **Eficacia:** ++ muy eficaz, + eficaz, - no es efectivo. **Facilidad de uso:** ++ fácil de utilizar, + requiere práctica, - requiere entrenamiento de especialización. **Seguridad para el técnico:** ++ sin riesgo, + riesgo pequeño, - peligroso. **Valoración estética:** ++ estéticamente bueno, + aceptable para la mayoría, - inaceptable para muchos. **Valoración general:** de 1 a 5, siendo el 5 el más recomendable

Métodos no aceptables para la eutanasia de roedores

Hipotermia Bajo ninguna circunstancia se sacrificarán roedores poniéndolos en un congelador. La congelación sólo puede utilizarse como método para asegurar la muerte.

Nitrógeno Éste mata los roedores por hipoxia haciéndolo inaceptable ya que tarda más que otros agentes para conseguir la inconsciencia. Las ratas exhiben signos de pánico y angustia antes de la inconsciencia (Hornett & Haynes 1984).

Protóxido de nitrógeno Éste mata por anoxia, es lento y los roedores muestran signos de mayor actividad antes de la muerte, indicando un grado de ansiedad que lo hace inaceptable como método de eutanasia.

Ciclopropano Es un agente humanitario y rápido para el sacrificio de roedores pero es extremadamente peligroso para el técnico y por ello no se considera aceptable.

Éter y cloroformo No se deben utilizar bajo ninguna circunstancia para el sacrificio de roedores. Ambos son extremadamente peligrosos para el técnico y el éter produce irritación de las vías aéreas al ser inhalado.

Los siguientes métodos no deben ser usados para sacrificio de roedores: *descompresión, asfixia, ahogamiento, tricloroetileno, metoxiflurano, gas cianhídrico, estricnina, nicotina, hidrato de cloral, sulfato magnésico, fármacos curariformes y agentes bloqueantes neuromusculares.*

3.6. Conejos

Se presenta un resumen de recomendaciones en la Tabla 7.

Reconocimiento y confirmación de la muerte

El cese de la respiración, del latido cardiaco y la ausencia de reflejos son buenos indicadores de la muerte irreversible en conejos. Se debe confirmar la muerte por exanguinación o extracción del corazón, evisceración o decapitación. Se debe entrenar al personal para reconocer y asegurar la muerte cuando sacrifique conejos.

Embriones

El momento en que el tubo neural se ha desarrollado constituyendo un cerebro funcional (hacia el 60% de la gestación) se debe tomar como punto a partir del cual el feto puede percibir el dolor y por ello debe ser sacrificado humanitariamente. Si se extrae un feto insensible de una madre anestesiada se puede sacrificar por decapitación o extracción del corazón. Sin embargo, cuando hay que extraer fetos, se debe administrar a la madre una cantidad mayor de anestésico y mantenerlo por más tiempo para asegurar que éste atraviese la placenta. En muchas ocasiones los anestésicos inhalatorios no anestesian a los fetos. Cuando se sacrifica a la madre, aquellos fetos que no se extraen morirán por anoxia y no es necesario ningún método adicional para asegurar la muerte de los fetos.

Neonatos

Son los conejos recién nacidos de hasta diez días de edad. Pueden reaccionar a los estímulos dolorosos más como embriones que como adultos. Pueden ser sacrificados por decapitación y concusión. Son necesarias nuevas investigaciones para valorar qué métodos son los más humanitarios.

Adultos

Se pueden obtener detalles adicionales sobre los métodos en la Sección 2.

Métodos físicos

Cuando se utilicen métodos físicos para el sacrificio de conejos se debe considerar una manipulación e inmovilización cuidadosas del animal antes del sacrificio. Es preferible la mínima manipulación e inmovilización. El temor y la ansiedad del animal se pueden reducir con sedación previa o manipulación por personas conocidas.

Concusión Es un método rápido y humanitario para aturdir conejos siempre que sea llevada a cabo por técnicos experimentados y seguros. Ésta implica golpear la base de la cabeza en la parte superior del cuello en la región occipital. Se debe confirmar siempre la muerte por el cese de la circulación.

Dislocación cervical Es un método humanitario para el sacrificio de conejos de menos de 1 kg ya que produce importantes daños al tronco encefálico lo que se traduce en inconsciencia inmediata y muerte. Sólo debe ser llevada a cabo por personal experimentado. Se debe confirmar siempre la muerte por el cese de la circulación. Puede ser necesaria la sedación antes de la dislocación.

Bala cautiva Este método puede ser útil para conejos grandes (por encima de 4 kg) en determinadas situaciones (Holtzmann 1991). Sólo se pueden utilizar balas cautivas especialmente diseñadas para su uso en conejos. El personal debe estar bien entrenado con el fin de asegurar la posición correcta del arma. La bala debe penetrar unos 3 centímetros en el cerebro (Holtzmann 1991). Se debe confirmar la muerte asegurándose del cese de la circulación.

Decapitación La decapitación se puede considerar un método humanitario para el sacrificio de conejos pequeños o jóvenes (por debajo de 1 kg) ya que la falta de aporte sanguíneo asegura una rápida pérdida de consciencia. Sin embargo, ésta no es posible en conejos de mayor tamaño y de más edad en los que el cuello es demasiado grueso y fuerte para una decapitación rápida.

Aturdimiento eléctrico Sólo se pueden utilizar tenazas eléctricas diseñadas con este fin. Se debe tener cuidado para asegurar que pasa un nivel adecuado de corriente directamente a través del cerebro para asegurar la inconsciencia inmediata. Se debe confirmar la muerte por el cese de la circulación.

Microondas Implica el uso de aparatos especiales y sólo debe ser llevado a cabo por personal especialmente entrenado en esta técnica para asegurar la posición correcta del haz. Es un método rápido para la eutanasia de conejos por debajo de 300 gramos. *Bajo ningún concepto se utilizarán aparatos microondas para el hogar.* Éste no es un método rutinario de eutanasia.

Congelación rápida Los fetos de menos de 4 gramos se pueden sacrificar poniéndolos en nitrógeno líquido. Los animales mayores o con pelo no mueren inmediatamente ya que requiere algún tiempo la congelación del interior.

Métodos químicos

Cuando se utilicen métodos químicos de eutanasia,

se debe confirmar la muerte por uno de los métodos citados anteriormente

Métodos inhalatorios

Anestésicos inhalatorios volátiles Los conejos reaccionan adversamente a todos los gases (Green 1979) y cuando sea posible son preferibles otros métodos.

Con estos agentes se pone el conejo en una cámara anestésica o receptáculo adecuado con una gasa o un algodón empapado en anestésico. Se inhalan los vapores hasta que cesa la respiración y sobreviene la muerte. Debido a que estos anestésicos en estado líquido son irritantes, se debe tener cuidado para asegurar que el conejo no entra en contacto con el agente químico. Durante el periodo de inducción se debe suministrar aire u oxígeno. Con todos estos agentes se necesita utilizar un equipo de recogida de gases adecuado.

Halotano, isoflurano, enflurano Estos agentes a altas concentraciones producen anestesia rápida seguida de la muerte. Son todos agentes aceptables cuando se utilizan con un aparato de recogida de gases apropiado.

Dióxido de carbono Los conejos grandes pueden angustiarse inicialmente mientras están todavía conscientes y por ello, si es posible, se consideran preferibles otros métodos. Ha sido recomendado por Von Cranach et al. (1991a) el 100% de CO₂ pero puede producir angustia.

Monóxido de carbono Aunque es un método relativamente rápido y humanitario para el sacrificio de conejos, debido al peligro para el técnico es menos aceptable para uso rutinario. Si se utiliza, debe hacerse con un aparato de recogida de gases adecuado y sólo se usará gas comercial en botellas ya que el humo de los motores de explosión es probable que sea irritante.

Agentes inyectables

En conejos, en los que resulta posible la venopunción en la vena marginal de la oreja (a menos que esté lesionada), se recomienda la inyección intravenosa ya que produce una anestesia rápida y muerte. Se debe entrenar al personal en las técnicas de inyección intravenosa e intraperitoneal. Si la venipunción no se lleva a cabo fácilmente, es aceptable la inyección intraperitoneal, aunque tarda más en actuar. Bajo ninguna circunstancia se debe inyectar por vía intrapulmonar o intracardiaca a menos que el animal esté totalmente anestesiado.

Pentobarbital sódico Inyectado por vía intravenosa, el pentobarbital sódico actúa rápida y humanitariamente en el sacrificio de conejos. Es el agente más aceptable para eutanasia. El pentobarbital sódico puede producir irritación del peritoneo, lo que puede evitarse diluyéndolo.

