

METODOS DE CAPTURA, MANEJO Y ANESTESIA

Mitchell Bus

Toda la fauna salvaje en cautividad debe ser capturada alguna vez, inmovilizada y/o anestesiada. La habilidad para llevar a cabo estos procedimientos de forma segura es un componente básico para el manejo y el mantenimiento de un buen estado de salud de una colección zoológica. Este capítulo presenta una visión general de los procedimientos para capturar, inmovilizar y anestesiar de forma segura a los mamíferos de zoológico.

Los conceptos generales sobre instalaciones, manejo y contención física permanecen bastante iguales. De todas formas, los productos anestésicos y las técnicas asociadas se mejoran de forma constante por lo que es posible que alguna de las recomendaciones quede obsoleta. Por esta razón se han minimizado las explicaciones sobre productos y técnicas específicos mientras que se ha enfatizado la filosofía del procedimiento.

INSTALACIONES Y MANEJO

El factor más importante para tener éxito en la manipulación del animal es la instalación. Cada animal debería estar alojado bajo condiciones que permitieran su traslado e introducción en una caja sin el uso de anestesia. Esto puede cumplirse mediante la combinación de unas instalaciones correctamente diseñadas y prácticas de manejo que permitan movimientos selectivos y contención de los animales (Harthoorn 1979). Por desgracia, muchas de las nuevas áreas han sido diseñadas de forma deficiente, teniendo poco en consideración los procedimientos básicos de manejo de animales. Puede parecer obvio que el recinto del animal y los pasillos deberían estar libres de formas y objetos sobresalientes como puertas, pero esto suele obviarse.

Los elementos básicos seguros en un recinto facilitan el cambio de lugar y el confinamiento del animal. Por ejemplo, cada animal debería disponer de una pequeña área de mantenimiento (p.ej. madriguera, jaula, establo, o un área de alimentación) que pueda ser ocupada diariamente y, en caso necesario, ser utilizada para confinamiento. Un área de este tipo permite el acercamiento al animal para observaciones, anestesia o transferencia a un contenedor de transporte de forma que pueda ser desplazado a una instalación médica para examen y tratamiento. Otras ventajas incluyen la capacidad para controlar de forma individualizada la ingesta de alimento, administrar determinadas medicaciones con el alimento, y recoger muestras individuales de orina o heces. De forma ideal, el diseño de la instalación debería incluir un medio para pesar el animal y para trasladarlo a una jaula de contención (para algunas especies como p.ej. grandes felinos y ungulados).

INMOVILIZACIÓN FÍSICA

Ún con técnicas anestésicas mejoradas, hay situaciones en las que es obligatoria la inmovilización física (p.ej. inyección manual de medicamentos) (para una revisión más extensa sobre técnicas de inmovilización manual véase Fowler 1978).

Antes de llevar a cabo una inmovilización física, una evaluación general debe incluir las siguientes preguntas:

1. ¿Puede llevarse a cabo la acción únicamente mediante inmovilización física?
2. ¿La acción causará un daño considerable al animal? Si es así, debería considerarse el utilizar una sustancia anestésica.
3. ¿Puede llevarse a cabo el procedimiento de inmovilización sin comprometer la seguridad del animal o de la persona?
4. ¿Están disponibles las instalaciones, equipos y personal adecuados?
5. ¿Se dispone de gente preparada para realizar la inmovilización? Los “curiosos” deberían estar prohibidos.

El responder a estas preguntas iniciales genera otras preguntas acerca de cada animal que deben tenerse en cuenta:

1. ¿Cuáles son las armas defensivas del animal y cómo deben protegerse los encargados?
2. ¿Cuál es la distancia al animal y cómo puede usarse ésta para facilitar su captura?
3. ¿Qué sucesos inesperados pueden ocurrir?

Como regla general, ante procedimientos de manipulación mayores, es más seguro anestesiarse un animal que inmovilizarlo. La inmovilización física se utiliza principalmente para procedimientos menores y cortos como inyecciones y recogida de muestras de sangre.

ANESTESIA LOCAL

La anestesia local puede ser útil junto con un plano superficial de anestesia general, permitiendo con ello realizar procedimientos localizados no dolorosos sin aumentar la profundidad de la anestesia general. La utilidad de la anestesia local en un animal inmovilizado es limitada ya que el estrés y la ansiedad relacionados con la inmovilización suelen requerir anestesia general. Hay casos concretos en los que puede utilizarse un anestésico local, por ejemplo, en animales gravemente deprimidos en los cuales un diagnóstico invasivo local o los tratamientos, solamente son tolerados si se utiliza la inmovilización física.

Los anestésicos tópicos en forma de spray se utilizan en la laringe y faringe para facilitar la inserción de un tubo endotraqueal en animales anestesiados. Aunque ayudan en la intubación, estas técnicas pueden eliminar el reflejo de deglución, que normalmente protege las vías aéreas de la aspiración de material regurgitado, y esto puede acabar con una neumonía por aspiración mortal.

ANESTESIA GENERAL

El término *anestesia* se utilizará a lo largo de este capítulo para referirse a la inmovilización de un animal mediante el uso de drogas. El término *inmovilización* era más adecuado para las sustancias que se utilizaban inicialmente que paralizaban al animal sin anestesia o analgesia (p.ej. succinilcolina y nicotina) (Crockford y col. 1957; Heuschele 1961; Jewell, Keen y Tong 1965). Estos agentes paralizantes han sido prácticamente sustituidos del todo por sustancias que producen inmovilización con analgesia y anestesia al mismo tiempo. No obstante, las drogas varían de forma marcada en su capacidad para proveer analgesia y por ello, antes de iniciar procedimientos dolorosos como una cirugía, debe evaluarse la respuesta del animal a los estímulos (p.ej. un pinchazo) para asegurar

que existe una analgesia adecuada. Además, deben comprenderse los efectos analgésicos de las sustancias y utilizar la sustancia adecuada para cada procedimiento. Por ejemplo, la ketamina tiene efectos mínimos sobre el dolor visceral por lo que no es una elección adecuada para cirugías abdominales mayores.

La ciencia de la anestesia en mamíferos de zoológico ha mejorado ampliamente en los últimos años, principalmente debido al desarrollo y refinamiento de nuevas drogas y técnicas de liberación de éstas (Bush 1992). Esta forma de acceder a los animales de forma más segura está mejorando el cuidado médico y quirúrgico, permitiendo al mismo tiempo intervenciones (p.ej. inseminación artificial y transferencia de embriones) que mejorarán los esfuerzos de propagación de animales en cautividad..

Preparación de la preanestesia

La preparación de la preanestesia es un requisito para tener éxito en la anestesia general. El ayuno reduce la cantidad de alimento y fluidos en el estómago y ayuda a minimizar el vómito y la regurgitación durante la intervención. La duración del ayuno depende de la especie. A los animales de pequeño tamaño con una tasa metabólica elevada (p.ej. tamarindos, musarañas) no debe retirárseles el alimento y el agua hasta pocas horas antes; un periodo de ayuno más largo puede producir hipoglucemia y deshidratación. En la mayoría de animales con estómago simple debe retirarse la comida 12 a 24 horas y el agua 12 horas, antes de la intervención. La duración del ayuno de agua dependerá del tiempo y de las condiciones del animal (p.ej. animales con funciones renales marginales no tolerarán largos periodos de tiempo sin agua). Los rumiantes siempre tienen alimento y fluidos residuales en el rumen pero la cantidad se minimiza con ayunos de 48 a 72 horas y ayunos de agua de 24 a 36 horas. De nuevo, las condiciones medioambientales y el estado general de salud del rumiante deberían dictar la duración específica del ayuno.

Siempre que sea posible, el anestésico deberá administrarse a un animal confinado en un recinto pequeño, una manera de acceder que suele disminuir la cantidad de droga necesaria y resulta en una anestesia más segura. El aislar al animal también mejora el acceso y minimiza el potencial de que un compañero de jaula le cause daño durante las fases iniciales de la ataxia. En algunas especies, especialmente ungulados como el antílope sable, *Hippotragus niger*, estos estadíos iniciales de anestesia comprenden comportamientos agresivos de sus conespecíficos. No obstante, si el estrés de la separación y el confinamiento sobrepasan las ventajas del aislamiento, a veces es más efectivo administrar el anestésico a un animal que está dentro de un grupo mantenido en un recinto de mayor tamaño, como las que se ven en los centros de cría o en los ranchos. Cuando se dardean animales en estas situaciones, es necesario tomar precauciones para proteger al animal de agresiones de los compañeros de jaula.

La preparación del personal, los materiales y el equipo también son importantes y deberían incluir lo siguiente:

1. Una cantidad adecuada de anestésico y antagonista (sustancia reversora), si está disponible
2. Un sistema de lanzamiento: las escopetas de dardos y cerbatanas deben funcionar correctamente
3. Equipo y drogas de emergencia: debería tenerse a mano un tanque de oxígeno con regulador y los materiales asociados

4. Preparación de la jaula: deberían retirarse todos los objetos con los que el animal pudiera dañarse (p.ej. bebederos, cajas de alimentación, etc); si es necesario, puede colocarse arena gruesa o gravilla en el suelo para evitar resbalar
5. Revisión del historial incluyendo anestésicos previos del animal o de la especie
6. Una delimitación clara de las responsabilidades del personal durante el procedimiento

Riesgos de la anestesia

1. Normalmente no se conoce el estado de salud del animal previo a la inducción de la anestesia. Los procedimientos diagnósticos que facilitan esta información, incluyendo análisis de sangre, radiografías y examen físico, por ellos mismos requieren anestesia previa. La fauna salvaje en cautividad así como sus compañeros en libertad, suelen enmascarar signos clínicos de enfermedad. Una enfermedad indetectable puede afectar de forma marcada al tipo y cantidad de anestesia necesaria.
2. La actividad y la excitación antes e inmediatamente después de la administración de la droga se suman a los riesgos de la anestesia y pueden causar daños durante la inducción. Un animal excitado necesita dosis iniciales mayores o suplementarias de anestésico, lo que puede revertir en una potenciación de la depresión respiratoria. El problema no es únicamente la droga añadida para anestesiarse el animal sino también los problemas asociados a su administración. En un animal excitable, la hipertermia y la rabdomiolisis por esfuerzo (p.ej. miopatía de captura) pueden ser secuelas de los episodios de anestesia caracterizados por una inducción larga con una actividad excesiva y lucha (Chalmers y Barrett 1982). Estas mismas secuelas pueden producirse cuando un animal recibe una dosis menor a la necesaria o recibe de forma accidental una inyección parcial.
3. Es extremadamente difícil monitorizar y asistir a un animal agresivo o que vuela durante las fases de inducción y recuperación de la anestesia, fases durante las cuales se dan muchos de los problemas. Estos animales resisten vigorosamente la manipulación durante estas fases, haciendo que la monitorización y el cuidado de soporte sea casi imposible.
4. Los procedimientos de emergencia son muy difíciles de aplicar en la mayoría de mamíferos de gran tamaño (>900 kg) (p.ej. resucitación cardiopulmonar en un elefante!!!).

Quizá lo más difícil de realizar sea desistir de realizar una manipulación, ya sea con inmovilización física o con otras sustancias. Muchos procedimientos complejos requieren una amplia coordinación de gente y equipos. A menos que haya una emergencia, si algo no está funcionando bien o existe un factor que pueda cambiarse para mejorar el éxito del procedimiento, éste debería pararse y volverse a planificar.

Monitorización del animal anestesiado

El cuidado de soporte durante la anestesia dependerá de la especie y de su tamaño. En animales de peso superior a 500 gramos debería insertarse un catéter intravenoso para tener una vía rápida de administración de más anestesia, drogas de urgencia o terapia de sostén durante el procedimiento.

