



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y
ZOOTECNIA



TÉCNICAS DE CONTENCIÓN FÍSICA, QUÍMICA
Y EJEMPLOS EN ALGUNAS ESPECIES DE REPTILES, AVES Y MAMÍFEROS

TESIS

PARA OBTENER EL TITULO DE

MEDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

PRESENTA

LEON ARTURO SANTACRUZ PONCE

Asesor

MVZ. Ciriaco Tista Olmos

México, D.F, 2010



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y
ZOOTECNIA

TÉCNICAS DE CONTENCIÓN FÍSICA, QUÍMICA
Y EJEMPLOS EN ALGUNAS ESPECIES DE
REPTILES, AVES Y MAMÍFEROS

TESIS

PARA OBTENER EL TITULO DE

MEDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

PRESENTA

LEON ARTURO SANTACRUZ PONCE

Asesor

MVZ. Ciriaco Tista Olmos

Dedicatoria

A mi padre Arturo Santacruz González.

Por ser excelente padre y maestro y que sin ti nunca hubiera sido posible este logro tan importante en mi vida.

A mis hermanos Jessica, Lilian, Oscar y Cesar

Que en todo momento conté con ustedes, por estar conmigo en las buenas y en las malas y porque siempre me dieron ánimos para seguir adelante.

A mi maestro y amigo Dr. Ciriaco Tista Olmos.

Por darme la oportunidad y la confianza de trabajar a su lado y por impulsarme para realizar este trabajo.

Agradecimientos

A mi papá

Por todos los consejos, ayuda cariño atención y todo lo que me has otorgado, que es tan importante para darme la formación como hijo, como persona y como profesionista. Por ser siempre mi mejor maestro y porque en todo momento estas atento a mi vida y mi formación. Te quiero mucho papá.

A mis hermanos Jessica, Lilian, Oscar y Cesar.

Por la ayuda recibida, las atenciones que siempre me han tenido y por estar siempre junto a mí en los momentos difíciles.

A Silvia López Gutiérrez.

Por todo el amor, la ayuda, la confianza, las oportunidades y muchas cosas más que me has brindado, porque eres una persona muy importante en mi vida y por ser parte de esta meta.

A mis tíos Eduardo y Justina.

Que en todo momento me tendieron la mano y me brindaron su confianza y apoyo.

A mis primos Ponce Pérez y Ponce Ramírez

Porque son parte importante de mi vida y porque a pesar de todo se que siempre cuento con ustedes.

A Valerie Nava Rodríguez.

Que me dedicaste tu amistad y gran parte de tu tiempo, por todos los consejos, ayuda, dedicación y atención, que son importantes en esta etapa de mi vida.

A mis amigos:

Ricardo Arriaga, Ricardo Ramírez, Lorena Villafuerte, Beatriz Aburto y Gustavo García. Porque han sido parte de mi formación, por los momentos alegres, los consejos que me enriquecen y por compartir tantas cosas conmigo.

A mi asesor MVZ. Ciriaco Tista Olmos.

Por los consejos, por ser un excelente maestro y amigo.

A los MVZ Diana Pérez Covarrubias, Norma Pérez Gallardo, Ricardo García, Alicia Olivera Ayub, Eduardo Téllez y Alfredo Cortes Arcos.

III

A mi querida Universidad Nacional Autónoma de México: Colegio de Ciencias y Humanidades Sur y Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia por el orgullo de ser parte de ella.

A mi Jurado:

MVZ Alfredo Cortes Arcos.

MVZ Eduardo Téllez.

MVZ Gary García.

MVZ Alma Rosa Naranjo.

MVZ Ciriaco Tista.

IV CONTENIDO

	PAGINA
Resumen	1
Introducción	2
Capítulo 1	
Generalidades de contención física en fauna silvestre	7
Subcapítulo 1.1	
Contención física en algunas especies de reptiles	20
Subcapítulo 1.2	
Contención física en algunas especies de psitácidos y aves silvestres	33
Subcapítulo 1.3	
Contención física en algunas especies de mamíferos	36
Capítulo 2	
Generalidades en contención química	54
Subcapítulo 2.1	
Agentes químicos más comunes para sedar, inmovilizar y anestésiar	64
Subcapítulo 2.2	
Anestesia inhalada usada en fauna silvestre	102
Subcapítulo 2.3	
Contención química en algunas especies de reptiles	108
Subcapítulo 2.4	
Contención química en algunas especies de aves silvestres	114
Subcapítulo 2.5	
Contención química en algunas especies de mamíferos	135
Subcapítulo 5.6	
Construcción de una cerbatana	154
Bibliografías	157

RESUMEN

SANTACRUZ PONCE LEON ARTURO. Técnicas de contención física y química en algunas especies de reptiles mamíferos y aves: Estudio de Revisión (Bajo la asesoría del MVZ. Ciriaco Tista Olmos)

La contención en fauna silvestre, se realiza con la finalidad de examinar, aplicar adecuadamente técnicas de diagnóstico en animales agresivos, nerviosos o de manejo peligroso para el personal. En la actualidad el número de animales silvestres de compañía, para fines comerciales y en cautiverio va en aumento. La contención se realiza aplicando técnicas y fármacos utilizados en animales domésticos, debido a que las especies exóticas presentan diferentes grados de sensibilidad a los fármacos es necesario hacer con frecuencia modificaciones. Por otro lado existe muy poca información publicada sobre contención química y farmacología de los productos empleados, la bibliografía con la que se cuenta es mínima y sobre todo no se encuentra disponible en español. Tomando esta problemática en consideración se llevó a cabo la revisión exhaustiva de la literatura para realizar una compilación de los métodos de contención física y química en algunas especies de fauna silvestre, para ayudar a los Médicos Veterinarios Zootecnistas y a los estudiantes interesados en el tema.

INTRODUCCIÓN

Contención en fauna silvestre.

El número de animales exóticos o de la fauna silvestre que se están manteniendo para compañía y para fines comerciales es cada vez mayor. La anestesia de especies no tradicionales se realiza aplicando técnicas y fármacos utilizados en animales domésticos. Dado que las especies exóticas presentan temperamento y sensibilidad variable dependiendo del metabolismo de cada especie y la forma de acción de los fármacos, con frecuencia es necesario hacer modificaciones ya sea en las dosis o en el tipo de fármaco que puede ser empleado. (1)

La restricción en la fauna silvestre, tiene la finalidad de examinar y aplicar adecuadamente técnicas de diagnóstico, tranquilizar animales agresivos etc. Para lo cual se debe elegir un método y aplicarlo correctamente. La elección de un método ideal depende de varios factores entre ellos: la especie, condición física, experiencia de los miembros del equipo, cuidados médicos que se le puedan proporcionar al animal, propósito del procedimiento para la restricción etc. Las metas de la restricción son evitar lesionar al animal, al Médico veterinario, al personal auxiliar y lograr el procedimiento que se va a realizar. Todo lo que se necesitará para dicho procedimiento debe estar listo con anterioridad para de esta forma acortar el periodo de tensión lo menos posible. La mayoría de los animales silvestres que se presentan al hospital médico veterinario son de talla pequeña, sin embargo estos presentan medios de defensa tales como picos, garras y dientes que se deben neutralizar durante la restricción. Los animales más grandes como

osos, ciervos y alces, requieren de otros equipos, personal y técnicas diferentes.

(2)

Las técnicas de inmovilización deben ser empleadas conjuntamente como por ejemplo, restricción física con restricción química, en el caso de no contar con el equipo de inmovilización química a distancia.