T-61 El T-61 actúa rápida y humanitariamente pero sólo puede ser inyectado lentamente por vía intravenosa. No debe ser nunca inyectado por ninguna otra vía. Se puede considerar la sedación previa para ayudar en la inmovilización durante la

inyección. Se debe entrenar bien al personal en las técnicas de inyección intravenosa. El personal debe tener un cuidado extremo cuando utilice este agente.

Métodos aceptables con conejos inconscientes

Exanguinación Puede ser utilizado para el sacrificio de conejos una vez estén totalmente inconscientes.

Nitrógeno Los conejos mueren por hipoxia y por

Tabla 7 Características de los métodos de eutanasia en conejos

Agente	Rapidez	Eficacia	Facilidad de uso	Seguridad del técnico	Valoración estética	Valoración general (1-5)	Observaciones
Pentobarbital sódico	++	++	+	+	++	5	Aceptable
T-61	++	++	-	+	++	4	Aceptable. Sólo por vía intravenosa
Dislocación cervical	++	++	-	++	-	4	Aceptable para conejos de menos de 1 kg. Sedación previa a la dislocación. Se debe confirmar la muerte por el cese de la circulación
Bala cautiva	++	++	-	+	+	4	Requiere habilidad. Se debe confirmar la muerte por otro método
Concusión	++	+	-	++	-	3	Se requiere experiencia. Se debe asegurar la muerte por otro método
Aturdimiento eléctrico	++	+	++	-	+	3	Se debe confirmar la muerte por otro método
Microondas	++	++	-	++	+	3	Se debe utilizar por personal experimentado solamente con conejos pequeños. No es un procedimiento de rutina
Decapitación	+	+	+	++	-	2	Aceptable para conejos por debajo de 1 kg, si no se dispone de otros métodos
Halotano, enflurano, isoflurano	++	++	++	+	-	2	Los conejos muestran signos de angustia
Dióxido de carbono	+	+	++	++	+	1	Los conejos grandes manifiestan angustia
Monóxido de carbono	+	+	++	-	++	1	Peligroso para el técnico
Congelación rápida	+	+	++	++	+	1	Solamente para fetos por debajo de 4 gramos. Son preferibles otros métodos

Los siguientes métodos sólo pueden utilizarse con conejos inconscientes: exanguinación, nitrógeno, cloruro potásico y embolia gaseosa

Los siguientes métodos no hay que usarlos para sacrificio de conejos: hipotermia, descompresión, asfixia, ahogamiento, protóxido de nitrógeno, ciclopropano, éter dietílico, cloroformo, tricloroetileno, gas cianhídrico, metoxiflurano, hidrato de cloral, estricnina, nicotina, sulfato magnésico, ácido cianhídrico, clorhidrato de ketamina y agentes bloqueantes neuromusculares

Rapidez: ++ muy rápido, + rápido, - lento. **Eficacia:** ++ muy eficaz, + eficaz, - no es efectivo. **Facilidad de uso:** ++ fácil de utilizar, + requiere práctica, - requiere entrenamiento de especialización. **Seguridad para el técnico:** ++ sin riesgo, + riesgo pequeño, - peligroso. **Valoración estética:** ++ estéticamente bueno, + aceptable para la mayoría, - inaceptable para muchos. **Valoración general:** de 1 a 5, siendo el 5 el más recomendable

ello no se considera aceptable para la eutanasia de conejos, a menos que estén inconscientes.

Cloruro potásico Es cardiotóxico y produce jadeo, vocalizaciones, espasmos musculares y ataques convulsivos que lo hacen inaceptable para muchos técnicos. Sólo puede ser utilizado una vez que el animal esté totalmente anestesiado.

Embolia gaseosa La inyección intravenosa de aire, a razón de 5-50 ml/kg, produce la muerte rápidamente, pero como se acompaña de convulsiones, opistotonos, dilatación pupilar y vocalizaciones, no es un método aceptable a menos que el conejo esté totalmente inconsciente.

Métodos no aceptables para la eutanasia de conejos

Hipotermia Bajo ninguna circunstancia se deben sacrificar conejos poniéndolos en un congelador.

Protóxido de nitrógeno Produce la muerte por anoxia, actúa lentamente, y los conejos muestran signos de mayor actividad antes de la muerte, indicando un grado de ansiedad. Por ello no se considera un método aceptable.

Metoxiflurano Tarda demasiado tiempo en actuar, con grandes posibilidades de recuperación.

Ciclopropano Puede ser un método de eutanasia humanitario y rápido, pero es muy peligroso para el técnico y por ello no se considera aceptable para uso general.

Éter y cloroformo No se deben utilizar bajo ninguna circunstancia para la eutanasia de conejos. Ambos son peligrosos para el técnico y el éter produce irritación de las vías respiratorias al ser inhalado.

Clorhidrato de ketamina La inyección intravenosa produce contracciones tónicas, acompañadas de vocalizaciones, siendo por ello inaceptable para la eutanasia de conejos.

Otros agentes que no deben ser utilizados para el sacrificio de conejos incluyen *descompresión, asfixia, ahogamiento, tricloroetileno, gas cianhídrico, ácido cianhídrico, estriquina, nicotina, hidrato de cloral, sulfato magnésico y agentes bloqueantes neuromusculares.*

3.7 Carnívoros - perros, gatos, hurones

Se presenta un resumen de recomendaciones en la Tabla 8.

Reconocimiento y confirmación de la muerte

El cese de la respiración, del latido cardíaco y la pérdida de reflejos son buenos indicadores de la muerte en carnívoros. Se debe confirmar la muerte por exanguinación. Se debe entrenar al personal para reconocer y asegurar la muerte cuando sacrifique perros, gatos, hurones u otros carnívoros.

Embriones

El momento en que el tubo neural se ha desarrollado constituyendo un cerebro funcional se debe tomar como el punto a partir del cual el feto puede percibir dolor (30% de la gestación) y por ello deben ser sacrificados humanitariamente. Si se extrae un feto insensible de una madre anestesiada puede ser sacrificado por decapitación o extracción del corazón. Sin embargo, cuando se vayan a extraer fetos se debe administrar a la madre una cantidad mayor de anestésico y mantenerlo por más tiempo para asegurar que el anestésico atraviesa la placenta. En muchos casos los anestésicos inhalatorios no anestesian a los fetos.

Neonatos

Los neonatos de carnívoros, en general deben tratarse como adultos. El método preferible es el pentobarbital sódico, pero se pueden considerar el CO₂, la dislocación cervical y la concusión (Hall 1972) (ver Sección 2). Se debe entrenar bien a los técnicos en las técnicas físicas para asegurar que las lleven a cabo correcta y humanitariamente. Inmediatamente después de la concusión o de la dislocación cervical se debe exanguinar a los animales.

Adultos

Se dan detalles adicionales sobre los métodos en la Sección 2.

Métodos físicos

En general no se recomienda el uso de los métodos físicos de eutanasia en carnívoros. Sin embargo,

cuando los agentes químicos puedan interferir con los objetivos del experimento, se pueden utilizar los métodos que se describen a continuación. La inmovilización de gatos para métodos físicos puede ser difícil y se recomienda que todos los animales estén sedados antes de la eutanasia.

Bala cautiva Se pueden utilizar balas cautivas especialmente diseñadas con el fin de sacrificar animales de este tamaño. Se debe entrenar al personal en estas técnicas para asegurar la correcta posición de la pistola y la muerte inmediata. Se debe confirmar la muerte por el cese de la circulación por exanguinación.

Disparo El disparo en los carnívoros utilizando una bala libre sólo es aceptable en condiciones de campo, cuando no pueda ser utilizado ningún otro método. Sólo lo realizarán tiradores especializados.

Electrocución Se fijan pinzas en las orejas para asegurar que la corriente pasa a través del cerebro y se confirma la muerte haciendo pasar la corriente a través del corazón. Hay dos fases: aturdimiento con un shock de 500 V entre las orejas, seguido de un shock letal a 1kV que pasa entre una oreja y una pata trasera. Los gatos no deben ser sacrificados por electrocución debido a la alta conductividad de su pelaje. Sólo se utilizarán aparatos especialmente diseñados con este fin y el personal debe estar bien entrenado en esta técnica. Se debe comprobar y mantener el equipo regularmente para asegurar el voltaje correcto. Se debe confirmar la muerte por uno de los métodos descritos en la sección *reconocimiento y confirmación de la muerte*.

Métodos químicos

En general, se prefieren los métodos químicos de eutanasia para perros, gatos, hurones y zorros. Para reducir el estrés y la ansiedad puede ser preferible sedar a los animales antes de la eutanasia.