El animal debería colocarse de forma que la respiración no se viera comprometida. La cabeza de un rumiante, por ejemplo, debería mantenerse elevada por encima del nivel del rumen con la nariz dirigida hacia abajo para minimizar las posibilidades de regurgitación y

aspiración. Los animales de mayor tamaño (> 400 kg) deberían colocarse en superficies acolchadas para minimizar el daño por presión de los nervios superficiales o de grandes masas musculares, lo que puede causar problemas como miositis o parálisis radial.

Durante las intervenciones prolongadas, la posición del animal debería cambiarse periódicamente (a intervalos de 15 a 30 minutos) para minimizar los espasmos musculares y el entumecimiento de las articulaciones. Cualquier situación que dificulte al animal volver a la postura normal o la locomoción después de la anestesia es perjudicial y causa estrés, ansiedad y un exceso de lucha.

Durante todo el periodo de anestesia, deberían controlarse los ojos del animal y protegerlos de la luz directa del sol. Muchos de los agentes anestésicos disminuyen el reflejo palpebral, lo que reseca las córneas. Debería colocarse un trozo de tejido sobre los ojos y aplicarse una pomada oftalmológica. El tapar los ojos con un trozo de tejido también puede calmar al animal y reducir la necesidad de añadir anestesia.

El hablar y los sonidos externos deben mantenerse mínimos. También debería minimizarse el movimiento del animal para disminuir la estimulación. El posicionamiento de un paciente anestesiado es muy importante para asegurar una respiración adecuada y prevenir una mala alineación de las extremidades. Para girar un rumiante, debería hacerse llevándolo a una posición esternal y entonces girarlo; el girar al animal sobre su espalda potencia el vómito y debe evitarse.

La respiración es un parámetro crítico fácil de monitorizar a lo largo del periodo de anestesia, incluso durante la inducción y recuperación, cuando el acceso al animal es difícil. La frecuencia y profundidad respiratorias necesitan ser evaluadas. Es vital asegurar un intercambio de aire adecuado, porque si ocurre una oclusión parcial o completa de las vías aéreas puede que el animal realice movimientos respiratorios más fuertes sin intercambio de aire solamente durante un corto periodo de tiempo antes de que las complicaciones serias empiecen a producirse en cascada.

La pregunta clave, especialmente con animales peligrosos, es hasta qué punto es seguro manipular el animal. Esta pregunta se contesta de mejor forma con experiencia pero siempre es importante ser extremadamente cautos. La respuesta del animal a un estímulo debería probarse con un objeto inanimado como un palo antes de que el veterinario que administra la droga entre al recinto. Otra garantía es recuperar el dardo y comprobar que ha descargado toda la sustancia.

Una vez puede cogerse al animal, se comprueban inmediatamente otros parámetros. El examen del color y grado de perfusión de la mucosa oral es una manera simple de evaluar los sistemas cardíaco y respiratorio. Unas membranas mucosas rosas indican que hay una perfusión adecuada de los tejidos. Las membranas pigmentadas dificultan este tipo de evaluación pero pueden examinarse otros tejidos como la conjuntiva ocular o la vulva. El grado de perfusión se mide aplicando presión digital sobre las encías y después de retirar la presión, anotar el tiempo que tardan las encías en volver a tener el color rosado. Un tiempo de perfusión inferior a 1,5 segundos indica un flujo de sangre normal. El corazón se evalúa mediante auscultación, palpación o tomando el pulso, electrocardiograma (ECG) y presión sanguínea. La auscultación evalúa la frecuencia, intensidad del sonido, ritmo y murmullos. No es inusual detectar murmullos en animales anestesiados que parecen estar asociados a la posición del animal; en este caso, volver a girar el animal y comprobar de nuevo si existe el murmullo. La palpación del pulso periférico también permite evaluar la frecuencia y el ritmo cardíacos y permite obtener una

evaluación subjetiva de la presión sanguínea mediante la intensidad del pulso. Un ECG registra la actividad eléctrica del músculo cardíaco y nos da el ritmo y frecuencia cardíacos.

La presión arterial da una evaluación más funcional del corazón que la que facilita un registro del ECG. En muchos animales puede medirse la presión sanguínea indirecta utilizando un manómetro en la pierna o en la cola. La presión sistólica se mide cuando la aguja del manómetro empieza a moverse con la frecuencia del pulso, en el momento en que se libera la presión del manguito; como la aguja continua cayendo, cuando el balanceo de la aguja se para, se mide la presión diastólica. Están disponibles en el mercado (Dinamap, Critikon, Inc., Tampa, Florida 33607) sofisticados aparatos que pueden medir la presión sanguínea indirecta, registrando la presión sanguínea sistólica, diastólica y media así como la frecuencia cardíaca. Estas máquinas también están equipadas con alarmas que avisan a los ayudantes de presiones sanguíneas demasiado altas o demasiado bajas y/o lecturas de la frecuencia cardíaca. El seguimiento de la presión sanguínea indirecta es una forma no invasiva de controlar la evolución de la presión sanguínea durante la anestesia. La medición directa de la presión sanguínea requiere la canulación de una arteria y un transductor arterial. Aunque es más exacta que la aproximación indirecta, este procedimiento no es necesario durante la mayoría de los procedimientos anestésicos.

La temperatura del animal debería monitorizarse durante la anestesia. Los animales de pequeño tamaño (menos de 5 kg) por lo general pierden calor y necesitan calentamiento extra por medio de un sistema de agua caliente circulante (Gaymar T-pump, Gaymar Industries, Inc., Orchard Park, New York 14127) o una lámpara, mientras que los animales más grandes, en su mayoría unguilados, pueden sobrecalentarse y necesitar ser enfriados mediante rociamiento con agua fría, alcohol o colocando hielo.

La oximetría de pulso se ha convertido en un controlador fisiológico indispensable durante la anestesia en humanos y recientemente ha sido adaptada para su uso en especies de zoológico (Allen 1992). Es un método no invasivo de monitorización casi inmediata de la saturación de oxígeno en la sangre y de la frecuencia del pulso. Utiliza un transductor que envía un haz de luz a través de un lecho capilar pulsátil; el haz es leído por un sensor que registra las propiedades ópticas de la hemoglobina y hace una estimación de la saturación de oxígeno. El sensor, diseñado para humanos, se ha modificado para poder aplicarlo sobre un labio, oreja, lengua o septo nasal de un animal en un área no pigmentada. Existen nuevos sensores de reflectancia que obtienen lecturas mediante el rebote de luz sobre un hueso, eliminando de esta forma la necesidad de transiluminar una zona. Los sensores de reflectancia trabajan bien en el interior de la cavidad nasal, la vagina o el recto y proporcionan una lectura de la saturación de oxígeno más central. Algunos pulsioxímetros están combinados con otros monitores (p.ej. de presión sanguínea, ECG) y están equipados con varias alarmas que avisan al anestesista de cambios en la saturación de oxígeno y frecuencia del pulso. Estos monitores son de gran utilidad para ayudar a establecer el estado de los animales anestesiados. El equipo es portátil, lo que facilita su uso en el campo, y, debido a su popularidad en la anestesia de seres humanos, su precio está disminuyendo, haciéndolo más accesible a la mayoría de los veterinarios de zoológico.

Un plano de anestesia adecuado y útil varía dependiendo de la sustancia utilizada; es por ello por lo que debería establecerse la respuesta a un estímulo doloroso, como un

pinchazo. Un animal en un plano de anestesia quirúrgico tiene por lo general una buena relajación muscular, una frecuencia respiratoria regular, y no responde al dolor. Un aumento de la respiración, la presión sanguínea, o de la frecuencia cardíaca durante los estímulos dolorosos iniciales, como la primera incisión durante la cirugía, indican que el nivel de anestesia es inadecuado.

La profundidad de la anestesia se clasifica en 4 estadios, siendo el estadio 1 el nivel que aparece cuando el animal empieza a estar afectado y el estadio 4 el de sobredosis, con el animal cercano a la muerte (Guedel 1951). La secuencia de los estadios puede variar en función del anestésico y en cierta manera depende de cada especie. Por ejemplo, con las sustancias de acción rápida y/o con las administradas vía intravenosa (IV), los estados iniciales de la anestesia son cortos, indistinguibles, u ocurren de forma simultánea.

El estadio 1 de la anestesia se determina de forma subjetiva en animales y la descripción está mucho más adaptada a la medicina humana. Este plano se define por un estado de analgesia con desorientación. El estadio 2 consiste en delirio con pérdida de conciencia, excitación y actividad involuntaria. También hay un incremento del tono muscular, hipertensión, taquicardia, vómito, defecación, y micción así como respiración irregular que puede acabar con parada del reflejo respiratorio. El estadio 3 es el de trabajo de la anestesia o de anestesia quirúrgica y está subdividido en cuatro planos. En el plano 1 hay respiración costal regular y diafragmática, pero los estímulos dolorosos pueden provocar un aumento en las frecuencias respiratoria y cardíaca. En el plano 2 los ojos se quedan fijos y hay una menor contribución intercostal a la respiración, provocando una disminución del volumen tidal. Todavía existe aumento de la respiración y de la frecuencia cardíaca como reacción a estímulos dolorosos y todavía están presentes los reflejos laríngeos. En el plano 3 la respiración intercostal queda suprimida y los reflejos y respuestas a los estímulos dolorosos están ausentes. En el plano 4, los músculos intercostales y los abdominales están paralizados y las pupilas están fijas y dilatadas. Los ritmos respiratorio y cardíaco empiezan a disminuir cuando un animal está excesivamente anestesiado, y deberían tomarse medidas correctoras inmediatamente o el animal entra en el estadio 4 en el cual ocurre parálisis respiratoria, seguida de paro cardíaco, colapso circulatorio y muerte.

El objetivo es conseguir una dosis que haga pasar rápidamente al animal a través del estadio 2 (previniendo de esta forma la fase de agitación) a los primeros planos de la anestesia ligera (estadio 3). Esto puede conseguirse mediante anestésicos de acción rápida, premedicación con sedantes o tranquilizantes, administración intravenosa de la anestesia y manteniendo al animal en un ambiente tranquilo.

Una variable poco conocida, pero importante, es la situación del animal. Puede pasar que individuos de la misma especie que viven en dos grupos diferentes, reaccionen de forma distinta a la misma sustancia y dosificación. Estos factores deben ser considerados cuando se extrapola de sustancias y dosificaciones utilizadas en otras colecciones o de episodios de anestesia de animales en libertad. Con experiencia, cada responsable de anestesiar a mamíferos de zoológico desarrollará sustancias y dosis que cubran las necesidades de sus animales.

Tipos de anestésicos inyectables

Existen tres tipos generales de anestésicos inyectables utilizados en mamíferos de zoológico: anestésicos disociativos, tranquilizantes y sedantes, y sustancias narcóticas.

Anestésicos disociativos. El lugar de acción de los anestésicos disociativos es el córtex cerebral frontal o disociativo (Corssen, Miyasaka y Domino 1968). Estos anestésicos tienen propiedades analgésicas y amnésicas a la vez que mantienen los reflejos laríngeo y faríngeo. El efecto puede variar desde la sedación a dosis bajas hasta la anestesia quirúrgica a dosis elevadas. No obstante, cuando se utilizan solas, en muchas especies estas sustancias estimulan el sistema nervioso central (SNC) y producen poca relajación muscular.

Incluso a un nivel de anestesia con una analgesia adecuada, los animales parece que están parcialmente despiertos. Los anestésicos disociativos son seguros, de acción rápida y efectivos en una amplia gama de especies (Beck 1972). Estimulan el sistema cardiovascular y mantienen la respiración de forma adecuada. En muchas especies estas sustancias son excretadas vía renal y deberían utilizarse con cuidado en animales en los que se sospechen problemas renales. Los anestésicos disociativos no tienen antagonistas directos.