Es importante determinar la condición física del animal antes de la contención especialmente cuando es planeado con anterioridad. (3)

La mayoría de las especies silvestres de talla pequeña son fáciles de manejar usando únicamente restricción física. Por ejemplo en el caso de algunas especies de aves se han restringido los instrumentos de inmovilización a distancia, dando preferencia a las redes y posteriormente sujeción manual con guantes de látex, evitando con ello lesiones al ave con las uñas, o para prevenir posibles zoonosis. Los guantes de paño o de cuero, en ocasiones son utilizados para la sujeción de halcones, águilas, búhos, roedores y carnívoros pequeños. (4)

En algunos casos se utilizan trozos de sábanas o toallas lanzándolos sobre al animal, logrando así la inmovilización. Es importante considerar que cuando se tienen animales que presentan garras, picos, cuernos u otros medios de defensa, se deben inmovilizar inmediatamente, para evitar lesiones tanto al manejador como al propio animal, y posterior a ello será conveniente sujetar el cuerpo del animal hasta terminar con el procedimiento de restricción. (5)

Cuando se manejan animales agresivos, se emplearán otros métodos de contención física tales como redes, lazos, y jaulas de contención y demás

instrumentos para permitir aplicar una inyección de algún fármaco en caso de no contar con el sistema de inyección remota. (6)

Muchas especies silvestres muestran más sensibilidad a los agentes químicos, se debe de considerar la diferencia en las especies domésticas cuando se llevan a cabo procesos de contención química.

La restricción química implica generalmente el uso de anestésicos, aunque en algunos procedimientos el animal no será necesario llegar a un plano quirúrgico. Los agentes anestésicos a ser utilizados, se encuentran en gran variedad, tanto los suministrados por vía parenteral así como los inducidos por vía inhalada. La utilización de cada uno de ellos, depende de que tan familiarizado este el médico veterinario con alguno en particular, a la combinación de fármacos de acuerdo al procedimiento que se vaya a realizar, y la susceptibilidad dependiendo la especie.

Como aspecto importante en este punto se debe considerar que la mayor parte de estas drogas, son administradas por vía IM debido a la dificultad de acercamiento para administrar por otras vías como la endovenosa u oral, sin embargo, de ser posible se debe tener cuidado en la exactitud la dosis. (7)

Los fármacos y combinaciones que son frecuentemente utilizadas en la práctica profesional incluyen: ketamina-acepromacina, ketamina-xilacina, xilacina-ketamina-Diacepam y Medetomidina.

Otros utilizados en la práctica veterinaria de los zoológicos utilizan a menudo un narcótico potente como el carfentanil (Wildnil) y etorfina (M-99) los cuales son administrados mediante instrumentos de teleinyección. (8, 9)

La ketamina, combinada con algún otro agente como la xilacina, crea un anestésico que tiene la característica de relajación muscular. Dicha combinación es utilizada en una gran variedad de especies, incluyendo reptiles, aves y mamíferos las dosis varían dependiendo de la especie. Es importante que en animales pequeños se mantenga una temperatura adecuada. La recuperación sea en un ambiente tranquilo y confortable, los efectos de la xilacina se pueden revertir con yohimbina. También se puede utilizar una mezcla de ketamina con Diacepam o Midazolam. (8, 9)

Una combinación con excelentes resultados es la Tiletamina-zolacepam, una vez mezclada se debe mantener en refrigeración y es factible de ser utilizada hasta dos semanas después, aunque no siempre tendrá los mismos efectos debido a la desnaturalización de los componentes, y que una vez administrados se observan algunas variantes dependiendo de la especie y del tiempo que permaneció refrigerada la droga. Con este fármaco se reduce el volumen del diluyente para ser utilizado en los dardos debido a la limitante del volumen de estos. Es ampliamente empleado en mamíferos, en los que se observa una característica en su efecto que es la salivación profusa y recuperación poco tranquila. (10)

La Medetomidina es 10 veces más específica para los receptores alfa2 que la xilacina se ha utilizado con éxito y eficacia para inmovilización de carnívoros silvestres. A menudo es utilizada combinada con ketamina.

Finalmente el método más recomendado para contención química implica el uso de agentes inhalantes como isofluorano y sevofluorano que son los anestésicos inhalados de mayor uso general. (7, 9, 10)

También los animales que han sido previamente anestesiados con anestesia fija, pueden continuar anestesiándose con agentes inhalados si el tiempo de anestesia se requiere. (10)

CAPITULO 1. GENERALIDADES EN CONTENCION FISICA

La restricción física hace referencia a todos aquellos procedimientos empleados para sujetar a un animal de manera segura y efectiva, con el objetivo de realizar diversas acciones, como inspección física, toma de muestras, marcaje, sexaje, alimentación forzada, administración de medicamentos, traslados o embalajes.

(11)

Esta acción se realiza a través de instrumentos o herramientas físicas. El método de contención utilizado para los animales varía de acuerdo a la especie, edad, sexo y tamaño del espécimen a tratar.

Para tener éxito al trabajar con animales, uno debe comprender sus características de conducta y su constitución física. El manejador debe comprender bien el uso adecuado de la voz, así como la sujeción física o química. Existe una gran variedad de técnicas e instrumentos que nos facilitan la sujeción, como son las redes, lazos, ganchos, domadores, bolsas, cajas, guantes, jaulas de contención, etc.

Los diferentes métodos de captura son:

- Con una escoba, tabla o barra de madera, se puede confinar al animal en el área que se desea
- Sacos, bolsas o mantas, utilizados para confinar a un animal temporalmente
- Las redes, que son utilizadas especialmente para aves

- Domadores, que se ponen alrededor del cuello. **(Figura 1)**
- Ganchos herpetológicos **(Figura 2)**

Equipo de sujeción para diferentes especies.

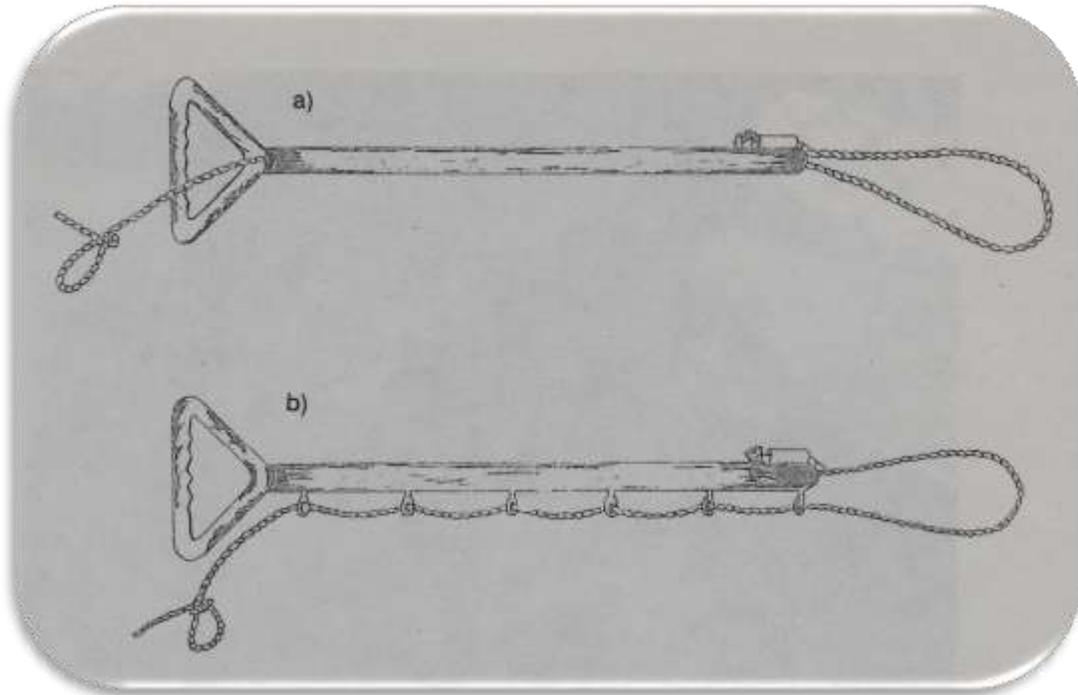


Figura 1. Dos tipos de domadores para contención de mamíferos.

Imagen del MVZ. Ciriaco Tista Olmos



Figura 2. Diversos tipos de bastones para contención de serpientes.

Tomado de: Gary West, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 2007

La naturaleza de la restricción depende del procedimiento y la especie animal involucrada. Las técnicas de restricción pueden ir desde el uso de un encierro o jaula, pasando por varias técnicas de restricción física, hasta la inmovilización química. (12,13) **(Figura 3)**



Figura 3. Jaula de compresión para monos.

Tomado de: William V. Lumb. Anestesia Veterinaria. 1979.