Métodos inhalatorios

Anestésicos inhalatorios volátiles Incluyen halotano, isoflurano y enflurano. Todos ellos son aceptables para la eutanasia de carnívoros. Para prevenir la exposición del técnico se deben utilizar aparatos apropiados de recogida de gases.

Agentes inyectables

Si es posible se debe administrar la inyección por vía intravenosa con el propósito de conseguir anestesia rápida y eutanasia con el mínimo estrés.

Pentobarbital sódico Inyectado por vía intravenosa, este agente proporciona eutanasia rápida y humanitaria. Las vías de inyección intracardiaca e intrapulmonar no se deben utilizar ya que son extremadamente dolorosas, a menos que se haga bajo anestesia profunda. Todo el personal debe estar entrenado en estas técnicas.

Secobarbital/dibucaína El secobarbital es un análogo de acción corta del tiamilol sódico. La dibucaína es un anestésico local altamente tóxico que produce rápida pérdida de consciencia, parada respiratoria y cardiaca (Herschler et al. 1981, Wallach et al. 1981).

T-61 Este agente es muy eficaz pero sólo se debe administrar por vía intravenosa muy lentamente. Hay que sedar a los animales antes de su administración. Puede producir convulsiones en el animal inconsciente, lo que puede ser estéticamente desagradable.

Métodos aceptables para carnívoros inconscientes

Exanguinación Se puede utilizar para sacrificar carnívoros una vez que estén inconscientes.

Dislocación del cuello Se puede utilizar con animales pequeños bajo anestesia. Se debe confirmar siempre la muerte por uno de los métodos mencionados anteriormente.

Cloruro potásico Se puede utilizar para sacrificar carnívoros inconscientes.

Métodos no aceptables para la eutanasia de carnívoros

Golpe en el tórax en gatos Ha sido sugerido como método de eutanasia pero no se considera humanitario y no debe ser utilizado bajo ninguna circunstancia.

Descompresión Ha sido utilizada como método de eutanasia en USA y Japón. Probablemente

produce mucha ansiedad y estrés a los animales, que pueden experimentar dolor debido a la expansión del aire en los senos y otras cavidades corporales. No se considera aceptable para la eutanasia de carnívoros.

Aunque el *dióxido de carbono* hace que los gatos queden inconscientes en un minuto, éstos se mueven por la jaula, lamiendo, estornudando y tratando de trepar para salir, indicando que puede ser estresante. Además, los animales presentan convulsiones, lo que hace este método estéticamente desagradable para el técnico. No está considerado aceptable como método de eutanasia para carnívoros excepto para neonatos.

Monóxido de carbono A concentraciones superiores al 6% es un método de eutanasia relativamente rápido y está recomendado para el sacrificio de mustélidos (Comisión de las Comunidades Europeas 1993). Sin embargo, produce convulsiones y vocalizaciones que pueden tener lugar todavía en la fase consciente (Chalifoux & Dallaire 1983). Debido a esto y al peligro para

el técnico no se considera aceptable para animales de experimentación.

Nitrógeno En perros y gatos produce inconsciencia en 1-2 minutos, con hiperpnea durante unos 10 segundos antes de que se colapsen. Tras el colapso hay vocalizaciones, opistotonos, convulsiones y jadeo. Las crías de gatos y perros son resistentes a la anoxia; caen inconscientes pero no llegan a morir. No es un método aceptable.

Éter y cloroformo No son métodos de eutanasia aceptables debido a la irritación de las vías respiratorias y al peligro que suponen para el técnico.

Los siguientes agentes tampoco se deben utilizar en el sacrificio de carnívoros: *ahogamiento, concusión* (adultos), *decapitación, asfixia, estrangulación, protóxido de nitrógeno, gas cianhídrico, ciclopropano, metoxiflurano, tricloroetileno, embolia gaseosa, ácido cianhídrico, hidrato de cloral, estriquina, nicotina, sulfato magnésico y agentes bloqueantes neuromusculares.*

Tabla 8 Características de los métodos de eutanasia en perros, gatos, hurones y zorros

Agente	Rapidez	Eficacia	Facilidad de uso	Seguridad del técnico	Valoración estética	Valoración general (1-5)	Observaciones
Pentobarbital sódico	++	++	-	+	++	5	Aceptable. Inyección intravenosa
T-61	++	++	-	+	+	4	Aceptable. Pero solamente por inyección intravenosa lenta bajo sedación
Secobarbital/ dibucaína	++	++	-	+	++	4	Aceptable. Inyección intravenosa
Halotano, isoflurano, enflurano	++	++	+	+	++	4	Aceptable
Bala cautiva	++	++	-	++	+	3	Debe ser seguido de exanguinación
Electrocución	++	++	-	-	-	3	Utilizar solamente equipo especial. Debe ser seguido de exanguinación
Concusión	++	++	+	++	-	2	Sólo debe usarse con neonatos. Debe ser seguido de exanguinación
Disparo	++	++	-	-	-	1	Aceptable sólo en condiciones de campo por tiradores especializados cuando no sean posibles otros métodos

Los siguientes métodos sólo pueden utilizarse con carnívoros inconscientes: exanguinación, dislocación del cuello y cloruro potásico

Los siguientes métodos no hay que usarlos para sacrificio de carnívoros: descompresión, decapitación, ahogamiento, estrangulación, asfixia, embolia gaseosa, golpe del tórax en gatos, monóxido de carbono, dióxido de carbono, metoxiflurano, nitrógeno, protóxido de nitrógeno, tricloroetileno, ácido cianhídrico, éter dietílico, cloroformo, gas cianhídrico, ciclopropano, hidrato de cloral, estriquina, nicotina, sulfato magnésico y agentes bloqueantes neuromusculares

Rapidez: ++ muy rápido, + rápido, - lento. **Eficacia:** ++ muy eficaz, + eficaz, - no es efectivo. **Facilidad de uso:** ++ fácil de utilizar, + requiere práctica, - requiere entrenamiento de especialización. **Seguridad para el técnico:** ++ sin riesgo, + riesgo pequeño, - peligroso. **Valoración estética:** ++ estéticamente bueno, + aceptable para la mayoría, - inaceptable para muchos. **Valoración general:** de 1 a 5, siendo el 5 el más recomendable

3.8 Grandes mamíferos—cerdos, ovejas, cabras, vacas, caballos

El personal que utilice y tenga que sacrificar cualquier mamífero grande tiene que recibir entrenamiento especializado en manipulación, inmovilización y técnicas de eutanasia para estos animales. Es importante evitar actuaciones que puedan incrementar el que el animal se dé cuenta de la situación inusual. El mejor modo para sacrificar al animal es en un entorno que le resulte familiar. Se recomienda que todos los técnicos consigan y lean las normativas de la CE (Directiva del Consejo 93/119/CE) (Comisión de las Comunidades Europeas 1993) y las regulaciones nacionales sobre métodos de sacrificio que abarcan a la mayoría de estos animales. Puede ser necesario llevar a los animales a mataderos autorizados donde se encuentra disponible equipamiento especializado para la eutanasia humanitaria de estos animales. La eutanasia puede que tenga que ser realizada por una persona que haya sido entrenada y que posea un certificado conforme a la legislación nacional para el sacrificio o por un veterinario con entrenamiento apropiado. Se presenta un resumen de recomendaciones en la Tabla 9.

Reconocimiento y confirmación de la muerte

El cese de la respiración, del latido cardíaco y la pérdida de reflejos son buenos indicadores de la muerte irreversible. Se debe confirmar la muerte por exanguinación. El personal debe estar entrenado para reconocer y asegurar la muerte cuando sacrifique estos animales.

Embriones

Los fetos de estos grandes mamíferos están bien desarrollados en el momento del nacimiento y por ello se debe tener un cuidado considerable para asegurar que son sacrificados humanitariamente si se extraen del útero. El punto a partir del cual se debe considerar la eutanasia debe ser desde el momento en el que el tubo neural se desarrolla constituyendo un cerebro funcional y de ese modo son capaces de sentir dolor (> 30% de la gestación). También los fetos pueden ser grandes y en general cualquier método utilizado en adultos se considera aceptable.

Neonatos

Debido a que los grandes mamíferos nacen en un

estado de desarrollo avanzado, deben ser tratados como adultos.

Adultos

En la Sección 2 se pueden encontrar detalles adicionales sobre los métodos.

Métodos físicos

Los animales deben ser adecuadamente inmovilizados en aparatos adecuados para asegurar que permanezcan inmóviles y tranquilos de modo que el método de eutanasia sea preciso y rápido. El personal debe permanecer tranquilo y manipular a los animales con cuidado, de modo que reduzca el estrés y la ansiedad en los animales.