El anestésico disociativo más comúnmente utilizado en especies no domésticas es la ketamina clorhidrato (HCl) (Vetalar, Parke-Davis, Warner Lambert, Morris Plains, New Jersey 07950) (Beck 1976). La concentración veterinaria es de 100 mg/ml, y puede incrementarse hasta 200 mg/ml por liofilización y reconstitución (Haigh 1978). La ruta de administración de la ketamina suele ser la intramuscular (IM); no obstante, la ketamina intravenosa produce un rápido efecto y, comparada con una inyección IM, periodos de recuperación más cortos. La ketamina utilizada sola, incluso a la concentración más elevada, requiere un volumen de inyección grande en algunas especies de gran tamaño, lo que puede causar problemas con los sistemas de lanzamiento a distancia utilizados (p.ej. dardos). Para administrar una dosis suficiente, se necesita un dardo de mayor tamaño y una fuerza de lanzamiento mayor, lo que aumenta el potencial de causar daño al animal. Otra desventaja de la ketamina es que las inyecciones son dolorosas, produce poca relajación muscular, salivación excesiva, y el animal tiende a convulsionar. Para evitar algunos de estos problemas es frecuente combinar la ketamina con un tranquilizante o un sedante, lo que permite un episodio anestésico más suave con mayor relajación muscular, convulsión mínima y una disminución del volumen general de la sustancia; no obstante, el tiempo de recuperación de la anestesia puede verse prolongado.

La ketamina es activa vía oral y ventajosa cuando uno se enfrenta a un animal gruñón de pequeño a mediano tamaño confinado en una jaula pequeña. La ketamina puede lanzarse a chorro en la boca del animal con una jeringuilla, lo que generalmente produce una sedación rápida y adecuada y permite un acceso más fácil para una inyección suplementaria. La dosis oral debería igualar la dosis IM. Si se utiliza una aguja con la jeringuilla, se utilizará una jeringa tipo Luer para prevenir la proyección de la aguja en el interior de la boca.

Otro anestésico disociativo es la tiletamina HCl combinada con zolacepam HCl en proporción 1:1. Esta preparación se conocía originalmente como CI744 y había sido utilizada de forma experimental durante más de veinte años en especies de zoológico con excelentes resultados (Boever, Holden y Kane 1977; Gray, Bush y Beck 1974; Schobert 1987). Esta combinación anestésica se comercializa en Estados Unidos como Telazol (Aveco Co., Inc., Fort Dodge, Iowa 50501) y en Francia como Zoletil (Laboratories reading Z.A.C., 17, Rue des Marronniers, 94240 L'Hax-les-Roses). La tiletamina utilizada sola

produce muchos efectos colaterales en el SNC (incluyendo convulsiones y temblores musculares), que se eliminan cuando se utiliza en combinación con el zolacepam (una benzodiacepina). La combinación es un anestésico IM de acción rápida con un amplio margen de seguridad para una amplia variedad de especies. La sustancia puede concentrarse hasta 500 mg/ml, una gran ventaja cuando se utilizan sistemas de liberación a distancia; por ejemplo, un león adulto, *Panthera leo*, puede anestesiarse con un volumen de 1 ml. No hay depresión respiratoria y durante la anestesia se mantiene bien la integridad cardiovascular. La salivación es mínima, se mantiene el reflejo de deglución, y el periodo de recuperación es suave y relativamente corto. Las desventajas incluyen temblores y que no existe un antagonista de la sustancia.

Tranquilizantes. Existen tres clases de tranquilizantes: las fenotiacinas (promacina, acepromacina) (Sparine, Wyeth Lab. Inc., Philadelphia, Pennsylvania 19101), las benzodiacepinas (diacepam) (Valium, Roche Laboratories, Nutley, New Jersey, 07110) y las butirofenonas (droperidol, azaperona) (R 1929, Janssen Pharmaceutical, Belgium). Las fenotiacinas son sedantes, antieméticas, antiarrítmicas y antihistamínicas. En los mamíferos de zoológico, como la sedación que producen es inadecuada para los procedimientos de manipulación, las fenotiacinas se combinan con otras sustancias anestésicas para reducir la dosis de anestésico, ayudar a que la inducción y recuperación sean más suaves y para aumentar la sedación. Las desventajas incluyen depresión respiratoria, disminución de la presión sanguínea, interrupción de la regulación de la temperatura y un tiempo de recuperación prolongado. Immobilon, una preparación comercial disponible en Europa, es una combinación de 10 mg/ml de maleato de acetilpromacina, un tranquilizante fenotiacínico, y el narcótico etorfina HCl a una concentración de 2,45 mg/ml.

Los tranquilizantes benzodiacepínicos, diacepam (Valium) o zolacepam, producen sedación ligera y amnesia con un efecto mínimo sobre la respiración. Estas sustancias se utilizan en su mayoría con otros anestésicos como la tiletamina, o se administran vía IV para controlar las convulsiones observadas con los anestésicos disociativos. Estas sustancias, efectivas vía oral, pueden utilizarse como preanestésico o para calmar a los animales excitables recientemente introducidos en un nuevo entorno.

El uso de tranquilizantes de larga acción ha mostrado recientemente ser una gran promesa en el manejo y el transporte de especies no domésticas (Ebedes 1993). Para conseguir la larga duración de la acción, los tranquilizantes se combinan con bases oleosas (p.ej.aceite de sésamo). Estas sustancias no están actualmente disponibles en los Estados Unidos en su forma retardada. Estas formulaciones fueron desarrolladas para tratar los síntomas de las psicosis agudas y crónicas, incluyendo la esquizofrenia crónica, con una única inyección IM que controla los síntomas durante semanas. Cuando se utilizan estas preparaciones en ungulados, se observa un efecto calmante con disminución de la actividad motora. Los animales parecen indiferentes a su entorno mientras que siguen comiendo y bebiendo con normalidad. Estos tranquilizantes tienen tiempos de inducción y duración de la acción diferentes; por ello puede ser necesario utilizar combinaciones para alcanzar la sedación inicial de las drogas de corta acción mientras se espera a que hagan efecto las sustancias de larga acción. Las sustancias que actualmente están siendo evaluadas en África son Trilafon LA (Sherag), Piportil Depot (Lundbeck) y Cloplixol-Acuphase (Lundbeck). Los primeros informes sobre el uso de estos tranquilizantes de larga acción indican que serán una herramienta útil en el manejo de ungulados no domésticos.

Sedantes no narcóticos. El sedante/analgésico no narcótico más ampliamente utilizado en mamíferos domésticos (Knight 1980) y no domésticos (Hime y Jones 1970) es la xilacina (Rompun, Bayvet Miles Laboratories, Inc., Shawnee, Kansas 66201). La xilacina es un agonista alfa-2-adrenérgico pero puede tener actividad sobre otros receptores; puede ser parcialmente antagonizada por los alfa-2-antagonistas yohimbina (Antagonil Wildlife Laboratories, Inc., Fort Collins, Colorado 80524) (Jessup y col. 1983, 1985), tolazolina (Allen 1986^a, 1986b), o idazoxan (Crawshaw, Mehren y Black 1986). La capacidad de antagonizar parcialmente la xilacina ha resultado ser una desventaja de sus prolongados efectos sedantes en algunas especies y ha llevado a un uso más extendido.

En algunas especies (especialmente carnívoros), la sedación inducida con xilacina sola puede ser vencida si el animal es estimulado, y por ello su uso como único anestésico en individuos peligrosos está contraindicado. La xilacina se utiliza en otras especies para manipulaciones menores. Los bóvidos, camélidos y, en menor grado, los cérvidos son muy sensibles a la xilacina. En contraste, la xilacina sola tiene poco efecto sobre los équidos salvajes. Por lo general, en muchas especies en libertad, excitables, la xilacina sola tiene efectividad limitada y por ello se utiliza junto con otras sustancias, generalmente ketamina o etorfina. Para que el efecto sea máximo, la xilacina debe administrarse a un animal encerrado y tranquilo. Una vez administrada vía IM, el comienzo de los signos ocurre a los 5-10 minutos, y el efecto sedante máximo ocurre a los 20 minutos. Cuando se utiliza en combinación con anestésicos disociativos o narcóticos, la xilacina profundiza el nivel de anestesia. Otros efectos de la xilacina incluyen relajación muscular, depresión respiratoria, disminución de la motilidad intestinal, disminución de la temperatura corporal y de la frecuencia cardíaca. La bradicardia inducida por la xilacina puede prevenirse mediante la administración de atropina sistémica. La sedación con xilacina también provoca hiperglicemia con glucosuria secundaria y una disminución en la cantidad de glóbulos circulantes, como refleja el bajo hematocrito (Custer y col. 1977; Dreuemo y Karstad 1974). Estos cambios alteran los datos clínico-patológicos del animal.

Narcóticos. Los anestésicos narcóticos utilizados en ungulados no domésticos son potentes derivados sintéticos de la morfina, a veces referidos como las drogas de la serie M (Harthorn 1966). Las tres drogas más importantes son la etorfina (M99, Lemmon Company, Sellersville, Pennsylvania 18960), el fentanilo y el carfentanilo (Wildnil, Wildlife Laboratories Inc., Fort Collins, Colorado 80524). Todos producen analgesia seguida de pérdida de la consciencia, sedación, depresión respiratoria y disminución de la motilidad intestinal.

Actúan previniendo la liberación o captación de neurotransmisores mediante la unión a receptores específicos del cerebro. Las drogas de la serie M, que se metabolizan en el hígado, pueden antagonizarse mediante la administración de diprenorfina (M50-50), naloxona, o naltrexona. Las sustancias de la serie M son muy potentes y debe tenerse mucho cuidado en prevenir la exposición humana por inyección accidental; incluso algunas gotitas sobre las membranas mucosas del ser humano o sobre cortes de la piel pueden producir una depresión respiratoria grave y la muerte. En instalaciones que utilizan estas sustancias, el personal debería ser entrenado en los métodos CPR, y los hospitales locales de urgencias deberían ser aconsejados sobre los cuidados que hay que dar a los humanos que accidentalmente se inyectan con estas sustancias. Estas precauciones deben extenderse a la manipulación de dardos después de la inyección para prevenir la exposición a residuos de la sustancia. Toda persona que manipule

sustancias de la serie M o los dardos contaminados, debería llevar guantes y lavarse las manos inmediatamente. Como estas sustancias son narcóticos, serán necesarios protección y controles de inventario por parte de las agencias reguladoras federales.

Métodos de administración de las sustancias

El método de administración depende la sustancia, acceso al animal, equipo disponible, y la capacidad del personal (Bush 1992).

Administración oral. La administración oral se utiliza de forma poco frecuente por tres razones: (1) la aparición de los signos de la anestesia suele ser lenta, (2) pocas sustancias producen una anestesia aceptable cuando se utilizan oralmente, y (3) suelen tener que esconderse con la comida, ralentizando la absorción e incrementando el riesgo de regurgitación.

Incluso con estos problemas, existen dos situaciones en las cuales la administración oral de las sustancias puede ser interesante: administración de diazepam a los grandes primates como premedicación, y la administración de ketamina a los pequeños e intratables carnívoros encerrados en pequeñas jaulas tal y como se comentó con anterioridad.

Inyecciones intramusculares. Las inyecciones intramusculares son el método más frecuente para la administración de sustancias. La inyección se realiza en la masa muscular, donde el riego sanguíneo permite una rápida absorción. Las inyecciones subcutáneas (SC) o en la grasa son por lo general menos deseables debido a que la absorción es más lenta ya que el flujo sanguíneo es reducido. Una inyección SC puede hacer que nos encontremos con un animal que tropieza y excitable que requiera drogas suplementarias, lo que inevitablemente causa un periodo de recuperación más largo. Con una absorción más lenta, puede ser que la concentración de la sustancia sea insuficiente para afectar al sistema nervioso central, un problema que se ve agravado si el cuerpo empieza a excretar o metabolizar las sustancias.

Siempre que sea posible, el método de elección es la inyección intramuscular manual, permitiendo una buena administración de la droga a un animal contenido físicamente. La tendencia es aplicar la inyección rápidamente, pero si es posible, la administración debería ser lenta para minimizar el dolor asociado a la dilatación de los músculos y nervios por parte del líquido.