Aunque algunos animales permiten un manejo fácil por su docilidad (especialmente animales que han vivido algún tiempo con los humanos), es recomendable realizar siempre un procedimiento estándar de restricción física para una especie determinada, con el objeto de minimizar riesgos para el animal, el manejador y personas involucradas. (14)

Cualquier decisión sobre la utilización de un método de restricción física debe basarse en una comprensión del comportamiento y las características físicas de la especie a manejar, el campo y condiciones bajo las que el procedimiento ocurrirá, el conocimiento y habilidad de las personas que se ocupan de los animales, el objetivo de la restricción, y la disponibilidad de equipos y medios apropiados. Es aconsejable usar la menor restricción posible para hacer un trabajo de manera segura y eficaz, con el menor estrés posible para el animal. (15)

Principios Generales de Restricción Física

Debido a que muchas especies de animales silvestres son capaces de infligir lesiones serias a los manejadores o a sí mismos, normalmente es necesaria alguna forma de restricción física. (15)

El bienestar del animal bajo manipulación es muy importante, y debe darse énfasis en que la restricción inadecuada, sobre todo de animales asustados o estresados, en muchas ocasiones lleva a alteraciones fisiológicas, que incluyen hipotermia, hipertermia, tensión, miedo, y miopatía de captura, entre otras. Además, en algunas especies la captura altera su comportamiento, y los predispone a predación o automutilación. Muchas especies no toleran la restricción física y en algunos casos existe un alto riesgo de que el animal se lesione o lesione al manejador. No se debe permitir el manejo de animales a personas inexpertas hasta haber recibido un entrenamiento adecuado en técnicas de restricción, manipulación y sujeción de animales.

Las siguiente son pautas generales que deben considerarse cuando se requiere contener a una especie silvestre físicamente:

- Los animales silvestres deben manejarse rápidamente, pero sin movimientos súbitos (excepto durante la captura, que requiere de rapidez y agilidad), utilizando el número mínimo de personal necesario para realizar una tarea de manera segura y eficaz.
- El oscurecer el ambiente y/o usar vendas reducen el estrés y permiten un mejor control de los animales. Estos métodos deben usarse siempre que sea posible. Debe minimizarse el ruido excesivo o fuerte, como el de los

vehículos o el hablar. Además, los manejadores deben ser conscientes de las manifestaciones negativas de los animales silvestres, procurando una sujeción suave pero segura.

- El esfuerzo o estrés excesivos en un animal puede provocar hipertermia y daño muscular (Ej. Miopatía por captura), sobre todo durante condiciones calurosas. En algunos casos la hora del día también será una consideración importante, procurando trabajar durante los periodos más frescos del día (en la tarde o al anochecer).
- El tiempo o estación del año es importante cuando se manejan animales silvestres. Por ejemplo, algunos cérvidos tienden a ser menos agresivos y más fáciles de manejar en épocas frías. Se atrapan más fácilmente animales con trampas de cebo cuando las condiciones naturales son más pobres (Ej. Comida escasa durante la estación seca).
- Si es posible, el manejador debe evitar restringir animales que estén en gestación, con neonatos o juveniles en lactancia.
- En la restricción de un animal a mano, deben considerarse la fuerza que se imprime y una técnica apropiada para la especie en cuestión. El uso de guantes de carnaza reduce la destreza del manejador, pero es un buen elemento de protección.
- Si se emplean bozales, capuchas o bolsas para restricción como parte de la restricción, el manejador debe asegurarse que el animal este respirando o que no se vea comprometida la capacidad de termorregular.

- En el uso de malla se debe tomar en cuenta el tamaño de entrelazado para asegurar que el animal no penetre la cabeza a través de esta, la mastique y rompa fácilmente.
- Muchos animales no condicionados, no reconocerán una cadena, el alambre o el lazo como una barrera. Por consiguiente, cualquier método de acorralamiento que considere el uso de estos elementos debe tomar en cuenta el cubrirlos mediante el uso de telas o plástico opaco para actuar como una barrera visual.
- Algunas especies tienen una tendencia natural para moverse en grupo. Este comportamiento facilita el movimiento a través de los corrales o vías.
- El movimiento al lado de una pared sólida se facilitará si el camino se construye de manera encorvada y se proporciona una senda de escape visual (es decir una luz al final).
- Cuando se confinan animales en corrales, la tensión se reduce proporcionando barreras visuales que permitirán a los animales ocultarse de las personas.
- Si se usan corrales para confinar animales, ellos deben equiparse con compuertas de escape para permitir el descargo de emergencia de animales heridos, evitar el ataque o el hacinamiento.
- Si se emplean prensas para restringir ungulados silvestres, estas deben ser construidas adecuadamente y con forros que eviten lesiones a los animales.

- Si hay una o más circunstancias que aumenten el potencial de riesgo de lesiones para humanos o animales, debe evitarse la restricción, y no efectuar el ejercicio planeado. (15, 16)

El manejo prolongado, o la restricción dolorosa no deben permitirse. Se recomienda la administración de un tranquilizante o sedante cuando la restricción física es prolongada, pues esto ayuda a prevenir lesiones para el animal y los manejadores. En algunas circunstancias, es aconsejable usar anestesia general para la restricción en campo, particularmente para las especies más grandes o peligrosas. Los procedimientos invasivos requieren alguna forma de restricción física inicial, pero normalmente es necesaria la analgesia y/o inmovilización de tipo químico.

Consideraciones para animales en cautiverio

Los métodos, equipos y sistemas que se adopten, deberán seleccionarse y adaptarse siempre a las características de la especie animal por contener, ya sea que se trate de mamíferos, aves o reptiles.

Consideraciones para animales en libertad.

En general los métodos más comúnmente utilizados son, el confinamiento en un corral o fosa, el uso de un domador con vara larga en vehículo, la reclinación o elevación con red, la trampa de fosa cubierta o descubierta y el bramadero.

Medidas de seguridad para los animales en la contención física.

Es importante considerar:

- Evitar cercos con esquinas angulares prefiriendo las circulares. Los animales cuando corren buscando una salida o escape corren siguiendo el muro limitante.
- Eliminar de los corrales de encierro salientes y obstáculos de peligro.
- Evitar las causas de excitación de los animales, como son los movimientos bruscos, ruidos inesperados y personas desconocidas.
- Actuar con seguridad y rapidez pero con el tacto y delicadeza necesarios.

(17)

Aun cuando las técnicas de inmovilización química se han mejorado notablemente, se presentan situaciones de manejo tales como: aplicación de fármacos, tratamiento de heridas o algún otro manejo en el cual sea preferible la inmovilización o contención física. Antes de optar por este método de contención, se debe realizar una evaluación general de la situación, incluyendo las siguientes preguntas:

- ¿El procedimiento planeado puede ser realizado únicamente con contención física?
- ¿El procedimiento puede causar dolor considerable al animal?
- ¿El procedimiento elegido puede ser realizado sin comprometer la integridad física del animal?
- ¿Se dispone del material y equipo adecuados para ejecutar dicho procedimiento?

- ¿Existe personal capacitado disponible para realizar el procedimiento? En este sentido es importante enfatizar que debe evitarse la presencia de curiosos y personal participante no capacitado.

Una vez que se respondieron estas preguntas iniciales, se generan otras acerca del animal a nivel individual:

- ¿Cuáles son los mecanismos defensivos de los animales y como se protegen los manejadores?
- ¿Cuál es la distancia de huida del animal y como sirve este dato para facilitar una captura segura?
- ¿Qué eventos inesperados ocurren durante el procedimiento? (18)

Equipos y procedimientos usados para contención física.

Genero	Equipo y/o procedimiento de contención
Mamíferos	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Compresión regulada con jaulas de madera o metal. ▪ Redes de aro o de impulsión de malla delgada o gruesa. ▪ Domadores de cable de acero de algodón o yute. ▪ Gancho cadena ▪ Collares ▪ Chute móvil o fijo

Aves	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Domador ▪ Capucha de cabeza ▪ Chute angular ▪ Guante con o sin ilota de malla ▪ Red manual
Reptiles	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Red ▪ Inmovilización manual ▪ Decúbito dorsal ▪ Gancho domador ▪ Pinzas

Cuando sea necesario realizar nudos con las cuerdas, se deberá hacer de forma que sea posible desatarlos fácilmente.