Bala cautiva La utilización de la bala cautiva es el método físico más aceptable para grandes mamíferos y es preferible a la bala libre por la seguridad para el técnico. Son preferibles las balas cautivas penetrantes. El personal debe estar bien entrenado en el uso de las pistolas de bala cautiva para asegurar el posicionamiento correcto para las especies que haya que sacrificar (Universities Federation for Animal Welfare 1989). Se debe tener cuidado para asegurar que se utilizan balas y cartuchos de tamaños adecuados, que se conserva el arma limpia y que se mantiene en buen estado de funcionamiento. No se recomienda utilizar pistolas de bala cautiva con cerdos adultos y toros plenamente desarrollados debido al grosor de sus cráneos. Inmediatamente se debe confirmar la muerte por exanguinación o por inserción de aguja a través del agujero producido por la bala.

Bala Libre (Free bullet humane killers) Una bala libre disparada por personal cualificado constituye un método eficaz para el sacrificio de caballos, mulas, burros y animales viejos o de cráneo grueso (Blackmore 1985, Dodd 1985, Oliver 1979). Se debe tener un cuidado extraordinario ya que no es tan seguro como la bala cautiva y por ello sólo se considera aceptable en condiciones de campo. Se debe entrenar a todo el personal en estos métodos para asegurar el posicionamiento correcto del arma y que se utilice la del calibre adecuado. Hay que señalar que varía la posición del arma en función de la especie y de si tiene cuernos o no. Los animales tienden a desplomarse hacia delante al dispararles, lo que debe tener presente el técnico para evitar daños personales.

Los técnicos deben asegurarse de que el arma esté bien mantenida de modo que se minimice la posibilidad de fallar. Inmediatamente se debe confirmar la muerte por exanguinación o por inserción de aguja a través del agujero producido por la bala.

Disparo El disparo de bala libre sólo debe realizarse en condiciones de campo cuando no pueda ser utilizado otro método. Sólo lo llevarán a cabo tiradores especializados.

Concusión Se debe realizar utilizando un instrumento de funcionamiento mecánico que administra un golpe en el cráneo sin fracturarlo. Hay que señalar que la posición para aplicar los aturdidores de percusión difiere respecto de la empleada con las pistolas de bala cautiva. Se debe asegurar inmediatamente la muerte por exanguinación (en los 20 segundos siguientes al aturdimiento) (Blackmore 1979).

Aturdimiento eléctrico Este método sólo debe llevarse a cabo en mataderos donde esté disponible el equipamiento especial para los animales que se deban sacrificar. Se utiliza habitualmente para el aturdimiento de cerdos, ovejas, terneros y cabras. Se deben aplicar las tenazas a cada lado de la cabeza, entre el ojo y el oído, para abarcar el cerebro. Cuando se trabaja con alto voltaje se consideran indeseables las tenazas que incorporan almohadillas de goma espuma humedecidas. Para asegurar un buen contacto eléctrico, las ovejas y las cabras deben ser afeitadas en la zona de situación de las tenazas. No se debe utilizar cuando los cuernos dificulten la correcta colocación de las tenazas. Se debe tener cuidado para asegurar que los animales no reciben descargas eléctricas por contacto con otros animales, por superficies húmedas o por contacto accidental con las tenazas. El aturdimiento en la cabeza solamente, o de cabeza a lomo atravesando la cabeza, son métodos aceptables ya que aseguran la inconsciencia inmediata. Se debe exanguinar a los animales inmediatamente después del aturdimiento para asegurar la muerte. El personal debe asegurarse de que se utiliza el voltaje e intensidad correctos para las especies animales que se deban sacrificar.

Métodos químicos

Métodos inhalatorios

Anestésicos inhalatorios volátiles Se pueden utilizar halotano, isoflurano y enflurano con una

máscara anestésica en corderos y cabritos.

Dióxido de carbono Se ha utilizado el dióxido de carbono para el sacrificio de cerdos. Se introducen los cerdos en grandes cámaras que han sido previamente llenadas con gas CO₂ por encima del 70%. Sólo debe utilizarse un equipo especial. Se debe confirmar la muerte por exanguinación. Se consideran preferibles otros métodos debido a que los cerdos tienden a manifestar signos de estrés. El dióxido de carbono no debe ser utilizado con ningún otro animal grande.

Métodos inyectables

Se debe entrenar al personal en las técnicas de inyección intravenosa y en la manipulación e inmovilización de los animales. Los animales deben ser inmovilizados adecuadamente y/o sedados antes de la eutanasia.

Pentobarbital sódico Inyectado por vía intravenosa, el pentobarbital sódico proporciona una eutanasia rápida. Los animales más grandes pueden requerir grandes volúmenes y esto puede facilitarse insertando un catéter en la vena yugular (Andrews et al. 1993). De modo alternativo se pueden utilizar volúmenes más bajos de soluciones de alta concentración, pero se debe tener en cuenta que esto comporta un mayor peligro para el técnico. Los animales excitables o nerviosos deben ser sedados antes de la inyección con pentobarbital sódico.

Quinalbarbital/Nupercaina Esta mezcla comercial produce la muerte rápida y humanitariamente en caballos. Se debe inyectar por vía intravenosa en un periodo de 5-8 segundos. No está disponible en algunos países.

T-61 El T-61 también es un agente eficaz para la eutanasia de grandes mamíferos, solamente por inyección intravenosa lenta. Puede ser necesario inicialmente sedar a los animales excitables o nerviosos.

Métodos aceptables con grandes mamíferos inconscientes

Exanguinación Puede ser utilizada para sacrificar mamíferos inconscientes.

Hidrato de cloral Puede ser utilizado por vía intravenosa en mamíferos inconscientes o junto con sulfato magnésico y pentobarbital sódico.

Tabla 9 Características de los métodos de eutanasia en grandes mamíferos

Agente	Rapidez	Eficacia	Facilidad de uso	Seguridad del técnico	Valoración estética	Valoración general (1-5)	Observaciones
Pentobarbital sódico	++	++	-	+	++	5	Aceptable por inyección intravenosa
Quinalbarbital/ Nupercaina	++	++	-	+	++	5	Eficaz por vía intravenosa en caballos
Bala cautiva	++	++	+	+	+	5	Debe ser seguido de exanguinación
Bala Libre	++	++	+	-	+	5	Debe ser seguido de exanguinación. En condiciones de campo solamente por Personal cualificado.
T-61	++	++	-	+	++	4	Aceptable por inyección intravenosa
Aturdimiento eléctrico	++	++	+	-	-	4	Solamente utilizando equipamiento especial. Debe ser seguido inmediatamente de exanguinación
Disparo	++	++	-	-	-	2	Sólo en condiciones de campo por tiradores especializados
Concusión	++	+	-	+	+	2	Debe ser seguido inmediatamente de exanguinación
Halotano, isoflurano, enflurano	+	+	+	+	+	2	Recomendado para corderos y cabritos
Dióxido de carbono	+	+	++	++	+	1	Utilizar solamente con cerdos, >70%

Los siguientes métodos sólo pueden utilizarse con grandes mamíferos inconscientes: exanguinación, hidrato de cloral y cloruro potásico

Los siguientes métodos no hay que usarlos para sacrificio de grandes mamíferos: monóxido de carbono, metoxiflurano, tricloroetileno, estricnina, nicotina, sulfato magnésico, tiopental sódico, clorhidrato de ketamina, agentes bloqueantes neuromusculares

Rapidez: ++ muy rápido, + rápido, - lento. **Eficacia:** ++ muy eficaz, + eficaz, - no es efectivo. **Facilidad de uso:** ++ fácil de utilizar, + requiere práctica, - requiere entrenamiento de especialización. **Seguridad para el técnico:** ++ sin riesgo, + riesgo pequeño, - peligroso. **Valoración estética:** ++ estéticamente bueno, + aceptable para la mayoría, - inaceptable para muchos. **Valoración general:** de 1 a 5, siendo el 5 el más recomendable

Cloruro potásico Puede ser utilizado para el sacrificio de mamíferos inconscientes.

Métodos no aceptables para la eutanasia de grandes mamíferos

Monóxido de carbono Algunos animales, incluidos los cerdos, muestran signos de excitación severa y vocalizaciones, algunas veces antes de alcanzar la inconsciencia, con niveles altos de monóxido de carbono. No es un agente aceptable para eutanasia.