Las inyecciones intramusculares también pueden aplicarse utilizando una vara de inyección. La vara actúa a modo de émbolo de la jeringa. La longitud de la vara puede ser de varios pies de largo, pero si se añade longitud, se añade peso, disminuye la movilidad y disminuye la precisión. La vara de inyección está equipada con un protector para prevenir la rotura de la aguja por el sitio de unión. Las varas de inyección están disponibles comercialmente o pueden construirse fácilmente. Una vara de inyección de color oscuro disminuye la oportunidad de que el animal la vea. La inyección de la droga empieza con el impacto y el contacto con el animal debe mantenerse durante el tiempo de inyección. Esto no es problema para pequeños volúmenes pero para volúmenes superiores a 6-12 ml, puede necesitarse que el contacto se mantenga durante 1 a 2 segundos. El tiempo de contacto puede disminuirse utilizando agujas de gran calibre (14 o 16 G) pero éstas tienden a lacerar al animal en movimiento durante la inyección. La vara de inyección también es útil para las aplicaciones diarias de antibiótico. Muchos animales acaban reconociendo la vara de inyección y se convierten en blancos móviles.

En estos casos deberemos anticiparnos al movimiento del animal y la vara deberá seguir la dirección del animal durante la aplicación de la inyección.

Históricamente, el dardo explosivo fue el método estándar para aplicación de sustancias a distancia a grandes mamíferos (Bush 1992). El principal peligro de este método es el gran impacto que se produce en el cuerpo del animal, lo que puede provocar una amplia lesión muscular, fracturas o penetración de cavidades corporales. La inyección de la sustancia es el resultado de la detonación de una carga de pólvora en la jeringuilla, causando una inyección rápida y dolorosa. Los dardos son propulsados por un rifle o una pistola de CO2 comprimido, o una carga de pólvora. El sistema de lanzamiento con CO2 se ve dificultado con el clima caluroso, que minimiza la expansión del gas, disminuyendo la fuerza de propulsión. Este problema se evita manteniendo caliente la pistola de CO2. Los dardos deberían esterilizarse antes de su uso (Bush y Gray 1972). La herida resultante del dardo puede necesitar atención médica. No es raro que haya una penetración parcial del cilindro del dardo en el músculo; estas heridas pueden limpiarse con una solución desinfectante e instilarse una pomada antibiótica. Debido a la herida de la piel y al daño muscular, debería administrarse un antibiótico sistémico de larga acción.

La utilización de equipos de dardeo a distancia precisa de las mismas precauciones y regulaciones que cuando se manipula un arma de fuego. El uso adecuado de la jeringa proyectil necesita buena puntería y práctica. Las prácticas iniciales deberían utilizar objetivos inertes para poder llegar a entender el funcionamiento de la pistola y los métodos para minimizar el impacto del dardo. Hay que considerar muchas variables en cada disparo, incluyendo la distancia del objetivo y cómo compensar mediante puntería y/o ajustando la fuerza de propulsión del sistema de lanzamiento. El tamaño y el peso del dardo determinan la fuerza de propulsión necesaria para alcanzar el objetivo. Los dardos grandes proyectados desde distancias largas son especialmente influenciados por las corrientes de viento.

Los dardos pueden fallar por muchas razones. En primer lugar, el impacto sobre el animal puede ser insuficiente para detonar la carga de la inyección. En segundo lugar, la carga del detonador puede ser defectuosa. Tercero, la aguja puede obturarse con un trozo de piel incluso si la carga explota. Esta situación es peligrosa para el personal que manipula el dardo después de la administración, sobre todo si contiene una sustancia de la serie M. La aproximación adecuada es: en primer lugar retirar la pieza de la cola, utilizando guantes, para asegurarse de que el dardo no está presurizado. Si se desacopla primero la aguja, puede pasar que el contenido del dardo nos rocíe la cara.

El método de lanzamiento más recientemente desarrollado para la aplicación de inyecciones IM es una cerbatana, que tiene un impacto y una inyección menos traumática que el dardo explosivo estándar. La cerbatana tiene varios componentes básicos:

1. La punta de la aguja está tapada, y en el lado de la aguja, cubierto por un manguito móvil, hay un agujero.
2. El cilindro de la jeringuilla (1-10 ml de volumen) contiene un émbolo desplazable con un compartimento trasero sellado.
3. El dardo contiene una pieza final (cola) para facilitar el vuelo aerodinámico.

Se introduce la sustancia en el cilindro de la jeringuilla, delante del émbolo móvil, y se acopla la aguja. La funda móvil cubre el orificio lateral de la aguja. La cámara trasera al

émbolo móvil se presuriza con aire o butano líquido, aplicando una fuerza de compresión sobre el compartimento de la droga. Se coloca el dardo en la cerbatana y se dispara al animal soplando. Cuando la aguja atraviesa la piel, la funda es empujada, quedando el orificio destapado y permitiendo la salida de la sustancia ya que el émbolo es empujado hacia atrás. Comparado con el sistema estándar de pólvora, las cerbatanas son mucho menos traumáticas, habiendo incluso animales que no se dan cuenta de que se les ha aplicado una inyección. La distancia de lanzamiento varía con el sistema de propulsión: utilizando los pulmones puede lanzarse un dardo de forma precisa hasta distancias de 10 a 15 metros; otros métodos que utilizan aire comprimido o un rifle de pólvora permiten alcanzar distancias efectivas de hasta 40 metros. Cuando se utiliza el butano como agente presurizador, las temperaturas frías pueden inhibir su expansión, evitando la inyección completa de la droga y por lo tanto limitando la efectividad del sistema de lanzamiento.

Inyecciones intravenosas.

La inyección inicial de sustancias directamente en la vena de animales salvajes es poco frecuente debido a que es necesaria la inmovilización. Esta aproximación puede tener algunas aplicaciones, por ejemplo, cuando se tiene acceso a la vena lateral de la cola de un gran felino inmovilizado en una jaula de contención. Las inyecciones intravenosas de etorfina se utilizan en elefantes bien entrenados a los que puede ordenárseles que se estiren de lado. Este método permite un inicio rápido de la anestesia mientras que evita la posibilidad de heridas por caída al animal. La ruta IV también es útil para sustancias suplementarias cuando se desea un efecto rápido o para administrar el antagonista cuando se han utilizado sustancias de la serie M o xilacina. No obstante, la inaccesibilidad de las venas en algunas especies (p.ej. armadillos, osos perezosos) puede ser un problema.

Técnicas de administración de anestesia gaseosa.

En pequeños mamíferos (menos de 500 gramos) es frecuente la utilización de gases para inducir la anestesia. La anestesia gaseosa también se utiliza para suplementar otras anestesias durante intervenciones prolongadas como cirugías. Este tipo de acceso permite controlar mejor la profundidad de la anestesia, que puede ser cambiada ajustando la concentración del agente y controlando la respiración mediante ventilación por presión positiva.

Existen dos tipos de agentes anestésicos gaseosos. El éter y el metoxiflourano pueden administrarse empapando un algodón con el anestésico (método "open drop") y exponiéndolo al animal, mientras que el halotano y el isoflourano, que son mucho más potentes, deben administrarse mediante un vaporizador para evitar las concentraciones fatales.

El éter es extremadamente peligroso debido a sus potencial explosivo y la tendencia a irritar las membranas mucosas. Cuando se utiliza éter para inducir la anestesia, hay que luchar excesivamente con el animal. El metoxiflourano es seguro, no explosivo, y puede administrarse tanto mediante el método de "open drop" como mediante vaporizador. En pequeños animales, el método de "open drop" supone aplicar el anestésico sobre un algodón absorbente y colocarlo junto con el animal dentro de una pequeña cámara hermética. El periodo de inducción es más largo que el de los agentes gaseosos. Una vez anestesiado, se saca al animal, y la anestesia se mantiene mediante mascarilla o tubo endotraqueal. El uso de metoxiflourano mediante vaporizador permite un mejor control de

la anestesia y evita la dispersión excesiva de anestésico en el ambiente. Ha habido algunos problemas recientes acerca de la seguridad de estos productos para el ser humano, y su uso ha sido rechazado.

El halotano es un anestésico gaseoso utilizado frecuentemente en especies de zoológico; no obstante el isoflurano, un nuevo anestésico gaseoso, ha acabado siendo el agente gaseoso más utilizado. Tanto el halotano como el isoflurano necesitan utilizar un vaporizador de precisión; si se utilizan en un sistema de "open drop", serían mortales para el paciente.

El óxido nitroso fue utilizado comúnmente para suplementar a otros anestésicos gaseosos y reducir las concentraciones necesarias de otros anestésicos, y para mejorar la relajación muscular para las cirugías. Para prevenir la cianosis, el óxido nitroso se utiliza en una proporción de 1:2 oxígeno:óxido nitroso o una mayor concentración de oxígeno. El óxido nitroso no debería utilizarse en rumiantes o en animales con aire intratorácico o intraruminal porque se difunde por estos sacos de aire, expandiendo el volumen de gas y comprometiendo las funciones corporales, incluyendo la respiración. El uso del isoflurano y las preocupaciones sobre la contaminación de la sala de operaciones con óxido nitroso ha eliminado prácticamente el uso de éste último.

Para controlar adecuadamente la respiración, los animales que reciben anestesia gaseosa son intubados con una sonda endotraqueal. Estas sondas están provistas de un balón inflable en el exterior de la sonda que, cuando se infla, forma un cierre hermético en la tráquea, permitiendo una respiración por presión positiva eficaz a la vez que previene la aspiración de contenido gástrico regurgitado. No obstante, el inflado excesivo del balón puede acabar provocando una necrosis traqueal por presión. En comparación con una mascarilla, una sonda endotraqueal de tamaño adecuado y bien colocada reduce la cantidad total de anestesia necesaria. Esto es de especial importancia en animales de gran tamaño porque reduce el coste de la intervención mientras que minimiza la pérdida de gas en el ambiente, un peligro potencial para el personal. Para ayudar a minimizar la contaminación ambiental, los aparatos de anestesia deberían disponer de un recogedor de residuos o ser sistemas cerrados.

PROCEDIMIENTOS DE MANIPULACIÓN ESPECÍFICOS

Para discutir sobre este tema, los mamíferos en cautividad se han clasificado en seis grupos generales: (1) mamíferos de pequeño y mediano tamaño (menos de 5 kg), (2) carnívoros de tamaño medio a grande (5 kg o más), (3) ungulados de pequeño a medio tamaño (900 kg o menos), (4) megaungulados (más de 900 kg), (5) primates, y (6) mamíferos marinos. En cada uno de los apartados se comentan primero los aspectos relativos a la contención física, seguido de anestésicos y técnicas que actualmente dan resultados satisfactorios.

Pequeños mamíferos

En mamíferos de menos de 5 kg de peso corporal, se llevaban a cabo las intervenciones de manipulación menores mediante contención física con guantes y/o redes. La contención física es aún el método de elección para intervenciones menores y cortas que llevan poco tiempo y que conllevan estímulos dolorosos mínimos (p.ej. vacunaciones, marcaje en las orejas, cortes de uñas). Cualquier intervención más larga o manipulación quirúrgica requiere anestesia general.

Las técnicas de contención física en pequeños mamíferos requieren un control estricto para prevenir un uso excesivo de la fuerza física, ya que los guantes gruesos puede que no permitan al encargado de sostener al animal “sentir” la fuerza que aplica directamente sobre él. Los guantes y las redes son fómites que pueden transmitir infecciones de animal a animal a menos que se desinfecten adecuadamente después de cada uso.

Como en todas las especies, el procedimiento anestésico se ve facilitado conteniendo primero al animal en un área pequeña con la mínima excitación precaptura. Esto se realiza atrapando al animal o cambiándolo a una jaula madriguera o jaula de captura, seguido del traslado a una pequeña jaula de transporte o jaula de contención.