Los domadores, son herramientas de gran utilidad. Ya que permiten un adecuado control de ciertos animales y proporcionan gran seguridad al manejador, por mantener al animal alejado. Se debe tener precaución con el empleo de dichos instrumentos ya que si se aplica mucha fuerza y por tiempo prolongado, se provocará sofocación o dolor innecesario al animal inmovilizado. (19)

Las redes de captura, deben de ser adecuadas a la talla y especie animal que se va a capturar. Cuando las subdivisiones de la red son mayores al tamaño de la cabeza del animal es factible que la saque y se atore o sufra consecuencias mayores e incluso asfixia. (19)

Al emplear redes para captura, se tiene la ventaja de que evita el agotamiento de los animales, pues una vez capturados se procede a contenerlos manualmente o

se combina con métodos químicos así se evita también que realicen movimientos violentos que pudieran predisponer la presencia de miopatías por captura. (20)

En algunos casos es necesario e indispensable el uso de barreras físicas, las cuales se emplean para proteger al manejador y al animal. Dentro de este tipo de instrumentos se mencionan los escudos fabricados de madera, plástico, acrílico o fibra de vidrio. (19, 21)

Un aspecto importante y que es a menudo ignorado por el personal que trabaja con animales silvestres es la inmovilización física adecuada por ejemplo:

¿Cómo estar lo suficientemente cerca de un animal para administrar las drogas adecuadas para la contención química?

¿Es mejor capturar un grupo de animales o aislar individuos antes de la inmovilización?

¿Es más adecuada la inmovilización física o química?

La captura y contención exitosa de las especies silvestres a menudo requiere una combinación de contención física y química utilizando una amplia variedad de métodos de captura y dispositivos que están evolucionando constantemente, y a menudo las respuestas a las preguntas anteriores son complicadas.

La aplicación de una técnica de captura no siempre puede ser utilizada con éxito para todas las ocasiones o una especie en particular, ya que el éxito depende de muchos factores biológicos y ecológicos particulares, incluyendo la topografía, temporada, clima, edad, condición, sexo y costos.

Muchas técnicas para la captura de especies silvestres libres se han desarrollado en esta última parte del siglo XX y fueron extrapolados a partir de los parques zoológicos, parques naturales y la industria ganadera.

La contención física aplicada correctamente es la forma más segura y eficiente para controlar los animales, incluso los más grandes y peligrosos, si las personas involucradas son informadas acerca del comportamiento probable de los animales de destino en virtud de situaciones de estrés y acerca de la técnica a utilizar según las experiencias.

Es ahí donde se vuelve una controversia entre el arte y la ciencia, para capturar físicamente a los animales salvajes, para no herirlos o evitar que hieran al personal durante la contención. Incluso en ocasiones, aunque el personal esté familiarizado con la técnica de contención a menudo solo ciertas personas tienen la habilidad para contener a los animales sin lesionarlos y provocarles sufrimiento. Mucho se ha escrito y tratado del tema en los últimos 30 años y muchas técnicas antiguas se han refinado y simplificado, dando como resultado técnicas novedosas que siendo utilizadas por primera vez dan excelentes resultados, y las cuales se encuentran disponibles en la actualidad. (22, 23)

1.1 CONTENCION FISICA EN ALGUNAS ESPECIES DE REPTILES SILVESTRES

Las tortugas deben manejarse del caparazón y la cola, y se transportan en cajas para evitar lesionarlas por golpes o aplastamientos. En el manejo de serpientes hay que tener cuidado en el control de la cabeza, es importante que el cuerpo se maneje como un soporte, ya que si el animal realiza movimientos bruscos es factible que sufra una dislocación o fractura. (24)

Las herramientas para manipular reptiles son ganchos y pinzas de diferentes formas y tamaños. En las especies venenosas se emplean, como auxiliares, trozos de malla para contener al animal, así como tubos de plástico. Las cajas o terrarios que contengan estos animales deberán estar completamente selladas, y para más seguridad se recomienda disminuir la temperatura corporal de la serpiente con refrigerantes. (25)

Con respecto a lagartos y lagartijas, las especies menores de 60 cm de largo, se manipulan, con las precauciones debidas, utilizando guantes y sujetando la cola al mismo tiempo. Las especies mayores de 60 cm se manejan con cuerdas o lazos. Se utiliza un domador colocándolo en la punta del hocico del animal. (25)

El caimán o cocodrilo adulto debe ser manejado por dos o tres personas, se controla al animal de la cabeza, la cola y las extremidades. Se utilizan objetos auxiliares con tubos, para la contención, con los que se ejerce presión sobre ciertas partes del cuerpo.

Las tortugas pequeñas pueden ser manejadas fácilmente aplicando la presión suave al área de la cabeza o de la cola para exponer el extremo opuesto. La

cabeza se puede agarrar inmediatamente detrás de la cresta occipital. Una breve lucha puede sobrevenir, pero la relajación salvaje ocurre. En tortugas más grandes, el operador debe sostener al animal entre sus rodillas y golpear ligeramente la parte caudal del caparazón con los dedos hasta que aparece la cabeza. La cabeza se debe entonces agarrar firmemente con una mano, usando la otra para manipular, para sondear, y para examinar la boca. (26, 27)

Al manejar las tortugas de caparazón duro, que tienen articulaciones plastrales móviles, es necesario utilizar un instrumento como palanca para abrir la porción plastral craneal. La abertura se puede bloquear con una esponja o uno de los miembros se puede sostener fuera del caparazón para evitar el cierre del plastrón. Las tortugas acuáticas y las tortugas de caparazón blando (*Trionyx spp*, *Phrynops spp.*) pueden morder o rasguñar, especialmente estas especies con los cuellos largos que se pueden extender lateralmente. Los individuos pequeños pueden ser manejados de la cola, colocando un dedo en la fosa inguinal. Para animales más grandes es necesario usar guantes o permitir que muerdan un objeto para extender la cabeza.

El cuidado especial se debe tomar con la tortuga que muerde con mucha presión (*Sepentina chelydra*) porque las quijadas son como ganchos prominentes y pueden morder repentinamente, infligiendo laceraciones severas o lesiones por presión (**Figura 4**). Si el operador sospecha un riesgo personal serio, especialmente con la gama o los individuos agresivos, se recomienda inmovilización química para producir la contención suficiente para un examen y/o terapias médicas. (28)



Figura 4. Contención física de una tortuga.

Tomado de: Gary West, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 2007

Lagartos, lagartijas y gecos

Las diferentes especies de lagartos se inmovilizan de forma adecuada sujetando la cabeza y cola para evitar lesiones al manejador y al animal. Las lagartijas no deben ser inmovilizadas únicamente de la cola, ya que muchas especies pierden la cola como medio de defensa, por lo que también se debe sujetar la cabeza y cuerpo (**Figura 5 y 6**). En la contención física de lagartos también es apropiado el uso de toallas y capuchas para envolver el cuerpo. (29)

Figura 5. Sujeción de la cabeza de un monstruo de Gila con un gancho herpetológico antes de realizar la contención manual para prevenir mordidas.

Tomado de: Gary West, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 2007



Figura 6. Contención física de un monstruo de Gila sujetando con firmeza la base de la cabeza y las extremidades torácicas con una mano, apoyando en cuerpo en el antebrazo y sujetando con la otra mano las extremidades pélvicas.

Tomado de: Gary West, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 2007

Cocodrilos

Las técnicas de contención física deben ser realizadas con extremo cuidado para prevenir posibles daños a los manejadores y los animales.

Los cocodrilos son muy peligrosos y causan heridas graves, mutilaciones e incluso la muerte si no se toman las medidas de seguridad adecuadas así como el mejor método de restricción. Esto no hace de los cocodrilos animales indeseables, simplemente es debido a su longitud, fuerza física y agilidad. (30)

Equipo de captura

Los cocodrilos frecuentemente destruyen el equipo de captura, por lo que preferentemente se usa equipo fácil de fabricar, adquirir y económico.

- Cuerdas de captura.