Los siguientes agentes tampoco son aceptables para la eutanasia de grandes mamíferos: *metoxiflurano, tricloroetileno, estricnina, nicotina, sulfato magnésico, tiopental sódico, clorhidrato de ketamina, productos curariformes y otros agentes bloqueantes neuromusculares.*

3.9 Primates no humanos

El personal que manipule primates debe estar especialmente entrenado para estos fines. Si hay que sacrificar primates, es preferible que lo haga personal que les resulte conocido, con el fin de reducir el estrés y la ansiedad. Para todos los grandes primates, se debe administrar sedación (por ejemplo ketamina) antes de la eutanasia. El cese del latido cardiaco, de la respiración y la ausencia de reflejos se pueden considerar como buenos indicadores de la muerte.

Embriones

Todos los fetos en los que el tubo neural se haya desarrollado constituyendo un cerebro funcional deben ser sacrificados humanitariamente. Algunas veces se necesitan fetos con fines experimentales pero raramente se sacrifica a la madre para

proceder a la extracción de los fetos del útero. Estos fetos pueden ser sacrificados por sobredosis de anestésico o por métodos físicos después de anestesiárselos.

Adultos

El único método recomendado para el sacrificio de primates es por sobredosis de anestésico. El pentobarbital sódico inyectado por vía intravenosa es el agente más aceptable. La exanguinación bajo anestesia inhalatoria también se considera aceptable, pero debe ser seguida por perfusión.

Las crías de algunas especies como los marmosets pueden ser difíciles de inyectar y esto requiere la pericia de un especialista.

3.10 Otros animales no utilizados habitualmente para experimentos

Como los animales vertebrados varían tanto en tamaño y fisiología, el método elegido para el sacrificio de cualquier animal no contemplado anteriormente debe ser elegido de entre los métodos para los animales que más se les parezcan biológicamente. Se debe obtener consejo de un veterinario. En general, una sobredosis de pentobarbital sódico inyectado por vía intravenosa se puede considerar como un método humanitario para el sacrificio de la mayoría de los animales. En la mayoría de los casos es aconsejable sedar al animal antes de la eutanasia.

Referencias

- Allaby M (1991) *Concise Oxford Dictionary of Zoology*. Oxford University Press
- Allred JB, Bernston GG (1987) Is euthanasia of rats by decapitation inhumane? *The Journal of Nutrition* **116** (9), 1859-61
- Anand KJS, Hickey PR (1987) Pain and its effects in the humane neonate and fetus. *New England Journal of Medicine* **317**, 1321-9
- Anil MH, McKinstry JL (1991) Reflexes and loss of sensibility following head-to-back electrical stunning in sheep. *The Veterinary Record* **128**, 106-7
- Andrews EJ, Taylor Bennett B, Clark JD, et al. (1993) Report of the AVMA Panel on Euthanasia. *Journal of the American Veterinary Medical Association* **202**, 229-49
- Australian Veterinary Association (1987) Guidelines on humane slaughter and euthanasia. *Australian Veterinary Journal* **6 November**, 4-7
- Bandow JH (1987) *The humane disposal of unwanted day old chicks and hatchery eggs in the poultry industry*. Report for the Canadian Federation of Humane Societies, Ontario, Canada
- Baneux PJR, Garner D, McIntyre HB, Holshuh HJ (1986) Euthanasia of rabbits by intravenous administration of ketamine. *Journal of the American Veterinary Medical Association* **189** (9), 1038-9
- Barber BR (1972) Use of standard autoclave for decompression euthanasia. *Journal of the Institute of Animal Technicians*, **23** (3), 106-10
- Barocio LD (1983) Review of literature on use of T-61 as an euthanasic agent. *International Journal for the Study of Animal Problems* **4** (4), 336-42
- Baumans V, Hellebrekers LJ, Bertens APMG, Hartman W (1988) Evaluation of T-61 as an euthanasia agent in rabbits and dogs. *26th Scientific Meeting of the Society for Laboratory Animal Science*, Basel 13-15 September 1988
- Berman E, King JB, All J, Carter HB, Rehnberg B, Stead AG (1985) Lethality in mice and rats exposed to 2450 MHz circulatory polarized microwaves as a function of exposure duration and environmental factors. *Journal of Applied Toxicology* **5** (1), 23-31
- Blackmore DK (1976) Non-penetrative percussive stunning of sheep and calves. *The Veterinary Record* **105**, 372-5
- Blackmore DK (1985) Energy requirements for the penetration of heads of domestic stock and the development of multiple projectile. *The Veterinary Record* **115**, 36-40
- Blackmore DK (1993) Euthanasia; not always eu. *Australian Veterinary Journal* **70**, (11), 409-13
- Blackmore DK, Delaney MW (1988) *Slaughter of Stock. A Practical Review and Guide*. Publication No 118, Veterinary Continuing Education, Massey University, Palmerston North, New Zealand
- Blacksaw JK, Fenwick DC, Beattie AW, Allan DJ (1988) The behaviour of chickens, mice and rats during euthanasia with chloroform, carbon dioxide and ether. *Laboratory Animals* **22**, (1), 67-75
- Booth NH (1978) Effect of rapid decompression and associated hypoxic phenomena in euthanasia of animals: a review. *Journal of the American Veterinary Medical Association* **173** (3), 308-14
- Brown LA (1988) Anesthesia in fish. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice* **18** (2), 317-20
- Breazile JE, Kitchell RL (1969) Euthanasia for laboratory animals. *Federal Proceedings* **28**, 1577-9
- Chalifoux a, Dallaire A (1983) Physiologic and behavioral evaluation of CO euthanasia of adult dogs. *American Journal of Veterinary Research* **44** (12), 2412-17
- Clifford DH (1984) Preanesthesia, anesthesia, analgesia, and euthanasia. In: *Laboratory Animal Medicine* (Fox JG, Cohen BJ, Loew FM, eds.). Orlando: Academic Press, pp 527-62
- Commission of the European Communities (1986) *Council Directive of 24 November 1986 on the approximation of laws, regulations and administrative provisions of the Member States regarding the protection of animals*