Hay dos opciones de anestésicos para pequeños mamíferos: inyectable o gaseosa. La ketamina es un anestésico inyectable muy usado en pequeños mamíferos. Una dosis media de 10 mg/kg provee un nivel de anestesia seguro y fiable en la mayoría de especies, aunque las especies más pequeñas con tasas metabólicas más altas pueden necesitar más por unidad de peso (hasta 40 mg/kg). Bajo esta anestesia, se mantienen adecuadamente las frecuencias respiratoria y cardíaca incluso a un nivel de anestesia quirúrgico. Los problemas con la ketamina incluyen poca relajación muscular, temblores musculares, y ocasionalmente convulsiones. Los temblores musculares son especialmente prevalentes en Vivérridos, por lo que necesitan tranquilización (acepromacina: Prom Ace, Fort Dodge Laboratories, Fort Dodge, Iowa 50501) o sedantes (xilacina) para la relajación muscular. En comparación con la mayoría de pequeños mamíferos, los lagomorfos y roedores necesitan dosis más altas de ketamina: se recomiendan de 30 a 40 mg/kg, más 2-4 mg/mg de xilacina o 1 mg/kg de acepromacina para obtener relajación muscular.

El Telazol (Zoletil) va muy bien en mamíferos de tamaño pequeño a mediano a dosis de 4-10 mg/kg, siendo las dosis más altas las recomendadas para las especies de menos de 2 kg. Tras el uso de Telazol en Vivérridos, pueden observarse temblores musculares menores u otros signos leves del SNC, pero su gravedad es mucho menor que la observada cuando se utiliza ketamina.

La anestesia gaseosa puede utilizarse en pequeños animales de menos de 500 gramos y el agente de elección es el isofluorano. El metoxifluorano puede aplicarse mediante un algodón absorbente y colocarse en una cámara hermética hasta que el animal esté anestesiado. Este es un excelente método anestésico para uso en el campo ya que el metoxifluorano es seguro, no explosivo, y no necesita un vaporizador. El halotano y el isofluorano inducen la anestesia más rápidamente y permiten una recuperación más rápida. Se coloca al animal en una pequeña cámara o se le aplica una mascarilla, y se añade el anestésico a concentraciones de 3 a 5% mediante el vaporizador. Una vez el animal es tratable, se saca de la cámara y se mantiene la anestesia mediante la mascarilla a una concentración menor, del 1 al 3% , dependiendo de la profundidad de anestesia que se necesite. La intubación endotraqueal en los mamíferos más pequeños (menos de 500 gramos) es difícil y no se realiza de forma rutinaria.

Carnívoros de mediano a gran tamaño

Los carnívoros con un peso corporal superior a los 5 kg se consideran peligrosos si se manipulan sin anestesia. La contención física suele llevarse a cabo mediante una jaula de contención, donde pueden realizarse procedimientos menores y un examen rápido. En los grandes félidos pueden obtenerse muestras de sangre de la vena lateral de la cola. También es posible administrar medicación por inyección IM, vacunas o sustancias

anestésicas. La jaula de contención debería colocarse en la vía de acceso del animal, de forma que éste pase a través de la jaula de contención para salir al exterior o para alimentarse. Esto permite atrapar al animal cuando se necesita realizar una manipulación.

Las redes pueden utilizarse para capturar y contener algunos carnívoros de gran tamaño, pero el riesgo es considerable. Atrapar a un carnívoro de 20-25 kg utilizando una red supone un elevado esfuerzo de coordinación con un equipo y entorno adecuados (p.ej. algunos recintos tiene mobiliario donde pueden enredarse redes cuando se está intentando atrapar el animal o éste intenta protegerse a sí mismo).

La mayoría de procedimientos de manipulación para este grupo necesitan realizarse con anestesia, siendo la droga de elección los anestésicos disociativos. Para un informe histórico sobre el uso de la fenciclidina, un predecesor de la ketamina, se recomienda la revisión de Seal y Erickson (1969).

La ketamina se utiliza de forma rutinaria para anestesiar carnívoros de mediano a gran tamaño. Cuando la ketamina se utiliza sola, se observan efectos colaterales indeseables que van desde poca relajación muscular y temblores hasta convulsiones. Además, para anestesiar animales de gran tamaño (más de 120 kg) se necesita un volumen de 12-20 ml, incluso tras la liofilización de la droga. Aunque no supone ningún problema administrarla mediante inyección manual a un animal inmovilizado en una jaula de contención, administrar este volumen por inyección a distancia (p.ej. dardos) requiere bien un dardo de gran tamaño o bien varios dardos. La cantidad de ketamina necesaria puede reducirse añadiendo un tranquilizante o sedante, que ayuda a controlar algunos de los efectos colaterales adversos asociados a los anestésicos disociativos (Logan y col., 1986; Gonzales y McDonnell 1986). No obstante, incluso esta última aproximación no siempre prevendrá las convulsiones. Algunos animales solamente experimentan una o dos convulsiones cortas al inicio del procedimiento y luego se quedan quietos. La actividad convulsiva continua puede eliminarse administrando diazepam vía IV (0,02 mg/kg). Por lo general no se recomienda el diazepam hasta que aparece una tercera crisis convulsiva, excepto en los casos en que las primeras convulsiones son muy fuertes. La "Hellabruan Mixture" (Mezcla de Hellabruan) es una combinación anestésica (125 mg de xilacina más 100 mg de ketamina/ml) utilizada en muchas especies de mamíferos en los zoológicos europeos (Wiesner 1977). La xilacina liofilizada se diluye con ketamina acuosa, obteniéndose una combinación que puede administrarse en pequeños volúmenes para anestesiar de forma efectiva carnívoros de gran tamaño. Por ejemplo, la dosis de Hellabruan Mixture recomendada para un tigre subadulto es de 1,5 ml (187 mg de xilacina más 150 mg de ketamina) y de 3 ml (375 mg de xilacina más 300 mg de ketamina) más 1 ml de ketamina para un tigre adulto. Esta dosis tan elevada de xilacina produce un tiempo de recuperación prolongado, que puede acortarse administrando un antagonista como la yohimbina (0,1-0,15 mg/kg IV).

La xilacina puede producir bradicardia severa y salivación, pudiéndose controlar las dos mediante inyección IM o IV de atropina (0,02 mg/kg). La yohimbina también revierte los efectos de la atropina. El uso de xilacina sola en grandes carnívoros es muy peligroso y está contraindicado. El animal inyectado, aunque parece anestesiado, puede volverse fácilmente excitable y reaccionar agresivamente. La dosis de xilacina que permite manipular al animal de forma segura provoca una severa depresión respiratoria.

La sustancia de elección para carnívoros es el Telazol (Gray, Bush y Beck 1974; Boever, Holden y Kane 1977; Bush y col. 1978; Bush, Custer y Smith 1980). El telazol puede concentrarse a 500 mg/ml de manera que puede anestesiar un carnívoro de gran tamaño utilizando solamente 1-2 ml de líquido, una ventaja considerable cuando se utiliza un sistema de lanzamiento a distancia. La dosis normal de telazol para carnívoros es de 2-3 mg/kg. El periodo de inducción es rápido y suave, y la aparición de los signos suele tardar de 2 a 4 minutos. Si solamente se necesita una inyección, el tiempo de recuperación no se prolonga, siendo por lo general de 3-4 horas. De forma ocasional, un paciente puede experimentar un efecto de re-sedación a las 24-36 horas de la inyección inicial de telazol. Los tigres siberianos (*Panthera tigris altaica*) y los tigres de Bengala (*Panthera tigris tigris*) incluyendo la mutación de color blanco, han respondido de esta forma al telazol, mostrando entorpecimiento y re-sedación a las 24-72 horas después de la completa recuperación inicial. La dosificación de telazol puede variar con la actividad y el estado del animal. Por ejemplo, calmar tigres en cautividad necesita 0,5 mg/kg para una anestesia adecuada mientras que para tigres en libertad se necesitan 3-11 mg/kg (Smith, Sunquist y Rai 1983).

Los osos, debido a su naturaleza, necesitan ser anestesiados para ser manipulados con seguridad. Para ello se han utilizado con éxito varias combinaciones de otras sustancias con anestésicos disociativos (Bush, Custer y Smith 1980) incluyendo la etorfina (Herbert, Lay y Turnbull 1980).

Para tratamientos médicos prolongados o intervenciones quirúrgicas, se recomienda la anestesia gaseosa. Después de la anestesia inicial con sustancias inyectables e intubación traqueal, pueden usarse tanto halotano como isofluorano, dependiendo de las preferencias del anestesista. La intubación de grandes carnívoros es más fácil utilizando un laringoscopio largo. La mayoría de animales tienen respiración espontánea con respiración asistida de forma ocasional, pero a veces está indicada la ventilación por presión positiva.

Ungulados de pequeño a mediano tamaño

Este diverso grupo de mamíferos varía de forma marcada en temperamento y fisiología, lo que hace que exista la necesidad de numerosas estrategias de manipulación y anestesia. Para el objetivo de este capítulo este grupo está formado por todos los ungulados excepto los megavertebrados, que se detallan y discuten más adelante.

Por lo general, la carga y movimientos de rutina de los ungulados debería realizarse sin anestesia. Para facilitar la separación, traslado y encierro de los animales se necesitan rutas, vallas y jaulas adecuadas. El acondicionamiento y la familiaridad del animal con las instalaciones permiten enjaular al animal de forma no estresante para el traslado o para realizar intervenciones médicas (Harthoorn 1979). El mayor éxito puede conseguirse si la instalación reúne las siguientes características:

1. La localización del sistema de contención permite que los animales lo alcancen al moverse desde otros recintos.
2. Las rutas y puertas permiten el movimiento y separación de los animales por control remoto.
3. Los suelos son seguros para correr, permiten el drenaje y pueden ser fácilmente saneados.
4. Los muros son sólidos, lisos y lo suficientemente altos como para disuadir al animal de intentar escalar o saltar.

5. Los puestos de observación permiten el control de la posición y estado del animal durante el procedimiento.
6. El diseño permite que el personal pueda forzar al animal a ir a un área más cerrada y eventualmente a un cajón/caja, rampa o remolque.

La contención física de pequeños ungulados (menos de 15 kg) es adecuada para intervenciones menores (p.ej. extracción de sangre, desparasitación, medicación). El riesgo principal no es el sostenimiento físico del animal sino la captura inicial en el recinto o jaula. Las redes son útiles pero existe posibilidad de lesión si se utilizan de forma inadecuada, lo que puede causar lesiones en las patas u otro trauma. Además de en una jaula estándar o en un cercado de captura, un animal puede ser acorralado en una esquina utilizando escudos de madera aguantados manualmente o mediante una cortina de un material opaco como el plástico. El uso de tableros, o una cortina, protege al personal, oscurece la silueta de las personas, y disminuye la distancia al animal a la vez que la excitación.

Atrapar un animal a mano requiere tanto destreza como conocimientos acerca de la capacidad del animal para autolesionarse y de lesionar al encargado. Los puntiagudos cuernos y las potentes patas traseras de los pequeños ungulados son capaces de cortar tanto la ropa como la piel. Los cuernos de un pequeño antílope y, en algunas especies, los dientes (p.ej. muntjacs, *Muntiacus* spp.) pueden causar pinchazos o laceraciones graves. Una vez el animal es atrapado, el cuerpo debería ser sostenido entre las piernas del encargado de manera que puedan desalinearse los potentes músculos traseros, minimizando de esta forma las patadas.