Son herramientas sencillas y muy útiles en la contención de los cocodrilos, son seguras y es fácil de liberar al animal. La longitud de la cuerda depende del tamaño del animal, así como el diámetro que se requiera, así, un animal pequeño requiere diámetros más pequeños. Es importante considerar que cuerdas con un diámetro muy pequeño en relación al animal, puede apretarse demasiado y provocar quemaduras o cortar la piel, así como una cuerda muy gruesa será difícil de apretar e impedir un manejo adecuado. **(Figura 7)** (31, 32, 33)

Se sugiere usar cuerdas de 1.3 a 1.6 cm de diámetro para animales adultos y de materiales como nylon, algodón o mezclados, sin embargo, de ellos es el nylon el mejor material, por ser el más resistente, el algodón es buen material pero si es mordido, no será útil para usarse posteriormente ya que este tipo de material se

debilita mucho provocando su ruptura, condición que permite dejar escapar al animal o provocar caídas y lesiones al manejador.

Las cuerdas tejidas o trenzadas es menos probable que se enrosquen y fallen que las cuerdas torcidas.

Muchas cuerdas flotan en la superficie del agua, lo que dificulta la contención en caso de que el cocodrilo este sumergido. Por lo tanto se debe determinar la capacidad de hundirse cuando estén empapadas, antes de la compra. Un tipo de cuerda que ha dado un buen resultado, son las cuerdas usadas para alpinismo, las cuales son suaves, flexibles fuertes y tienen la propiedad de no quemar las manos cuando el animal tira fuertemente de ellas, sin embargo, tienen la desventaja de ser costosas. (31, 34)

La longitud de la cuerda depende del uso previsto. La longitud excesiva las hace difíciles de manejar en situaciones de captura difícil por animales alterados.

Para la contención de animales grandes, en ocasiones e necesario el apoyo de varias personas para tirar de la cuerda cuando el animal está en el agua o para asegurar la posición del animal. Para dichos propósitos se pueden emplear cuerdas de 8 a 9 m.

- Cuerdas para inmovilización.

Se usan cuerdas con un diámetro más pequeño y de menor longitud para inmovilizar al animal. Las cuerdas de 0.6 a 1 cm de longitud se usan para sujetar las piernas del animal cuando está en la tierra, previniendo así el movimiento o para atarlo a una mesa o plataforma. (31, 32, 33, 34)



Figura 7. Contención física de un cocodrilo de gran tamaño, el cual se fijó a una tabla por medio de correas y se cubrieron los ojos para reducir el estrés.

Tomado de: Gary West, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 2007

- Cuerdas mandibulares.

Las cuerdas para la mandíbula se usan para atar el hocico cerrado del animal o para remover la cinta previamente colocada mientras el animal se está liberando. Estas son generalmente de 0.3 a 0.5 cm. de diámetro y de longitud aproximada de 3 a 3.7 m. el algodón es un buen material para el empleo de estas cuerdas. (31, 33)

- Bastones.

El uso de un bastón es la defensa primaria de la que se vale el manejador. Es necesario considerar el diámetro y la longitud necesaria para mantener una distancia adecuada de seguridad entre el cocodrilo y dicho manejador durante su captura. Cuando se presenta un animal en estado de alteración en la conducta, se recomienda el bastón para bloquear el paso del animal obligándolo a que se mueva en otras direcciones. (31, 34)

Estos bastones también tienen otros propósitos como impedir que el animal avance poniendo el poste en las fosas nasales y ejerciendo ligera presión o en la región del oído. Además el bastón se utiliza después de la captura para manipular al animal sin acercarse demasiado. O para animar al animal a salir de una jaula cuando este es liberado.

Los bastones defensivos son generalmente de madera para impedir que causen un daño significativo a los dientes en caso de que sean mordidos

Son adecuados los bastones de un diámetro aproximado al del bambú y una longitud de 1.5 a 1.8. Los postes aumentan considerablemente la seguridad del manejador mientras se trabaja a una corta distancia con el animal. Sin embargo, se debe tener cuidado con el uso en cocodrilos más grandes, ya que los bastones son peligrosos para el personal si son mordidos y sostenidos en la mandíbula de los cocodrilos. Si el animal mueve la cabeza de lado a lado el poste puede causar serios daños a una persona, asimismo, se debe tener cuidado al recuperar el bastón de un cocodrilo. (35, 36)

- Bastones de restricción.

Una gran variedad de bastones son usados para asir y sostener. Todos incluyen una barra larga con una trampa en el extremo. Para los animales más grandes, es necesario modificar los accesorios del extremo, por lo cual es posible cambiar dichos accesorios o trampas. Son un buen método de contención sobre el animal. Sin embargo, incluso los cocodrilos pequeños ruedan y giran sobre su eje violentamente al ser capturados, torciendo y enroscando el cable de la trampa y rompiéndola, además de reducir el diámetro del cable y ejerciendo presión con la

parte de metal adyacente a la trampa pudiendo causar una lesión en el cuello o cabeza del animal. **(Figura 8)**

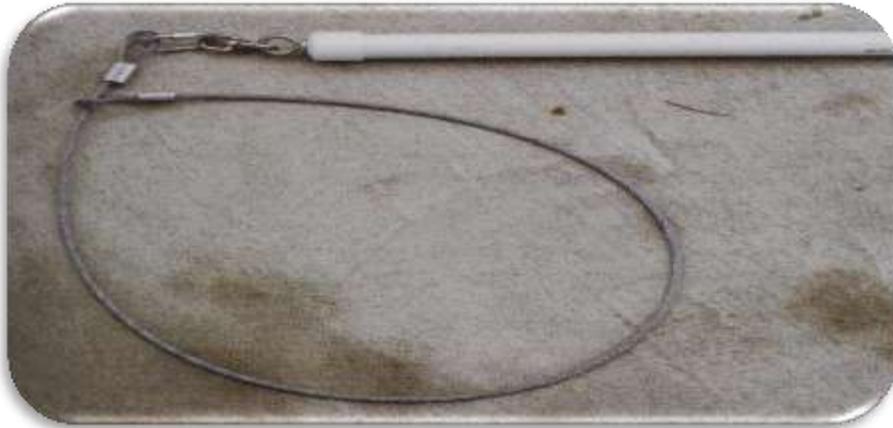


Figura 8. Bastón de fabricación casera hecho con un tubo de PVC y cable de acero para contención física de cocodrilos pequeños y medianos

Tomado de: Gary West, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 2007

El uso de los bastones de restricción comerciales no es recomendable, debido al alto costo inicial así como el costo repetido de mantenimiento y reparación.

Alternativamente, es fácil, rápido y barato hacer bastones de restricción, se utilizan tubos de acero o aluminio de aproximadamente 3 a 4 cm. de diámetro y longitud variable de entre 1 a 4 metros pasando una cuerda por el interior del tubo y sujetándola de un extremo de un agujero previamente hecho en el tubo o bien soldando un trozo del mismo tubo en el extremo y anudando ahí el extremo de la cuerda. Pueden ser también de madera con armellas, o con tubos de PVC. **(Figura 9)**



Figura 9. Bastón para contención física de fabricación casera hecho con tubo de PVC y cordón de algodón, para cocodrilos de tamaño pequeño y mediano

Tomado de: Gary West, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 20

Asombrosamente los cables con cubiertas plásticas causan más daño a la piel que los cables expuestos de metal. (37, 38)

- Cinta.

La cinta es esencial para después de la captura y durante el manejo, esta se usa para asegurar el hocico del animal y cintas más resistentes para inmovilizar las piernas la cinta de uso general es la cinta de aislar de uso eléctrico. **(Figura 10)**



Figura 10. Contención física de un cocodrilo, nótese el método de sujeción así como la cinta aislante que se coloca en el hocico para evitar mordeduras

Tomado de: Gary West, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 2007

- Correas de Nylon.

Las correas de nylon son muy útiles para asegurar las fauces de los cocodrilos estas se presentan en varias longitudes, la más resistente aguanta un peso aproximado de 100 kg.

- Paños para ojos.

Los ojos se cubren antes o después de la captura con un paño, una toalla, un bolso o una vieja camiseta. Esto tiene un efecto tranquilizador en los animales y probablemente reduce la tensión durante el periodo de captura. El cocodrilo cegado pone mucha menor resistencia, acción que reduce la probabilidad de dañarlo.