- used for experimental and other scientific purposes. 86/609/EEC. ISSN 03780 6978
- Commission of the European Communities (1993) *Council Directive on the protection of animals at the time of slaughter or killing*. 93/119/EC. No L 340/21
- Daly CC, Whittington PE (1989) Investigations into the principal determinants of effective captive bolt stunning of sheep. *Research in Veterinary Science* **46**, 406-8
- Dennis MB Jr, Dong WK, Weisbrod KA, Elchlepp CA (1988) Use of captive bolt as a method of euthanasia in larger laboratory animal species. *Laboratory Animal Science* **38** (4), 459-62
- Derr RF (1991) Pain perception in decapitated rat brain. *Life Sciences* **49** (19), 1399-1402
- Dodd K (1985) Humane euthanasia. I. Shooting a horse. *Irish Veterinary Journal* **39**, 150-1
- Eikmeier H (1961) Erfahrungen mit einem neuen Präparat zur schmerzlosen Tötung von Kleintieren (T-61). *Die Blauen Hefter für den Tierärztliche*, H.L. 536-537
- Erhardt Von W, Ring Chr, Kraft H, et al. (1989) Die CO₂-Betäubung von Schlachtschweinen aus anästhesiologischer Sicht. *Deutsche Tierärztliche Wochenschrift* **96**, 92-9
- Flight WGF, Verheijen FJ (1993) The 'neck-cut' (spinal transection): not a humane way to slaughter eel, *Anguilla anguilla* (L). *Aquaculture and Fish Management* **24**, 523-8
- Forslid A, Ingvar M, Rosen I, Invgar DH (1986) Carbon dioxide narcosis: influence of short-term, high concentration carbon dioxide inhalation on EEG and cortical evoked responses in the rat. *Acta Physiologica Scandinavica* **127**, 281-7
- Glen JB, Scott WN (1973) Carbon dioxide euthanasia of cats. *British Veterinary Journal* **129**, 471-9
- Green CJ (1987) Euthanasia. In: *Animal Anaesthesia. Laboratory Animals Handbook*. London.: Laboratory Animals Ltd, pp 237-41
- Green CJ (1987) Euthanasia. In: *Laboratory Animals: An Introduction for New Experimenters*. (Tuffery AA, DE.). Chichester: John Wiley & Sons, pp 171-7
- Gregory NG, Wotton SB (1986) Effect of slaughter on the spontaneous and evoked activity of the brain. *British Poultry Science* **27**, 195-205
- Gregory NG, Wotton SB (1990) Comparison of neck dislocation and percussion of the head visual evoked responses in the chicken's brain. *The Veterinary Record* **126**, 570-2
- Gregory NG, Moss Bw, Leeson RH (1987) An assessment of carbon dioxide stunning in pigs. *The Veterinary Record* **121**, 517-18
- Hall LW (1972) The anaesthesia and euthanasia of neonatal and juvenile dogs and cats. *The Veterinary Record* **90**, 306-6
- Hatch RC (1982) Euthanatizing agents. In: *Veterinary Pharmacology and Therapeutics, 5th edn.*, (Booth NH, McDonald Le, eds). Ames: Iowa State University Press, pp 1059-64
- Hellebrekers LJ, Baumans V, Bertens APMG; Hartman W (1990) On the use of T-61 for euthanasia of domestic and Laboratory animals; an ethical evaluation. *Laboratory Animals* **24**, 200-4. (In Dutch: *Tijdschrift voor Diergeneeskunde* **115** (13), 625-31)
- Herin Ra, Hall P, Fitch JW (1978) Nitrogen inhalation as a method of euthanasia in dogs. *American Journal of Veterinary Research* **39** (6), 989-91
- Herschler Rc, Lawrence Jr, Schlitz RA (1981) Secobarbital/dibucaine combination as an euthanasia agent for dogs and cats. *Veterinary Medicine & Small Animal Clinician* **76** (7), 1009-12
- Hewett TA, Kovacs MS, Artwohl JE, Bennet BT (1993) A comparison of euthanasia methods in rats, using carbon dioxide in prefilled and fixed flow rate filled chambers. *Laboratory Animal Science* **43**, 579-82
- Hoenderken R (1983) Electrical and carbon dioxide stunning of pigs for slaughter. In: *Stunning of Animals for Slaughter*. (Eikelenboom G, de). Boston: Martinus Nihoff, pp 59-63
- Hoenderken R, Lamboy E, van Logtestijn JC, Sybesma W (1980) Dutch research on stunning of slaughter animals. *Proceedings of the 26th European Meeting of Meat Research Workers*. Colorado Springs, USA
- Holson RR (1992) Euthanasia by decapitation: evidence that this technique produces prompt, painless unconsciousness in laboratory rodents. *Neurotoxicology and Teratology* **14**, 253-7
- Holtzmann M (1991) Tierschutzgerechtes töten von versuchskaninchen mit bolzenscußgeräten. (Killing of experimental rabbits with captive bolt guns according to animal welfare regulations). *Journal of Experimental Animal Science* **34**, 203-6
- Hornett TD, Haynes AP (1984) Comparison of carbon dioxide/air mixture and nitrogen/air mixture for the euthanasia of rodents. Design of a system for inhalation euthanasia. *Animal Technology* **35** (2), 93-9
- Iwarsson K, Reh binder C (1993) A study of different euthanasia techniques in guineapigs, rats and mice. Animal response and postmortem findings. *Scandinavian Journal of Laboratory Animal Science* **20**, 191-205
- Jacksch W (1981) Euthanasia of day-old male chicks in the poultry industry. *International Journal for the Study of Animal Problems* **2** (4). 203-13
- Kestin SC (1983) *Pain and Stress in Fish*. A report prepared for the RSPCA, Horsham, UK
- Kestin SC, Wotton SB, Gregory NG (1991) Effect of slaughter by removal from water on visual evoked activity in the brain and reflex movement of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *The Veterinary Record* **128**, 443-6

- Klemm WR (1964) Carbon dioxide in cats. *American Journal of Veterinary Research* **25**, 1201-5
- Lamboy E, van Voorst N (1986) Electrocution of pigs infected with notifiable diseases. *The Veterinary Quarterly* **8** (1), 80-2
- Laursen AM (1983) Choosing between CO₂ and electrical stunning of pigs. A preliminary examination of stress and ethics. In: *Stunning of animals for slaughter*. (Eikelenboom G, ed.) Boston: Martinus Nijhoff, pp 64-72
- Logair J, Finley GG, Laniel MA, et al. (1991) Guidelines for euthanasia of domestic animals by firearms. *Canadian Veterinary Journal* **32**, 724-6
- Lord R (1989) Use of ethanol for euthanasia of mice. *Australian Veterinary Journal* **66** (8), 268
- Lord R (1991) Humane Killing. *Nature* **350** (11 April), 456
- Lorden JF, Klemm WR (1987) Letters on AVMA report about decapitation. *Laboratory Animal Science* **37** (2), 148-51
- Lucke JN (1979) Euthanasia in small animals. *The Veterinary Record*. **104** (14), 316-18
- Lumb WV (1974) Euthanasia by noninhalant pharmacologic agents. *Journal of the American Veterinary Association* **165** (9), 851-2
- Lumb WV, Jones EW (1964) Euthanasia. In: *Veterinary Anesthesia 2nd edn.*, Philadelphia: Lea & Febiger, pp 631-48
- Lumb WV, Doshi K, Scott RJ (1978) A comparative study of T-61 and pentobarbital for euthanasia of dogs. *Journal of the American Veterinary Medical Association* **172** (2), 149-52
- Marshall s, Milligan A, Yates R (1994) Experimental techniques and anaesthesia in the rat and mouse. ANZCCART Facts sheet. *AZCCART News* **7** (1) 4pp
- Mcfarland WN, Klontz GW (1969) Anesthesia in fishes. **28** (4), 1535-49
- Mikeska JA, Klemm WR (1975) EEG evaluation of humaneness of asphyxia and decapitation euthanasia of the laboratory rat. *Laboratory Animal Science* **25** (2), 175-9
- Ministry of Agriculture, Fisheries and Food, Welsh Office Agriculture Department (1993) *Welfare of red meat animals at slaughter. Code of Practice*
- Moroji T, Takahashi K, Ogura K, Toishi T, Arai S (1977) Rapid microwave fixation of rat brain. *Journal of Microwave Power* **12** (4), 273-86
- Mullenax CH, Dougherty RW (1963) Physiologic responses of swine to high concentrations of inhaled carbon dioxide. *American Journal of Veterinary Research* **24**, 329-33
- Noonnan D (1994) The guinea pig (*Cavia porcellus*). ANZCCART fact Sheet. *ANZCCART News* **7** (3), 8 pp
- Olfert DE, Cross BM, McWilliam AA, eds. (1993) Guide to the Care and Use of Experimental Animals. Volume 1. Canadian Council on Animal Care, Ontario, Canada
- Oliver DF (1979) Euthanasia of horses. *The Veterinary Record* **105** (10), 224-5
- Phifer CB, Terry LM (1986) Use of hypothermia for general anesthesia in preweanling rodents. *Physiology and Behaviour* **38**, 887-5
- Quin AH (1963) Observations on a new euthanasia agent for small animals (T-61). *Veterinary Medicine* **58**, 494-5
- Quine JP (1980) Euthanasia by hypoxia using nitrogen. A review after 4 years of operation involving 20 500 animals. *Canadian Veterinary Journal* **21**, 320
- Quine JP, Buckingham W, Sstunin L (1988) Euthanasia of small animals with nitrogen; comparison with intravenous pentobarbital. *Canadian Veterinary Journal* **29**, 724-6
- Raj M, Gregory NG (1993) Time to loss of somatosensory evoked potentials and onset of changes in the spontaneous electroencephalogram of turkeys during gas stunning. *The Veterinary Record* **133**, 318-20
- Raj M, Gregory NG (1994) An evaluation of humane gas stunning methods for turkeys. *The Veterinary Record* **135**, 222-3
- Raj M, Gregory NG, Wotton SB (1990) Effect of carbon dioxide stunning on somatosensory evoked potentials in hens. *Research in Veterinary Science* **49**, 355-9
- Raj M, Wotton SB, Gregory NG (1992) Changes in the somatosensory evoked potentials and spontaneous electroencephalogram of hens during stunning with a carbon dioxide and argon mixture. *British Veterinary Journal* **148**, 147-56
- Reilly JS, de. (1993) Euthanasia of Animals Used for Scientific Purposes. ANZCCART 1993. Glen Osmond. SA Australia
- Rowan AN (1986) T-61 use in the euthanasia of domestic animals: a survey. In: *Advances in Animal Welfare Science*. Boston: Martinus Nijhoff, pp 79-86
- Rowell HC (1981) The present status of euthanasia by nonanaesthetic gases. *Canadian Veterinary Journal* **22** (1), 8
- Rowell HC (1990) Euthanasia: acceptable and unacceptable methods of killing, Ch. 21. In: *Experimental Animals in Biomedical Research*, Vol. 1. pp 31-91
- Schatzmann U, Leunberger T, Fuchs P (1991) Jet injection: The possibility of using a high pressure water jet for the stunning of slaughter pigs. *Fleischwirtschaft* **71**, 899-901
- Schatzmann U, Howard J, Pittino J, Fuchs P (1994) Jet injection for the stunning of slaughter pigs. *Fleischwirtschaft International* **3**, 18-19
- Smith AW, Houpt KA, Kitchell RL, et al. (1986) Report of the AVMA Panel on Euthanasia. *Journal of The American Veterinary Medical Association* **188** (3), 252-68
- Summerfelt RC, Smith LS (1990) Anesthesia, surgery, and related techniques. In: (Schreck CB, Moyle PB, eds).