La contención física de ungulados de mayor tamaño necesita de una rampa de derribo o una jaula de contención. Los bóvidos suelen tolerar mejor la contención física que los cérvidos. Una rampa para ganado modificada, cubierta con un techo y con laterales lisos y sólidos son una opción para minimizar las lesiones durante el enfrentamiento con el animal. Una vez el animal está bien asegurado, pueden retirarse los laterales de la rampa para ganar acceso al animal. La parte anterior de una rampa comercial es peligrosa porque algunos animales tienen tendencia a girarse o voltearse una vez tienen sujeta la cabeza, una maniobra muy peligrosa. Un aspecto importante a tener en cuenta en la captura de ungulados fácilmente excitables es que puede provocar miopatía de captura (Hofmeyr, Louw y de Precz 1973; Harthoorn y Van der Walt 1974). En muchas situaciones, la anestesia conlleva menos riesgo tanto para el animal como para el manipulador.

Las dos complicaciones de mayor importancia de la anestesia de ungulados son la hipertermia y el vómito. La hipertermia puede minimizarse evitando la hora del día más calurosa para realizar la anestesia y facilitándole un lugar con sombra al animal anestesiado. La inducción rápida y ligera ayuda a prevenir la hipertermia porque se evita que el animal camine en exceso. Un animal con una temperatura de 105°F (41°C) o superior está en una situación de riesgo para su vida. Este animal debería ser enfriado inmediatamente con agua o hielo y administrársele fluidos IV, corticosteroides y antibióticos. Los enemas de agua fría también disminuyen la temperatura corporal. El vómito puede minimizarse impidiendo comer y beber al animal antes de la intervención. Una vez el animal está anestesiado, se coloca con la cabeza por encima del rumen y con el hocico dirigido hacia abajo, de forma que el fluido acumulado pueda drenarse de las vías aéreas a través de la boca. No obstante, si la cabeza está demasiado flexionada, las

vías aéreas están comprimidas y el intercambio de aire se ve comprometido. Idealmente, se utiliza una sonda endotraqueal con globo para sellar la tráquea y prevenir la aspiración; de esta forma, incluso si el animal vomita, las vías aéreas están protegidas. Si un animal vomita, debería examinarse visualmente la parte posterior de la faringe y lavarla para eliminar los restos de ingesta antes de retirar la sonda traqueal. La intubación de los ungulados requiere una sonda traqueal larga y un laringoscopio. Algunos ungulados pueden intubarse mediante el método ciego de insertar la sonda por la zona de la epiglotis y avanzar cuando el animal exhala. En algunas especies, la manipulación de la faringe y de la epiglotis estimula el vómito durante la intubación.

Algunos pequeños ungulados (muntjac, gacela dorcas, *Gazella dorcas*) parece que vayan a vomitar durante la inducción con xilacina y ocasionalmente con otras sustancias. Si puede aguantarse físicamente a estos animales, puede utilizarse ketamina IV para una inducción rápida, permitiendo una intubación más segura. Si el animal regurgita antes de que la sonda esté colocada, quiere decir que ha mantenido los reflejos faríngeo y laríngeo, ayudando de esta forma a proteger las vías aéreas. El globo de la sonda debería inflarse rápidamente para sellar la tráquea. El uso de telazol IM (6-10 mg/kg) en estos pequeños ungulados ha eliminado prácticamente del todo el vómito a la vez que produce una inducción rápida, una buena relajación muscular y una recuperación suave (Bush, Citino y Tell 1992).

Las sustancias de la serie M son útiles para la inmovilización de ungulados debido a su potencia, rápida acción, margen de seguridad y la disponibilidad de antagonistas directos (Wallach 1969). Está más allá de este texto dar dosificaciones para la amplia gama de especies de ungulados y se refiere al lector a la bibliografía del final del capítulo. La gran variación de dosis para ungulados está ejemplificada por el hecho de que la dosis para un ciervo de cola blanca (*Odocoileus virginianus*) anestesiaría varios rinocerontes adultos. En los estados Unidos, la etorfina fue comercializada en solución de 1 mg/ml; desde entonces ha sido retirada del mercado. La disponibilidad de la droga en forma de polvo seco permitiría utilizarla a concentraciones más fuertes. A concentraciones de 10 mg/ml podría anestesiarse un elefante adulto con un volumen de 1 ml. Las dosificaciones de la etorfina que salían en los envases necesitan actualizarse ya que reflejan dosis elevadas. Para muchas especies, las drogas de la serie M pueden combinarse con xilacina o con un tranquilizante (Bristol, Smith and Silberman 1984) o con ketamina y xilacina (Snyder, Richard y Foster 1992) para disminuir la dosis, alargar el margen de seguridad, aumentar la relajación muscular y minimizar la excitación durante la inducción. Para muchas especies, especialmente ungulados, no hay sustitutos aceptables para las sustancias de la serie M.

Las desventajas de las sustancias de la serie M son: (1) son narcóticos y están regulados por leyes, (2) son caras, (3) producen una marcada depresión respiratoria durante la anestesia y (4) si se utilizan mal, son potencialmente mortales para las personas. Como se ha mencionado anteriormente, una inyección accidental con una aguja contaminada o una gota de la droga en un corte o una membrana mucosa puede provocar una parada respiratoria en seres humanos. Un problema reciente es la falta de disponibilidad de etorfina y su antagonista difenorfina (M50-50).

Infradosificar ungulados con drogas de la serie M produce hiperexcitabilidad y el consiguiente aumento de la temperatura corporal. Un animal que recibe menos dosis de la necesaria puede caminar excesivamente y estar demasiado alerta para una captura física.

¡Al suplementar a un animal excitado con drogas adicionales es cuando aparecen los problemas! Esto es especialmente cierto para los animales en libertad, cuando las condiciones naturales permiten un acceso limitado al animal. En estas situaciones es mejor “retirarse”, administrar el antagonista y volver a programar la intervención. Desafortunadamente, la dosis de antagonista no puede fraccionarse para obtener una recuperación parcial; incluso con dosis bajas del antagonista, la anestesia y la sedación desaparecen rápidamente y el animal se levantará y luchará.

Si el animal se anestesia inicialmente con una sustancia de la serie M y después se utiliza anestesia gaseosa para una intervención más larga, puede ser que el anestesista elija el uso de un antagonista de la serie M para disminuir la depresión respiratoria. En este caso, el antagonista debería administrarse vía IM para dar tiempo a la anestesia gaseosa a compensar los efectos de la droga de la serie M.

Cuando el nivel de analgesia, la sedación o la relajación muscular inducida por las sustancias de la serie M es inadecuada, una dosis suplementaria de una de estas sustancias vía IM o IV será efectiva en algunos, pero no todos, los animales. La suplementación continua o una gran dosis pueden causar depresión respiratoria marcada. Anestésicos alternativos que no provocan depresión respiratoria posterior incluyen ketamina y/o guaifenesina, un relajante muscular, vía IV. En algunos bóvidos como el oryx (*Oryx spp.*) y el antílope sable (*Hippotragus niger*) la etorfina junto con la xilacina produce sedación, pero el animal lucha continuamente durante la manipulación. En este caso, la suplementación con 100-150 mg de ketamina IV aumenta la sedación y la relajación muscular durante 20-30 minutos para facilitar la intervención. La suplementación con ketamina puede repetirse según sea necesario durante una intervención prolongada. Después de la reversión de sustancias de la serie M, no suele observarse sedación alguna atribuible a las suplementaciones con ketamina.

La guaifenesina es un relajante muscular que puede administrarse vía IV para facilitar la relajación muscular y para evitar inyecciones suplementarias con sustancias de la serie M. La guaifenesina se administra por infusión IV continua, y la frecuencia de goteo se ajusta de acuerdo al nivel de relajación muscular deseado. Durante una intervención de 30 a 40 minutos de duración, pueden necesitarse de 30 a 50 g de guaifenesina en un ungulado de 150-200 kg. Esta sustancia produce poca analgesia, por lo que se necesitan sustancias anestésicas para asegurar una analgesia adecuada durante las manipulaciones dolorosas.

La ketamina sola o combinada con xilacina provee una anestesia adecuada en ungulados de pequeño a mediano tamaño (Jessup y col. 1983; Allen 1986b). Si la instalación permite un fácil acceso al animal, puede administrarse xilacina combinada con atropina (para prevenir la bradicardia) 15-20 minutos antes de la ketamina. La xilacina tiene un efecto calmante y sedante, suavizando el periodo de inducción de la ketamina. En el caso de que solamente pueda administrarse fácilmente una inyección, pueden mezclarse la ketamina, la xilacina y la atropina y administrarse de una sola vez vía IM. Puede ser que el animal muestre contracciones musculares hasta que haga efecto la xilacina, a los 20 minutos aproximadamente.

El telazol y la combinación telazol/xilacina han sido utilizados con éxito para anestesiarse algunas especies de cérvidos y bóvidos (Bush, Citino y Tell 1992) en respuesta a la no disponibilidad de etorfina. Estas técnicas producen una anestesia rápida con mínima

depresión respiratoria. El añadir xilacina ayuda a la relajación muscular y suaviza la recuperación en algunas especies, a la vez que puede antagonizarse mediante el uso de yohimbina.

La xilacina sola está indicada en algunos bóvidos para intervenciones menores (p.ej. búfalo, *Syncerus caffer*, y toro salvaje, *Bos taurus*) y también es útil, aunque menos efectiva, en cérvidos. En contraste, esta sustancia por sí sola es mínimamente efectiva en équidos no domésticos (Rapley y Mehren 1975). Los cérvidos en celo son extremadamente sensibles a la xilacina. Durante el celo, dosis de 10 mg/ciervo pueden producir sedación profunda, pero durante la estación no reproductiva, una dosis de 30-40 mg/ciervo puede producir un efecto mínimo (Smeller, Bush y Seal 1976).

Actualmente, el uso de la xilacina en ungulados está resurgiendo, sobre todo por la efectividad de los antagonistas como la yohimbina (Jessup y col. 1983, 1985; Renecker y Olsen 1985). Cuando se administra yohimbina vía IV se utiliza una vena periférica (la tarsal recurrente). En raras ocasiones he observado signos graves a nivel de SNC a continuación de un intento de administración de yohimbina en la vena yugular, algo que atribuyo a una inyección intraarterial desapercibida (carótida). Otras drogas, incluyendo la 4-aminopiridina, doxapram y tolazolina, han sido utilizadas para revertir los efectos de la xilacina pero por lo general han sido menos efectivas que la yohimbina (Mackintosh y van Reenen 1984). Una excepción es el camello bactriano (*Camelus bactrianus*), en el cual el doxapram es igual de útil que la yohimbina (Custer y col. 1977). El antagonista 4-aminopiridina produce en ocasiones un periodo de hiperexcitabilidad tras la reversión y ha caído en desuso.

Un agonista de los adrenoreceptores alfa-2 (medetomidina) y su antagonista (atipemazol) parecen tener un gran potencial gracias a su potencia y especificidad. La medetomidina produce buena sedación y analgesia y libera de la ansiedad. Los efectos son dosis-dependiente y pueden revertirse completamente utilizando atipemazol. Existen excelentes informes del éxito del uso de medetomidina en combinación con ketamina en varias especies no domésticas, incluyendo artiodáctilos (Jalanka 1993).

Megaungulados

Para los objetivos de este texto, este grupo está formado por hipopótamos (*Hippopotamus amphibius*), hipopótamo pigmeo (*Hexaprotodon (Choeropsis) liberiensis*), rinoceronte negro (*Diceros bicornis*), rinoceronte indio (*Rhinoceros unicornis*), rinoceronte de Java (*Rhinoceros sondaicus*), rinoceronte de Sumatra (*Dicerorhinus sumatrensis*), rinoceronte blanco (*Ceratotherium simum*), elefante africano (*Loxodonta africana*), elefante asiático (*Elephas maximus*) y jirafa (*Giraffa camelopardalis*).

Contención física.

La contención física de un elefante necesita la colaboración del animal por medio de un entrenador altamente cualificado. Con un entrenador de estas características pueden realizarse cirugías menores bajo anestesia local. Los veterinarios deberían tener confianza en el entrenador debido a los potenciales peligros que representa un elefante agresivo descontrolado. Una alternativa a la contención física es una jaula de contención hidráulica utilizada en zoológicos que tienen elefantes macho sin castrar. (Simmons 1986).