Preferentemente se deben colocar unas compresas en los ojos antes de colocar el paño, estas compresas de los ojos se colocan con seguridad y suavemente usando un gancho.

Se empapa el paño antes de la colocación para que cubran en mayor totalidad los ojos del cocodrilo parcialmente sumergido.

Una vez colocado el paño se asegura con cinta, se debe cuidar no presionar demasiado los ojos con la cinta. (38)

- Ganchos.

Los ganchos son herramientas esenciales al trabajar con cocodrilos. Facilitan el trabajo alrededor de los animales permitiendo la colocación de las cuerdas, para manipular las piernas etc., hay una gran variedad de ganchos que son utilizados. Los ganchos son también útiles para recuperar y quitar cuerdas durante el lanzamiento.

También existen ganchos de fibra de vidrio largos y ligeros diseñados para mover al ganado.

Estos se rompen fácilmente por lo que no son adecuados para manipular al animal, pero si para ayudar a la colocación de cuerdas en el hocico, especialmente cuando se encuentra sumergido o para colocar una cuerda alrededor del cuello sin molestar al animal. (38, 39)

- Zonas de golpe

La cabeza de los cocodrilos es la parte más peligrosa. Muchas personas que desconocen a estos animales, consideran que es la cola la de más peligro. Aunque en verdad la cola suele causar serias lesiones, la cabeza tiene fuertes mandíbulas con 70 u 80 dientes y una gran fuerza de mordida.

La forma robusta del cuerpo y la piel pesadamente escamada de los cocodrilos limitan su flexibilidad, sin embargo se mueven a los lados con velocidad excepcional. En la mayoría de los cocodrilos que están sobre la tierra la zona de golpe está definida en la cabeza, que chicotea de lado a lado. Por lo tanto, es mucho más seguro acercarse a un animal asegurado con una cuerda alrededor del cuello y de frente que por un lado.

En el momento en que el cocodrilo mueve violentamente la cabeza a los lados, también la cola presenta los mismos movimientos, la cola es sólida y fuerte y puede golpear a una persona en los pies por tanto, el arco de la cola debe también ser evitado por el personal. (40, 41)

1.2 CONTENCION FISICA EN ALGUNAS ESPECIES DE PSITACIDOS Y AVES SILVESTRES.

Es recomendable la utilización de toallas para envolver al ave, se debe tener especial cuidado con la cabeza, ya que con el pico puede producir heridas al manejador, pero tener cuidado de no asfixiar al animal o fracturarlo; con animales muy pequeños hay que tener cuidado para no maltratar las alas. Las redes de aros son muy útiles para la captura de las aves. Para el transporte de aves se utilizan jaulas de diversos materiales; en transportes cortos se utilizan costales. Es importante señalar que las jaulas de transporte tienen que ser cubiertas con mantas que permitan la ventilación pero impidan la visibilidad para que los animales no se alteren. (42)

Los loros muerden en defensa, por lo que se deben extremar precauciones para el manejo. Una mano debe colocarse alrededor del cuello para sostener la cabeza y la otra alrededor del cuerpo de tal forma que este algo estirado, las patas deberán hacerse hacia atrás y sujetarlas al cuerpo y las alas con la misma mano.

- **Contención física de psitácidos**

En la mayoría de los psitácidos se realiza la contención física para procedimientos básicos como punción venosa, exámenes físicos, colocación de anillos etc. En los grandes guacamayos y loros, a menudo se requiere la contención química para exámenes minuciosos evitando con ello el estrés. Los psitácidos en cautiverio son inmovilizados físicamente desde la percha con una toalla o red, una vez sujetos con la toalla, son liberados de ella sujetando la cabeza y mandíbula con una mano

entre los dedos y las patas y alas con la otra. Los guantes de cuero se usan o no dependiendo del temperamento del ave y el tamaño aunque en ocasiones causan daño con el pico.

1. Con ayuda de una toalla que se coloca alrededor del cuello, debajo o cerca de la cabeza del ave, colocamos los dedos pulgar e índice a cada lado de las mandíbulas.
2. Usando la otra mano, cubrimos bien el cuerpo del ave con la toalla y retiramos suavemente los pies de esta de los barrotes.
3. Se deberá asegurar que la región pectoral se encuentre libre. (42, 43)

- **Contención física de passeriformes**

Para la captura de estas aves en vida silvestre, la mejor opción son las redes de niebla. Para la contención física, se toma el cuerpo del ave haciendo ligera presión con una mano, pasando la cabeza entre los dedos índice u medio. Es importante saber que este tipo de aves deben ser manejadas con cuidado y el menor tiempo posible ya que son propensas a shock e hipoxia al transportarlas se hace en cajas totalmente cerradas y oscuras para evitar el estrés y muerte.

1. Antes de sujetar al ave, se debe quitar todas las perchas, platos y objetos que se encuentren dentro de la jaula.
2. Se sujeta al ave entre los dedos índice y medio de la mano izquierda.
3. Con el resto de los dedos se sujeta el resto del cuerpo por el dorso de la cavidad celómica, procurando que la región pectoral se encuentre libre. (42, 44)

- **Contención física de aves rapaces.**

La mayoría de las aves rapaces son fácilmente inmovilizadas si se aplica una buena contención principalmente en las garras y las alas para evitar lesiones a sí mismas y al operador. En la contención física se debe tener el máximo cuidado en las garras, ya que son las armas más poderosas. Las redes son útiles para capturar aves en vuelo como en aviarios, siempre teniendo cuidado de no lesionar las plumas o al ave al momento de sacarla de la red. (45, 46)

1.3 CONTENCION FISICA EN ALGUNAS ESPECIES DE MAMÍFEROS SILVESTRES

Los pequeños mamíferos se sujetan principalmente con redes. Hay que tener especial cuidado en el manejo de estas especies porque algunos son en extremo nerviosos y se alteran demasiado; si el primer intento falla hay que esperar a que el animal se tranquilice y pierda el estado de estrés en que se encuentre para volver a intentarlo, si no lo logramos es recomendable intentarlo otro día.

La utilización del domador para atrapar a pequeños mamíferos también es recomendable con animales que tengan el cuello bien definido, por ejemplo algunos cánidos y félicos. Se debe tener especial cuidado de que el cable no abarque únicamente el cuello del animal y siempre se tome la pierna anterior izquierda para evitar que lo ahorque. Para lograr que la pierna entre al aro del domador, una segunda persona auxilia con un palo al frente, y rápidamente se jala el cordón del domador para sujetar al animal.

Si se está trabajando con mamíferos es importante que siempre se utilicen guantes, sujetando bien al animal con las dos manos o con una mano y un domador. **(Figura 13 y 14)**



Figura 13. Técnica de restricción física de un lémur con el empleo de guantes y a dos manos.

Tomado de: Gary West, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 2007



Figura 14. Técnica de restricción física con dos personas para coleccionar orina en un lémur.

Tomado de: Gary West, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 2007

Los cérvidos se capturan con "trampas de corral para ciervos" que están provistas en la parte superior con tubos en pendiente, cubiertos con una red para evitar que salten fuera del corral. Cabe señalar que es importante un especial cuidado en estos animales, porque es fácil provocarles fracturas.

En el uso de las trampas para osos, se utilizan grandes cajas de acero corrugado que se fabrican con planchas de metal corrugado de calibre 14, en secciones de 1 .8 m a 2 .4 m de longitud y de 1/2 m de ancho, provistas con una puerta de guillotina en uno de los extremos. Estas cajas son útiles para el transporte de animales en distancias considerables.

Para atrapar primates, se usa una red de tela lisa y se coloca al animal en el suelo de forma que al poner un pie sobre la red se confine al animal. Posteriormente se debe sujetar la cabeza y una vez que esté sujeta quitar la red. Una de las manos deberá sujetar bien la cabeza del animal y con la otra sujetar los dos brazos del mono que deben quedar en la parte dorsal (espalda) (47)

Cérvidos, bóvidos y antilocapridos (Artiodáctilos)

Culturas antiguas originalmente desarrollaron técnicas de captura para este grupo de especies animales y algunas de estas técnicas han sido modificadas para capturar animales vivos. Se han desarrollado técnicas para la captura de grupos mientras que otros como los helicópteros son adecuados para la captura individual. La investigación sobre la eficacia, comparado con el nivel de morbilidad y mortalidad asociada a captura de las diferentes especies de artiodáctilos salvajes es limitada, aunque muchos de los animales han ido capturados utilizando métodos diferentes.