- Methods for Fish Biology*. Bethesda: American Fisheries Society, pp 213-72
- Tidswell SJ, Blackmore DK, Newhook JC (1987) Slaughter methods: electroencephalic (EEG) studies on spinal cord section, decapitation and gross trauma of the brain in lambs. *New Zealand Veterinary Journal* **35**, 46-9
- Universities Federation for Animal Welfare (1989) *Guidelines on the care of laboratory animals and their use for scientific purposes. II. Pain, analgesia and anaesthesia*. Potters Bar: UFAW
- UFAW/WSPA (1989) *Euthanasia of Amphibians and Reptiles*. Report of a Joint Universities Federation for animal Welfare/World Society for the Protection of Animals Working Party. Potters Bar: UFAW
- Vanderwolf CH, Buzsaki G, Cain DP, Cooley RK, Robertson B (1988) Neocortical and hippocampal electrical activity following decapitation in the rat. *Brain Research* **451**, 340-4
- Verheijen FJ, Flight WFG (1995) Commercial slaughter of eel: Experimental tests show methods are unacceptable. *Ecology of Freshwater Fish* (submitted)
- Von Cranach J, Gassmann-Langmoen AB, Schatzmann U (1991a) *Euthanasie bei Labornagetieren*. Anaesthesiabteilung der Kliniken, Veterinärmedizinische Fakultät der Universität Bern, Switzerland
- Von Cranach J Gassmann- Langmoen AB, Schatzmann U (1991b) *Euthanasie chez les rongeurs de laboratoires*. Resume. Source de référence pour toute l'étude: Office fédéral vétérinaire, Schwarzenburgstr 161, 3097 Liebefeld
- Wallach MB, Peterson KE, Richards RK (1981) Electrophysiologic studies of a combination of secobarbital and dibucaine for euthanasia of dogs. *American Journal of Veterinary Research* **42** (5), 850-3
- Wallgren H, Barry III H (1970) *Actions of Alcohol, Vol I, Biochemical, Physiological and Psychological Aspects*. Amsterdam: Elsevier
- Warrington R (1974) Electrical stunning, a review of the literature. *The Veterinary Bulletin* **44** (10), 617-35
- Warwick C (1986) Euthanasia of reptiles---decapitation: an inhumane method of slaughter for the class 'Reptilia'. *Canadian Veterinary Journal* **27**, 34
- Warwick C (1990) Crocodilian slaughter methods, with special reference to spinal cord severance. *Texas Journal of Science* **42** (2), 191-8
- Weisbrod KS, Dennis MD, Dong WK, Ramos B, Rusell RG, Bower A (1984) Physical methods of euthanasia for rabbits. *Laboratory Animal Science* **34**, 516
- Zeller von W, Mettler D, Schatzmann U (1989) Untersuchungen zur tierschutzgerechten Betäubung des Schlachgeflügels mit Mikrowellen (2500 MHz). *Deutsche Tierärztliche Wochenschrift* **96**, 285-332
- Zimmermann M (1986) Behavioural investigations in animals. In: *Assessing pain in farm animals*. (Duncan IJH, Moloney V, eds). Luxembourg: Commission of the European communities, pp 16-27
- Zutphen LFM van, Baumans V, Beynen AC eds (1993) *Principles of Laboratory Animal Science*. Amsterdam: Elsevier
- Zwart P, Vries HR de, Cooper JE (1989) Humane methods of killing fish, amphibians and birds. *Tijdschrift voor Diergeneeskunde* **114** (10), 557-65

Material para entrenamiento en eutanasia

Inter-act animal care training programmes

Es una serie especial de programas diseñados y producidos por la Association of the British Pharmaceutical Industry (ABPI) como un medio para el entrenamiento del personal del laboratorio implicado en el uso y cuidado de los animales bajo el Acta de los Animales (Procedimientos Científicos) 1986. El Tema 7 trata sobre la eutanasia. Utiliza tecnología de imagen interactiva. La serie completa de 11 programas (en 10 discos compactos) se puede solicitar a Mr M. Connelly, Redway Interactive Video, 34 Redway, Kerridge, Macclesfield, Cheshire SK10 5BA, UK.

Principles of proper laboratory animal use in research

Éste es un programa básico para investigadores, técnicos y personal de apoyo. Este programa establece la base apropiada para la utilización de animales en investigación biomédica. Es una plantilla de software modular, flexible y fácil de usar. El programa consiste en una plantilla dividida en una serie de módulos que contienen información sobre los siguientes temas: regulaciones, ética, eutanasia, anestesia y analgesia, cuidados pre y post operatorios, seguridad, enfermedades, nutrición, alternativas y modelos, información sobre las especies, USDA Animal Welfare Act. El programa está diseñado con muchas aplicaciones en memoria. Funciona con ordenadores Macintosh e IBM compatibles y necesita disco duro y memoria RAM de 640K. MTM Associates Inc., PO Box 1606 Manassas, Virginia 2110, USA. Item no. 4211 WP.

Using animals in research: guidelines for investigators (1986)

Esta película es la grabación íntegra del curso patrocinado por la USDA/ Agricultural Research Service y presentada a los investigadores el 25 de marzo de 1986. Los ponentes del Animal and Plant Health Inspection Service (APHIS), National Institutes of Health (NIH), Public Health y Agricultural Research Service presentan información sobre leyes, normas y prácticas que afectan a la utilización de laboratorios de investigación; y suministran referencias para aquellos que quieran aprender más acerca de procedimientos específicos. Cinta 1: temas sobre la regulación desde la perspectiva de un APHIS. Cinta 2: la película "Unnecessary Fuss" (alboroto innecesario), montada por PETA a partir de la documentación de investigación de la University of Pennsylvania. Cinta 3: Principios y normas para el uso de los animales en los programas extramuros del NIH. Cinta 4: Principios y normas para el uso de los animales en el área de Beltsville. Cinta 5: información técnica y oportunidades de entrenamiento para usuarios de animales. Cinta 6: Discusión del grupo de expertos sobre las preguntas de la audiencia. Cinta de vídeo, U-matic, 3/4", NTSC, en lengua inglesa, 240 min. (6 cintas). National Agricultural Library, Beltsville, Maryland 20705, USA. Videocassette no. 186.

Euthanasia interactive video programme

Para proporcionar a los alumnos la comprensión de los requerimientos legales del Programa 1(UK) y las regulaciones de Alderley Park que se pueden encontrar en "Humane Policy for Euthanasia of Protected Species". Muestra el procedimiento correcto de eutanasia cuando se utilizan los siguientes métodos: sobredosis de anestésico, métodos físicos y dióxido de carbono. Aporta un sistema por el cual se puede valorar la comprensión de los alumnos.

Duración aproximada 1 hora y cuarto. Se puede obtener una copia impresa de las respuestas de los alumnos a las preguntas propuestas durante el programa. Se puede visualizar sin el componente interactivo -de este modo dura 25 minutos. Sólo en lengua inglesa. Persona de contacto Mr Bob Kemp, Zeneca Pharmaceuticals, Mereside, Alderley Park, Macclesfield, Cheshire SK10 4TG, UK. Tel: +44-1625-512726; Fax +44-1625-583074/586278.

Common procedures and techniques and survival surgery: tape II (1988)

Manejo de animales de laboratorio para recogida de sangre, dosificación oral, inyección y eutanasia: hace énfasis en la minimización de las molestias a los animales. Cinta de vídeo, NTSC/U-matic/VHS, en lengua inglesa, 21 min. MDA-TV, University of Texas Cancer Centre, 151 Holcombe Houston, Texas 77030, USA. Order no. 861188.

Practical methodology: reptiles part III special laboratory (1988)

Es la segunda parte de una serie de dos. Este programa abarca técnicas de laboratorio como sexado, muestreo de sangre, colocación de catéteres, puntos de inyección, dosificación oral, intubación, inmovilización, anestesia y eutanasia en reptiles. La cinta de vídeo va acompañada de un manual. Cinta de vídeo, 1/2" VHS, NTSC, en lengua inglesa, 18 min. National Agricultural Library, Beltsville, Maryland 20705, USA. Videocassette no. 414 Part II.