Las jirafas pueden ser manipuladas en jaulas de contención adecuadas; de nuevo, la preparación previa es la clave del éxito (Wienker 1986). El programa de manejo debería

incluir el encerrar a estos animales en estas jaulas de forma rutinaria. Cuando se prepara adecuadamente, los animales toleran extracciones de sangre, limado de las pezuñas y exámenes rectales.

La retención física de los rinocerontes depende de la cooperación del animal. Muchos individuos son dóciles y permiten que se les realicen varias manipulaciones como extracción de sangre y tests de TB. Para la seguridad del encargado, esto debería realizarse desde detrás de una barrera, por si acaso el animal decidiera acabar con la cooperación y la intervención.

Los hipopótamos del Nilo no toleran manipulaciones sin anestesia. Un estudio reveló que la promazina vía oral fue de ayuda para calmar un hipopótamo del Nilo durante la gestación y el intervalo postparto/lactación (Graham Jones 1962). Afortunadamente, los hipopótamos tienen pocos problemas médicos, ya que anestesiarlos es un problema. Los hipopótamos pigmeo pueden contenerse en una jaula de contención grande para félidos para intervenciones con poca manipulación. Debe tenerse cuidado y proteger sus sensibles pies de las superficies rugosas de las jaulas, porque se pondrán a escarbar con los pies cuando estén encerrados.

Anestesia.

Debido a su tamaño, los elefantes, las jirafas, los rinocerontes y los hipopótamos no pueden ser manipulados excesivamente durante la anestesia ni facilitárseles demasiados cuidados de apoyo.

Para la anestesia de elefantes adultos se necesitan sustancias de la serie M (Gray y Nettashinge 1970; Alford, Burkhard y Johnson 1974). Los elefantes son sensibles a la etorfina o al carfentanilo, siendo efectivos 8-10 mg/animal para inducir la anestesia en elefantes adultos africanos o asiáticos. La dosis se aplica mediante inyección IM profunda utilizando una aguja de 7-10 cm de largo. En animales bajo un buen entrenamiento, se ordena al animal que se estire y la dosis se administra vía IV. Este método previene las lesiones por caída y permite colocar al animal en un lugar concreto.

Utilizando cuerdas también es posible arrastrar un animal drogado al lugar correcto si se cae (Fowler 1978). Antes de administrar la sustancia vía IM, se encadena al animal para prevenir un golpe y la posibilidad de colapso si se golpea la cabeza, lo que podría hacer peligrar la respiración. Después de administrada la droga de la serie M, el entrenador y el resto del personal deberían retirarse porque puede ser que el animal no responda a las órdenes del entrenador y caiga bruscamente sin avisar. Un elefante anestesiado en recumbencia esternal deberá reposicionarse a recumbencia lateral en los minutos siguientes para prevenir el compromiso respiratorio progresivo debido al peso del animal sobre el esternón y el diafragma, lo que limita el intercambio de aire (Harthoorn 1975). Los animales que no puedan girarse, deberán ser revertidos administrando el antagonista vía IV.

El tiempo de inducción para una sustancia de la serie M suele ser de 20-40 minutos si se administra vía IM (más rápido si se combina con hialuronidasa; Kock, Martin y Kock 1993) y de unos 2 minutos si se administra vía IV. Puede administrarse oxígeno suplementario a los elefantes mediante una sonda insertada en la trompa, el lugar de mayor intercambio de aire. Puede mantenerse una anestesia más prolongada para cirugía mediante inyecciones IV seriadas o infusión continua de sustancias de la serie M (Fowler y Hart

1973) o intubando al animal y utilizando anestesia gaseosa (Lateur y Stolk 1986). La reversión se consigue mediante administración IV de antagonistas de la serie M, estando el elefante de pie, por lo general, en 5-10 minutos.

Los sedantes xilacina (Schmidt 1975; Bongso 1979) o azaperona (Silberman 1977) pueden utilizarse para realizar intervenciones menores en elefantes. De nuevo, debería irse con cuidado ya que estas sustancias pueden hacer que el animal sufra un colapso. Se han anestesiado elefantes africanos jóvenes utilizando una combinación de xilacina (0,2 mg/kg) más ketamina (1-1,5 mg/kg) vía IM (Allen 1986^a). El tiempo de inducción fue de 15 minutos y el elefante volvió a estar en pie 3 minutos después de la administración IV de 0,5 mg/kg de tolazolina.

La anestesia de la jirafa es un verdadero reto (Bush y col. 1976; Bush 1977, 1993). La preparación para la anestesia de una jirafa es importantísima para su éxito. El animal debe estar en ayunas de 48 a 72 horas antes de la intervención y retirar el agua 48 horas antes para minimizar la posibilidad de regurgitación. Este periodo puede ser excesivo si el tiempo es muy caluroso o si el animal es mayor. El lugar de la intervención debería tener paredes sólidas y acolchadas. Sería ideal disponer de una pasarela que permitiese el acceso a la cabeza del animal durante la intervención. Es imprescindible que el personal auxiliar que ayude al control y mantenimiento del animal sea experimentado.

En una situación de cautividad, ha sido satisfactorio el uso de un protocolo de anestesia de varias etapas utilizando una gran variedad de sustancias. Esta aproximación con múltiples sustancias causa menor depresión respiratoria porque las siguientes dosificaciones de drogas pueden ajustarse dependiendo de la reacción del animal. De forma ideal, la jirafa debería encerrarse en una jaula de contención durante la administración de la anestesia. Cuando está sedado, el animal se encierra en una jaula o cajón diseñado y construido para prevenirle presiones en la tráquea si se ladea o empuja hacia adelante.

La sedación inicial de la jirafa se lleva cabo administrando xilacina. Las jirafas son sensibles a esta sustancia y necesitan 70-100 mg/adulto o 30-40 mg/animal de 1 año. Se administra simultáneamente atropina (7-8 mg/adulto y 2-3 mg/animal de 1 año) para prevenir la bradicardia inducida por la xilacina. En los 15-20 minutos posteriores a la administración de xilacina son evidentes los signos de la sedación. En estos momentos está contraindicada la manipulación, ya que la mayoría de animales reaccionan de forma defensiva y pueden tropezar mientras intentan escapar. Unos 15 minutos después de la xilacina, se administra una dosis narcotizante de etorfina (1,5-2,5 mg/adulto y 0,5-1,25 mg/animal de 1 año). Esta dosis puede ser adecuada para inducir al animal a caer en 15-20 minutos. De forma ideal, se utiliza un cabestro de aguante para proteger a la jirafa de caer sobre sus espaldas. Las intervenciones menores como extracciones de sangre o pruebas de TB pueden realizarse con el animal narcotizado en pie, y pueden administrarse vía IV antagonistas de la etorfina y la xilacina antes de que el animal caiga.

Si la dosis narcotizante de etorfina no tumba a la jirafa, entonces se necesita una segunda dosis IM (0,5-1 mg). Hay varias técnicas efectivas para tumbar a una jirafa. La contención física para prevenir el caminar durante unos pocos minutos a veces va seguida de colapso. Un segundo método es encabestrar al animal y hacerlo girar físicamente en círculos estrechos de forma que tropiece y se caiga. Puede ayudarse envolviendo las patas delanteras del animal con un trozo de ropa hasta que se gire. Hacer tumbarse a una jirafa de esta forma puede prevenir la necesidad de utilizar más etorfina y aliviar la

preocupación de una depresión respiratoria. Una vez caído, el animal puede suplementarse con glicolato vía IV, una sustancia que produce menor depresión respiratoria que la suplementación con etorfina.

El cuello de la jirafa en recumbencia debe sostenerse con la cabeza mantenida por encima del rumen y el hocico mirando hacia abajo. Podemos ayudarnos colocando un tablero largo o una escalera por debajo y a lo largo del cuello para mantenerlo recto. El ángulo del cuello se cambia cada 10-15 minutos para minimizar el espasmo muscular que puede ocurrir de vez en cuando. Durante el periodo después de la recuperación, un espasmo muscular en el cuello de una jirafa puede amenazar la vida del animal.

Debido a la mortalidad asociada a la neumonía secundaria por aspiración, es tentador el considerar insertar una sonda endotraqueal en la jirafa. En muchos casos esto sería de poca utilidad ya que muchas de las regurgitaciones/vómitos ocurren al principio, cuando el animal cae. Un segundo problema es el acceso a la laringe ya que la boca puede abrirse solamente 5-10 cm, y una visualización directa es extremadamente difícil sin un endoscopio flexible. En tercer lugar, la estimulación del área laríngea posterior durante la intubación puede causar el vómito. Ha habido pocos intentos de intubación nasal con éxito, pero se consideran difíciles debido a que la sonda debería tener un diámetro muy estrecho. Esta técnica necesita ser estudiada más a fondo.

Como antagonistas a la anestesia de la jirafa se utilizan tres drogas. Para revertir los efectos de la etorfina se utiliza diprenorfina IV a dosis 2,5-3 veces la dosis total de etorfina utilizada más una dosis IM igual a la dosis total de etorfina. El doxapram HCl (200 mg) y la yohimbina (75 mg) administrados IV son efectivos para antagonizar la xilacina en animales adultos. La terapia de soporte, subjetiva, incluye 500 mg de un antiinflamatorio no esteroideo (Banamina, Schering Corporation, Kenilworth, New Jersey 07033) más 1.000 mg de un relajante muscular (Robaxin-V, A.H. Robbins, Richmond, Virginia 23220) administrado vía IV al mismo tiempo que la inyección de antagonista. Tras la administración del antagonista, la cabeza de la jirafa es sujeta por dos personas para prevenir que el animal se mueva antes de la total recuperación. Se coloca un trozo de tela alrededor de las escápulas del animal y se sujeta por un mínimo de 3 personas a cada lado de manera que estirando de la tela puedan ayudar a la jirafa a colocarse en posición esternal en caso de que intente levantarse. Cuando parezca que la jirafa ha recuperado la fuerza suficiente y se resista a la presión sobre la cabeza, se levanta la cabeza manualmente. Una vez el animal está de pie, se retira el trozo de tela. El intervalo entre la administración del antagonista y el momento en que el animal se aguanta de pie varía de 10 a 20 minutos.

Para la anestesia de rinocerontes, las sustancias de elección son las de la serie M (King y Carter 1965; Keep 1981). Estos animales son extremadamente sensibles; la dosis total de etorfina para un rinoceronte adulto es de 1-3 mg IM. El carfentanilo, utilizado a la misma dosis, produce un comienzo de la anestesia más rápido y mejor tasa respiratoria que la observada con la etorfina. La utilización de sustancias de la serie M en rinocerontes, especialmente carfentanilo, suele causar una depresión postreversión o renarcotización.

A los rinocerontes blancos, que son especialmente sensibles, debería administrárseles el antagonista de la serie M vía IV además de una dosis adicional vía IM. De esta forma se alivia, pero no elimina, el problema, aunque un nuevísimo antagonista de la morfina puede

ofrecer una reversión más completa. Los vasos de las orejas de los rinocerontes son una buena ruta de inyección. De forma alternativa puede utilizarse un gran vaso existente en la cara medial de la pata trasera. Hemos sido capaces de intubar la tráquea de rinocerontes blancos anestesiados y administrarles oxígeno suplementario. Se pasa una sonda gástrica para equinos por la nariz y se avanza por la tráquea a medida que se escuchan los sonidos de la respiración. Una vez la sonda está colocada, se utiliza un flujo de 30 L/minuto. Para intervenciones menores se han sedado rinocerontes blancos con xilacina (0,225-0,73 mg/kg) (Keep 1973).