Los artiodáctilos silvestres son capturados principalmente para investigación, proyectos de transferencia y supervisión de la población. Recientemente se han desarrollado diversas técnicas de contención física para cérvidos y bóvidos en zoológicos.

Las rampas de caja han sido unas de las técnicas de captura individuales más usadas las cuales consisten en una estructura de madera o metal con paredes para capturar animales que posteriormente serán inmovilizados física o químicamente.

Se han desarrollado diseños para la captura de animales silvestres como venados, alces, borregos y cabras con la ayuda de cebos para que el animal entre en la trampa, la cual se cierra con un dispositivo mecánico o remotamente operado. Los cebos que generalmente se utilizan son heno, cereales, frutas o sal, en función de las preferencias por especie. Se han usado trampas de caja de madera para capturar venados colas blancas, borregas y cabras. Estas trampas son esencialmente una caja de madera con una bisagra en la puerta o en forma de guillotina vertical, la cual es accionada por una placa en el piso con mecanismos de alambre. Se prefiere que una vez cerrada la trampa no haya paso de luz, la oscuridad tiene un efecto calmante en los animales atrapados y se evita el forcejeo y la lucha. Seguidamente, pueden ser capturados con una red que se coloca en la entrada de la trampa para ser inmovilizado físicamente o en el caso de animales más grandes se debe proceder preferentemente a la inmovilización química usando un bastón-jeringa o algún otro método de administración remota si es necesario. Al colocar la red es necesario asegurarse que sea en área plana

para evitar que el animal atrapado ruede por una pendiente o haya salientes que puedan herirlo al caer.

Las trampas tipo trébol, funcionan bajo el mismo principio que las trampas de caja, pero están constituidas de malla sobre un armazón de acero tubular en lugar de una estructura con paredes sólidas, son considerablemente más ligeras y más portátiles debido a que se contraen para el transporte, los animales son físicamente inmovilizados por derrumbe o químicamente, dependiendo el grado de contención necesario. Una ventaja de las trampas de trébol sobre las de caja es la capacidad para colocar cuerdas que sujeten las extremidades para contención física antes de quitar la trampa, estas pueden ser verificadas a distancia sin perturbar al animal. Una desventaja es que los animales están expuestos a la adversidad climática.

- Manejo y consideraciones de seguridad

La mayoría de los bóvidos y ungulados que pesan 70 kg o menos pueden ser físicamente inmovilizados por una sola persona. Los animales más grandes requieren personal adicional para una contención física segura. Las correas de cuero o material sintético, son útiles para inmovilizar con seguridad las patas. Las vendas en los ojos son una herramienta necesaria para los animales que van a ser inmovilizados físicamente porque reducen el estrés y protegen los ojos del animal son elaborados de diferentes materiales pero deben de ser fáciles de remover y ser cómodos para el animal. (48, 49, 50)

Cánidos y félidos

Los lobos son inmovilizados con seguridad después de sujetarse con un palo en forma de horqueta o con trampas de bastones. Los lazos y cuerdas son útiles para inmovilizar las piernas, es factible utilizar bozales o cuerdas de nylon así como cinta adhesiva para cerrar el hocico con seguridad sin la utilización de productos químicos. Para realizar una contención segura en animales peligrosos es necesaria la contención química. En grandes carnívoros se utilizan redes que proporcionan una manera rápida de contención. Una complicación del uso de redes, es la capacidad de los animales de masticar la red por lo tanto no debemos de acercarnos tan rápido después de haberlo capturado o realizar contención química remota una vez capturado.

Se utilizan diversas trampas de contención para capturar animales por las extremidades se han utilizado con éxito para capturar lobos, coyotes, zorros, prociónidos y algunos mustélidos. El método de captura utilizado ampliamente es una trampa diseñada para reducir al mínimo la lesión de los animales capturados. Estas trampas están diseñadas con mandíbulas laminadas que reducen potencialmente las lesiones en la extremidad atrapada.

Las trampas giratorias son necesarias para garantizar que no se enrede y ejerza fuerza adicional por rotación en la extremidad atrapada.

Otras trampas de apoyo incluyen trampas de pierna que se fabrican con cable de alambre recubierto que se activan por un muelle al pisar el animal. Estas trampas han sido adecuadas para capturar pumas, leones y tigres.

Existen en el mercado diferentes tipos de trampas de jaula o cubo, o trampas de manufactura casera de alambre, madera, malla plástica o de metal completamente

cerradas para contención de prociénidos, cánidos pequeños y medianos y para la mayoría de los félidos. Los animales son atraídos a la trampa por medio de cebos, esta se activa por una placa presente en el suelo la cual libera la puerta en forma de guillotina vertical o puerta de bisagra que cierra cuando el animal está dentro. Entonces los animales son inyectados a mano o usando un bastón-jeringa si se requiere contención química. También se realiza la contención física mediante un bastón de trampa teniendo mucho cuidado cuando se aplica presión en el tórax para no provocar asfixia por compresión. Las trampas de caja o jaula, proporcionan la ventaja de brindar seguridad de depredación a los animales atrapados a diferencia de otros dispositivos de contención como los que sujetan las extremidades aunque los primeros no son tan fáciles de transportar.

Sin importar el tipo de trampa que se utilice, se debe revisar con una frecuencia de 12 horas o menos para evitar deshidratación, congelación, hipotermia y otras complicaciones.

Las trampas del cuello se han utilizado con éxito para la captura de coyotes, ofreciendo una técnica de captura alternativa en zonas donde las trampas de punto de apoyo son ineficaces o están prohibidas. Los tranquilizantes son un complemento útil para prevenir lesiones por lucha.

Algunas especies de felinos trepan a los árboles si se sienten en peligro como el puma, jaguar o pantera, lince, estos son capturados con la ayuda de perros de rastreo, y realizando contención química con una variedad de técnicas de administración remota tales como: cerbatanas, bastón-jeringas, dardos, pistolas y fusiles.

Los felinos en cautiverio son capturados o inmovilizados con redes de aro, jaulas de compresión o inmovilización química, dependiendo de su tamaño. Las especies menores de 14 kg se controlan con seguridad usando solo una red y guantes, mientras que los felinos más grandes requieren el uso de jaulas de compresión o bastones de contención de tubo para una buena seguridad en el manejo.

(Figura 15)



Figura 15. Red de aro para contener felinos menores de 14 kilos.

Disponible en: <http://www.mascotas-plus.com/mascotas+/c291.html>

- Cajas de compresión, jaulas, y trampas

Las cajas de compresión permiten la inyección intramuscular (IM) directa. Las ventajas de esta técnica es que tiene menos posibilidad de fracaso o de provocar un trauma ya que la inyección es directa, pero puede incluir desventajas estas incluyen un incremento del estrés comparado al dardeo, y el riesgo de lesión

(rotura de dientes) por las barras de metal durante la inducción. Las trampas como la jaula con cebo es de los mejores métodos para capturar a los felinos pequeños ya que se acercan fácilmente. Los chitas de cautiverio pueden ser inducidos en una pequeña caja, y se puede mantener abajo utilizando palos de madera. La cola y las patas traseras se extraen a través de las barras y la anestesia puede ser inyectada intravenosa (IV) en la vena safena media.

- Contención manual

Los felinos pequeños menores de 16 kg y grandes felinos jóvenes pueden agarrarse manualmente con la utilización de guantes o toallas. La anestesia puede ser inducida directamente IM o por inhalación de gas. Las ventajas de la contención manual incluyen velocidad y precisión de la inyección, pero el personal debe contar con experiencia y cuidado para evitar lesiones por dientes afilados y garras. En la experiencia profesional con felinos, puede haber efectos adversos como traumáticos y cardiovasculares (efectos arritmogénicos, hipotensión) la inducción de gas puede ser más grave que si hubiera sido dardeado. Las cámaras de inducción son una valiosa alternativa para pacientes pequeños que no toleran la contención física o la inyección directa.