Biomethodology of the mouse

Este vídeo muestra primeros planos detallados exponiendo las técnicas adecuadas de manipulación e inmovilización, identificación, inyección y muestreo de sangre. Las técnicas que se presentan son las más habituales, reproducibles, seguras y menos estresantes para los animales. Vídeo, VHS (1/2") U-matic (3/4") standard tape formats. MTM Associates Inc., PO Box 1606, Manassas, Virginia 2110, USA. Item no. 3211V.

The mouse: handling restraint, and other techniques (1975)

Este programa muestra las habilidades técnicas básicas que se necesitan para el adecuado uso y cuidado de los ratones en investigación biomédica. Incluye manipulación e inmovilización, administración de medicamentos por inyección y por vía oral, recogida de sangre y orina, sexado, identificación, anestesia y eutanasia. El juego de diapositivas va acompañado de un manual. 48 diapositivas, cinta de audio, 12 minutos, en lengua inglesa. National Agricultural Library, Beltsville, Maryland 20705, USA. Slide no. 227, Part 2.

Biomethodology of the laboratory mouse (1987)

Una exposición de las técnicas básicas en torno a los ratones de laboratorio incluyendo identificación, inmovilización, inyección, extracción de sangre y eutanasia. Cinta de vídeo 1/2", VHS (NTSC), en color, en lengua inglesa. National Agricultural Library, Beltsville, Maryland 20705, USA. Videocassette no. 200.

The mouse, rat and hamster (1988)

Esta película para entrenamiento suministra información sobre el uso y cuidado humanitarios de los roedores de laboratorio para científicos, técnicos de laboratorio y estudiantes. Las recomendaciones están de acuerdo con la "guide for the care and use of laboratory animals" del Public Health Services y con las regulaciones establecidas por la USDA. Los temas incluyen alojamiento, nutrición, ambiente, libros de registro, cuidados sanitarios de los animales, salud ocupacional, manipulación e inmovilización, técnicas experimentales y eutanasia. La cinta de vídeo se acompaña de un guión, un test y la clave de respuestas. Cinta de vídeo 1/2", VHS (NTSC), en lengua inglesa, 34 minutos. National Agricultural Library, Beltsville, Maryland 20705, USA. Slide no. 338, Vol. 2.

The laboratory rat, biology, husbandry, and research methodology (1977)

Este juego de diapositivas describe e ilustra la anatomía y fisiología básicas de las ratas de laboratorio, discute sobre los procedimientos normales para el alojamiento de ratas en el laboratorio y familiariza al alumno con la metodología básica empleada en el manejo de las ratas en investigación. La metodología en investigación incluye manipulación, inmovilización, recogida de sangre, anestesia y eutanasia. Se acompaña de una guía en la que hay una lista de los valores biológicos. 59 diapositivas, cinta de audio, en lengua inglesa. National Agricultural Library, Beltsville, Maryland 20705, USA. Slide no. 221.

Biomethodology of the rat (1987)

Exposición de técnicas básicas en torno a los animales de laboratorio incluyendo identificación, inmovilización, inyección, extracción de sangre y

eutanasia. Cinta de vídeo 1/2" VHS, en lengua inglesa, 16 minutos. National Agriculture Library, Beltsville, Maryland 2075, USA. Videocassette no. 200.

Biomethodology of guineapig (1987)

Exposición de las técnicas básicas en torno a los animales de laboratorio incluyendo identificación, inmovilización, inyección, extracción de sangre y eutanasia. Cinta de vídeo 1/2" VHS, en lengua inglesa. National Agriculture Library, Beltsville, Maryland 2075, USA. Videocassette no. 200.

Biomethodology of the rabbit (1987)

Exposición de las técnicas básicas en torno a los animales de laboratorio incluyendo identificación, inmovilización, inyección, extracción de sangre y eutanasia. Cinta de vídeo 1/2" VHS, en lengua inglesa, 15 minutos. National Agriculture Library, Beltsville, Maryland 2075, USA. Videocassette no. 200.

Biomethodology of the cat (1987)

Esta película expone a los técnicos en animales las técnicas básicas para el manejo, inmovilización y control de los gatos en investigación. Comprende cómo extraerlos de las jaulas, vías de inyección, recogida de sangre y eutanasia. Cinta de vídeo 1/2", VHS (NTSC), en color, 15 minutos, en lengua inglesa. National Agricultural Library, Beltsville, Maryland 20705, USA. Videocassette no. 337.

The dog and cat (1988)

Este programa suministra información sobre el uso y cuidado humanitarios de los perros y gatos de laboratorio para científicos, técnicos de laboratorio y estudiantes. Las recomendaciones están de acuerdo con la "guide of the care and use of laboratory animals" del Public Health Services y con las regulaciones establecidas por la USDA. Los temas incluyen alojamiento, nutrición, ambiente, libros de registro, cuidados sanitarios de los animales, salud ocupacional, manipulación e inmovilización, técnicas experimentales y eutanasia. La cinta de vídeo se acompaña de un guión, un test y la clave de respuestas. Cinta de vídeo 1/2", VHS (NTSC), en color, en lengua inglesa, 35 minutos. National Agricultural Library, Beltsville, Maryland 20705, USA. Videocassette no. 338, Vol. 4.

Biomethodology of the dog (1987)

Esta película presenta a los técnicos en animales técnicas seguras y humanitarias para el manejo de los perros en investigación incluyendo cómo extraerlos de las jaulas, vías de inyección, recogida de sangre y eutanasia. Cinta de vídeo 1/2" VHS (NTSC), en color, 15 minutos, En lengua inglesa. National Agricultural Library, Beltsville, Maryland 20705, USA. Videocassette no. 335.

Biomethodology of the primate (1987)

Esta película expone las técnicas para el manejo de primates en investigación. Incluye inmovilización manual y química, identificación, vías de inyección, extracción de sangre y eutanasia. Cinta de vídeo 1/2" VHS (NTSC), en color, en lengua inglesa. National Agricultural Library, Beltsville, Maryland 20705, USA. Videocassette no. 336.

The non-human primates (1988)

Este programa suministra información sobre el uso y cuidado humanitarios de los primates de laboratorio para científicos, técnicos de laboratorio y estudiantes. Las recomendaciones están de acuerdo con la "guide for the care and use of laboratory animals" del Public Health Services y

con las regulaciones establecidas por la USDA. Los temas incluyen alojamiento, nutrición, ambiente, libros de registro, cuidados sanitarios de los animales, salud ocupacional, manipulación e inmovilización, técnicas experimentales y eutanasia. La cinta de vídeo se acompaña de un guión, un test y la clave de respuestas. Cinta de vídeo 1/2", VHS (NTSC), en lengua inglesa, 29 minutos. National Agricultural Library, Beltsville, Maryland 20705, USA. Slide no. 338, Vol. 5.

Información adicional sobre materiales de entrenamiento

Se puede obtener información sobre los materiales de entrenamiento de:

- (1) Dept of Laboratory Animals Science (Dr Jan Nab, Ing T.P. Rooymans) Utrecht University, Postbus 80.166, 3508 TD Utrecht, The Netherlands.
- (2) Base de datos NORINA. Base de datos en lengua inglesa de los medios audiovisuales para ser utilizados en ciencias biológicas. Contactar con Karina y Adrian Smith, Laboratory Animal Unit Norwegian College of Veterinary Medicine, PO Box 8146 Dep., 00033 Oslo 1, Norway. Fax +47 22 96 45 35, Telephone +47 22 96 45 74, email: adrian.smith@veths.no.

Tabla 1 Fases de la pérdida de consciencia, conducentes a la muerte en peces (según McFarland y Klontz, 1969)

Nivel	Denominación	Parámetro(s)
0	Normal	Reacciona a estímulos externos; equilibrio y tono muscular normales
1	Sedación ligera	Ligera pérdida de respuesta a estímulos externos visuales y táctiles; equilibrio normal
2	Sedación profunda	Pérdida total de respuesta a estímulos externos excepto a presión fuerte; ligera disminución del movimiento opercular; equilibrio normal
3	Pérdida parcial del equilibrio	Perdida parcial del tono muscular; natación errática; incremento del movimiento opercular; respuestas sólo ante estímulos táctiles fuertes y vibratorios
4	Pérdida total del equilibrio	Perdida total del tono muscular y del equilibrio; movimiento opercular rápido; respuesta sólo ante estímulos de presión profundos
5	Pérdida de respuestas reflejas	Perdida total de respuesta; movimiento opercular muy superficial; latido cardíaco muy lento
6	Colapso medular	Cese del movimiento opercular inmediatamente después de boquear, seguido por parada cardíaca