La anestesia de hipopótamos del Nilo está asociada a una elevada tasa de mortalidad. Para que la administración IM del anestésico sea adecuada, los dardos deben tener agujas muy largas (10-20 cm). La etorfina ha sido utilizada en adultos (4-8 mg), consiguiéndose el máximo efecto anestésico a los 20-30 minutos. Por lo general el animal no queda completamente anestesiado, lo que se evidencia por movimientos activos de la cabeza (Stoskopf y Bishop 1978). Cuando se utilice etorfina, el animal debe alejarse del agua antes de la inyección de la droga para prevenir que se ahogue. La elevada tasa de mortalidad en hipopótamos anestesiados es debida probablemente a que la masa del animal perjudica su respiración, un problema que no ocurriría en el agua pero que hace peligrar la vida del animal en tierra. Teóricamente, puede ser más lógico anestesiar hipopótamos en el agua pero la cabeza debería mantenerse elevada para evitar que el animal se ahogue.

La fenciclidina (0,6-1 mg/kg) combinada con acepromacina o xilacina ha sido utilizada con éxito en la anestesia de hipopótamos del Nilo, especialmente adultos jóvenes de pequeño tamaño. Estos animales fueron dardeados en el agua y con estas dosis continuaban flotando para respirar o salir del agua. No obstante la fenilciclidina ya no está disponible comercialmente.

Las venas superficiales adecuadas para inyección IV o extracción de sangre en hipopótamos del Nilo son escasas. Pueden obtenerse muestras de sangre de poco volumen de la vena ventral de la cola. Debido a la falta de venas accesibles, los antagonistas de la anestesia suelen administrarse mediante inyección IM profunda.

La fenciclidina combinada con la promacina (250 mg) también funciona bien para hipopótamos pigmeo adultos (Bush, Lemkin y Moore 1972). También ha sido utilizada con éxito en estos animales la etorfina a dosis de 4-7 mg. Los hipopótamos pigmeo son casi imposibles de mover o cambiar de posición una vez están anestesiados, debido a que su abundante sudor resbala. Una vena periférica fácilmente accesible es la que se encuentra en la cara medial de la pata trasera.

Primates

En el pasado, la contención física de los primates se utilizaba mucho pero esta práctica ha disminuido debido al desarrollo de los anestésicos disociativos (Bush y col. 1977) y al riesgo de enfermedades transmisibles (p.ej. Herpesvirus B). Cuando se realizan intervenciones menores, no dolorosas, la contención física es todavía el método de elección para primates de pequeño tamaño (menos de 2 kg). Los primates son fuertes, rápidos y pueden producir graves heridas por mordisco. Para facilitar una captura y contención seguras, suelen utilizarse redes y guantes. Las redes funcionales deberían ser lo suficientemente profundas para sujetar al animal utilizando el aro exterior. Los aros de plástico más modernos no son rígidos y permiten a algunos animales escaparse de la

red. Cuando vaya a cazarse un animal con red, el objetivo es colocar la abertura de la red en el lugar a donde se prevea que el animal va a moverse. Si no se hace esto, el animal suele luchar y puede hacerse daño con el aro de la red. En las instalaciones naturalistas actuales, atrapar a un animal con redes es difícil porque el material de la jaula puede no permitir un posicionamiento adecuado, haciendo que la red se balancee. Las redes y los guantes son fómites y transmiten material infeccioso de un animal a otro a menos que se desinfecten adecuadamente. Además, los guantes gruesos limitan la destreza y sensibilidad de la presión ejercida sobre el animal y dan una falsa sensación de seguridad; los primates de mediano tamaño son capaces de morder a través de la mayoría de guantes.

Las jaulas de contención facilitan las intervenciones menores en primates de mediano a gran tamaño permitiendo el examen visual de cerca, la administración de medicación, y la administración de anestésicos mediante inyección manual. Las jaulas de contención para grandes simios necesitan unos engranajes compuestos o un mecanismo hidráulico para encerrar al animal. Estas jaulas también deberían estar equipadas con dispositivos de seguridad para evitar ejercer demasiada presión. En muchas ocasiones no es necesaria una presión excesiva para encerrar grandes simios en lugares pequeños.

Existen gran cantidad de datos sobre la anestesia de primates de laboratorio y mucha de esta información puede extrapolarse a otros primates. Hoy en día, el anestésico disociativo ketamina es la sustancia de elección para primates aunque el telazol también es muy efectivo (Beck 1976). La dosis estándar de ketamina IM para la mayoría de primates es de 10 mg/kg, con la dosificación ajustada para producir sedación mínima o anestesia profunda. Los grandes simios necesitan dosis menores, variando de 5 a 8 mg/kg (Robinson y Lambert 1986). Debido a que un animal de 150 kg necesita un gran volumen (8-11 ml) de las preparaciones comerciales estándar, la ketamina concentrada (200 mg/ml) es la mejor opción. Puede administrarse xilacina (0,1-0,5 mg/kg) para disminuir la cantidad de ketamina que se necesita además de para minimizar los signos del SNC y la rigidez muscular (White y Cummings 1979). También es efectiva una dosis de telazol de 2 mg/kg, y, ya que la droga puede concentrarse a 500 mg/ml, el volumen de inyección puede disminuirse a 1 ml o menos.

Las inyecciones suplementarias de anestésico disociativo pueden administrarse vía IM o IV. Para intervenciones largas como cirugías, también es práctica la anestesia de gases. Durante la anestesia gaseosa, es deseable la intubación traqueal en la mayoría de los primates. En las especies pequeñas, especialmente tamarindos, la intubación es difícil debido al reducido lumen de la tráquea. A estas especies puede administrárseles la anestesia gaseosa mediante mascarillas ajustadas. Después de intubar cualquier primate, deben auscultarse ambos lados del tórax para asegurarse de que el intercambio de aire correcto. Esto es importante porque debido a la corta tráquea de los primates, es posible ocluir un bronquio y ventilar solamente un pulmón.

Existen dos grupos de primates que son problemáticos durante la anestesia: los primates comedores de hojas y los orangutanes, *Pongo pygmaeus*. Los primeros tienen un estómago que nunca puede vaciarse completamente. Estos animales, al igual que los rumiantes, también tienden a inflarse durante la anestesia. Los monos comedores de hojas son excitables y frecuentemente hiperactivos, lo que puede causar hipertermia durante la anestesia. Mantener una aireación adecuada en el orangután anestesiado es difícil, sobre todo en machos adultos que tienen un exceso de tejido blando faríngeo. Durante intervenciones menores, una posición sentada mejora el movimiento del aire; si el

animal está estirado, debería insertarse un dispositivo de aireación en la boca para sujetar la lengua y el paladar blando lejos de la laringe. Para intervenciones largas o cuando se utiliza anestesia gaseosa, puede necesitarse la intubación traqueal para ayudar a la respiración. Un laringoscopio largo ayuda a la inserción de la sonda traqueal con globo. Los problemas de la intubación incluyen la visualización de la laringe y la inserción de la sonda con globo más allá de la apertura de la tráquea a los sacos aéreos faríngeos, pero no tan lejos que obstruyamos un bronquio. Si la sonda no pasa las aperturas del saco aéreo, o si se utiliza una sonda sin globo, entonces, una parte del esfuerzo de ventilación inflará los sacos aéreos en lugar de los pulmones.

Mamíferos marinos

Los mamíferos marinos pueden contenerse físicamente con la cooperación de un animal bien entrenado y un entrenador cualificado o, en el caso de pequeños cetáceos y pinípedos, mediante jaulas de contención o redes. Para muchas de las manipulaciones menores de diagnóstico y tratamiento, un entrenador puede controlar al animal de manera que no se necesite retención suplementaria. Este control puede verse facilitado teniendo al animal "varado" (p.ej. hacerlo salir del agua) o disminuyendo el nivel de agua en la piscina de la instalación. Esta última es efectiva para grandes cetáceos como las ballenas. Para manipulaciones diagnósticas o tratamientos en animales de pequeño a mediano tamaño no entrenados, se utilizan redes o jaulas de contención (Ridgway y Simpson 1969). Cuando los mamíferos marinos son extraídos del agua, debe tenerse cuidado para prevenir las abrasiones de la piel y la hipertermia. Una superficie de trabajo acolchada y rociar frecuentemente al animal con agua ayuda a prevenir estos problemas. Los mamíferos marinos tienen tendencia a desarrollar apnea con muchas de las sustancias anestésicas, por lo que para las intervenciones quirúrgicas menores se utiliza anestesia local asociada a contención física.

Se han descrito dos técnicas de anestesia de cetáceos. Una incluye pretratamiento con atropina (0,2 mg) vía IM seguido 10 minutos después del barbitúrico tiopental sódico (10 mg/kg) vía IV (Ridgway 1965). Una vez el animal es tratable, se coloca una sonda endotraqueal a través de la laringe y se empieza con respiración asistida por presión positiva, mantenida a lo largo de toda la intervención. Se recomienda suplementación adicional con un anestésico gaseoso como el halotano. Durante el proceso de recuperación, el animal debería recuperar el control de la respiración antes de retirar la sonda endotraqueal. El animal debería ser observado de cerca cuando se devuelva al agua. Una segunda técnica es la administración de ketamina (1,1 mg/kg o menos, IM) (Sweeney y Ridgway 1975), un método que deja al animal inmóvil en la superficie del agua sin depresión respiratoria o problemas de termorregulación.

Un método previamente recomendado en pinípedos es la anestesia gaseosa (McGrath y col. 1979). Se premedica al paciente con 0,02 mg/kg de atropina 10 minutos antes de la inducción. Se induce la anestesia utilizando halotano o isoflurano, colocando una mascarilla sobre el paciente retenido físicamente y esperando algunos minutos a que el animal respire, ya que la contención de la respiración es común en estas especies. Una vez anestesiados, los pinípedos pueden intubarse para controlar la respiración.

Los anestésicos disociativos inyectables han sido recomendados recientemente para su uso en la anestesia de focas y leones marinos. El éxito de las intervenciones utilizando estas sustancias depende de varios factores: primero, la inyección debe ser IM, no SC; segundo, debe protegerse al paciente de la hipertermia; por último, debe estar disponible

un equipo de reanimación adecuado, ya que la mayoría de complicaciones están asociadas al paro respiratorio.

En un principio no se recomendaba el telazol para anestésiar focas y leones marinos (Gray, Bush y Beck 1974) pero ha aparecido recientemente como un anestésico aceptable. En otáridos se recomienda una dosis de 1,7 mg/kg vía IM profunda 10 minutos antes de una inyección de 0,02 mg/kg de atropina IM (Gage 1993). Si se necesita anestesia suplementaria, se utiliza isofluorano, ya que las dosis suplementarias de telazol están contraindicadas. La anestesia de fócidos puede realizarse utilizando 0,2 mg/kg de diacepam IM o IV seguido de ketamina (4-8 mg/kg).

La anestesia de nutrias marinas, *Enhydra lutris*, se realiza utilizando una combinación de fentanilo (0,09-0,12 mg/kg), azaperona (0,55 mg/kg), o acepromacina (0,09 mg/kg) con diacepam (0,1-0,2 mg/kg) (Williams 1993).

Una revisión general como ésta sobre captura, contención y anestesia de especies de mamíferos en peligro es intrínsecamente selectiva y se ve parcializada por preferencias personales. Este capítulo intenta mostrar de forma conjunta información actual y técnicas que puedan ser utilizadas por compañeros del campo de la medicina de zoológico. El arte y la ciencia de la medicina veterinaria continúa avanzando rápidamente. Tan rápidamente que la información puede quedar obsoleta en cuanto se desarrollen y apliquen nuevas sustancias y sistemas de administración. La diseminación de información actualizada es complicada debido al tiempo que pasa entre el envío inicial de este artículo y su publicación. El autor recomienda a los veterinarios mantenerse actualizados en avances recientes a través de literatura actualizada, conferencias y conversaciones con los compañeros.

AGRADECIMIENTOS

Al autor le gustaría dar las gracias a David E. Wildt por su revisión y ofrecimiento de críticas constructivas a este capítulo, y a Stephanie F. Michie por la preparación del artículo.