- Manejo y consideraciones de seguridad.

Los guantes de cuero gruesos, son indispensables para manejar todo tipo de felinos de cualquier edad, ya que los dientes o garras suelen causar severos daños. Todas las heridas causadas por mordida o rasguño, son propensas a infecciones bacterianas por lo que deben ser tratadas adecuadamente. Las bolsas de contención utilizadas en gatos domésticos, son útiles para la contención de gatos silvestres de talla pequeña y mediana, para realizar procedimientos cortos

como punción venosa, inyección o vacunas, mientras para felinos y cánidos de mayor tamaño se deben utilizar cuerdas y capuchas o vendas para los ojos.

En cánidos pequeños y medianos se puede aplicar fácilmente contención física si se atan firmemente las extremidades y se usa un buen bozal. (51, 52, 53, 54, 55)

(Figura 16)



Figura 16. Diferentes métodos de contención física de un lobo, usando domador, cinta adhesiva como bozal y correas de sujeción para las extremidades.

Tomado de: Gary West, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 2007

Mustélidos, prociónidos y vivérridos.

Los pequeños y medianos mustélidos, como martas visones y comadreas se inmovilizan fácilmente mediante una malla en forma de cono después de ser capturados con una trampa de cubo o caja u otro dispositivo. Las jaulas de compresión también son útiles, proporcionan un método de contención rápido para realizar inyecciones, vacunas o aplicar drogas para contención química. Las jaulas, trampas de caja, y trampas acolchadas son las más comúnmente usadas para capturar mustélidos silvestres y vivérridos.

- Manejo y consideraciones de seguridad

Son necesarios los guantes de cuero para capturar mustélidos y grandes vivérridos debido a la propensión a morder si se sienten amenazados. La mayoría de las especies pueden contenerse físicamente sujetando firmemente alrededor de la base de la cabeza con una mano y la cola con la otra, pero será necesario aplicar una sujeción firme y con fuerza debido a su extrema flexibilidad.

Los mapaches, zorros, murciélagos y zorrillos se consideran reservorios naturales del virus de la rabia, por lo que se debe tener cuidado de vacunar al personal que trabaja con estas especies y capacitarlos para evitar una exposición. (56, 57, 58)

Roedores y lagomorfos

Hay diversos tipos de jaulas y trampas para capturar roedores y lagomorfos vivos, especies como ratones y ardillas son capturadas en trampas de alambre o cajas metálicas tipo Sherman, que son un cubo de aluminio, es necesario colocar en las

trampas camas de algodón, poliéster y una fuente de alimentación ya que son propensos a sufrir hipotermia e hipoglucemia.

Los lagomorfos silvestres se capturaban con trampas de alambre usando cebos de alimento, se observó que constantemente sufrían lesiones en los dientes, siendo resultado de morder el alambre de las trampas, madera o plástico, para evitar eso se emplean preferentemente trampas con los lados sólidos y planos.

- Manejo y consideraciones de seguridad.

Las ratas o ratones, se sujetan utilizando guantes de látex, tomando la piel por la base de la nuca, esto se realiza por periodos cortos y tratamientos no invasivos. También se sujetan de la cola apoyados sobre una superficie rugosa como una jaula de alambre, en animales de pelo largo se debe tener cuidado de llevar a cabo una adecuada contención física debido a que podría soltarse y causar daños al personal.

En la mayoría de los lagomorfos la contención física resulta exitosa, sujetando alrededor de la base de la cabeza con una mano y apoyando el cuerpo el antebrazo contrario, sujetando las patas con la otra mano, cuidando siempre de no dejarlas libres ya que puede provocar lesiones espinales si el animal empieza a patear.

Roedores más grandes como el capibara solo se puede realizar contención física por cortos periodos y para procedimientos menores como inyecciones o vacunas.

(22, 59, 60)

Primates

Los primates medianos no humanos generalmente son capturados en trampas de caja o manualmente con redes. Las especies más grandes como gorilas y orangutanes requieren inmovilización química administrada a distancia.

- Manejo y consideraciones de seguridad.

Los primates de entre 3 y 12 kg se inmovilizan manualmente por una persona sujetando con guantes de cuero las extremidades torácicas con una mano y las pélvicas con la otra. Es necesario el uso de máscara facial o lentes de seguridad para prevenir zoonosis. Debería de considerarse el uso de mamelucos de mangas largas y guantes con extensión de mangas, para evitar picaduras o arañazos. La mayoría de los primates posee una considerable fuerza y agilidad para su tamaño, un hecho a menudo subestimado por el personal sin experiencia.

Siempre que se lleva a cabo contención física en cualquier especie de primates es necesario tomar las medidas de seguridad adecuadas para la protección y prevención de zoonosis. (61)

Murciélagos

- Técnicas de captura

Redes de niebla colocadas en diversas posiciones, Alturas y longitudes son una forma versátil y de bajo costo para capturar más especies de murciélagos. Se pueden construir redes de niebla con nylon monofilamento, o poliéster. Se debe tener cuidado al desenredar un murciélago atrapado en la red ya que los huesos y membranas son fácilmente dañados.

- Manejo y consideraciones de seguridad

Los pequeños murciélagos (menores de 100 g) son inmovilizados suavemente pero con firmeza en la palma de la mano, sujetando la cabeza con la punta del dedo pulgar y el dedo índice. Los murciélagos más grandes requieren dos manos para contención física, se deben sujetar firmemente las alas y la cabeza. Las bolsas de tela o malla, son útiles para la contención temporal y el transporte. La contención física en estas especies, debe reducirse al máximo ya que podría presentarse hipertermia por estrés y lucha excesiva. Los guantes de cuero ligeros, como los guantes de golf son útiles para el manejo de murciélagos. **(Figura 17)**



Figura 17. Contención física de un murciélago empleando guantes de cuero y sujetando firme pero suavemente para evitar lesionarlo.

Tomado de: Gary West, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 2007

La mayoría de las lesiones que se causan en los murciélagos ocurren en los huesos de las alas y las piernas, comúnmente por una mala contención física y al desenredar con fuerza a los murciélagos atrapados en las redes.

El personal que trabaja con murciélagos debe estar vacunado contra la rabia. Una enfermedad micótica importante es por *Histoplasma capsulatum* el cual se ha relacionado con aerosoles del guano dentro de las cuevas con murciélagos en reposo, por lo que es necesario el uso de mascarillas al entrar en una cueva. (62)

Suidae y tapiridae

- Técnicas de captura

Los tapires en cautiverio son generalmente muy dóciles y en ellos se realizan muchos procedimientos si se pone al animal en un estado hipnótico ligero y si el animal está habituado a los procedimientos. En ocasiones si se frota a los tapires en el dorso con un peine o un guante, se consigue una posición ventral o lateral.

Las especies silvestres de animales como pecaríes y babirusa son físicamente inmovilizados o capturados utilizando las mismas técnicas que para cerdos domésticos, incluyendo trampas, bastones y cables o cuerdas. La mayoría de las especies poseen grandes colmillos y son capaces de causar severos daños.

Los cerdos de gran tamaño, deben ser preferentemente manejados con inmovilización química o usando canaletas para inmovilizarlos en procedimientos como vacunación y aplicación de tratamientos menores. (63)

Mapaches y otros mamíferos similares

No se debería subestimar la capacidad incluso de los miembros más pequeños de la familia *Procyonidae* de resistirse a la contención manual e infligir daños físicos graves. Por esta razón, la contención manual puede no ser utilizada de forma adecuada y segura para procedimientos como el muestreo de sangre, la identificación con aretes y el examen físico. Sería más conveniente reservarla sólo para la inyección de medicamentos y agentes de contención química y, si se tiene la suficiente soltura y experiencia, retirada rápida de trampas o cambios de jaula. Se deben llevar guantes protectores durante los intentos de contención manual. Como protección añadida, un guante de malla de carnicero se debería introducir en un guante de cuero de herrero o de manejo de monos. Sin embargo, se debería recordar que los guantes disminuyen la sensibilidad táctil y favorecen que se aplique una presión excesiva para sujetar al animal. (64)

Nunca se debe intentar sujetar un miembro de la familia *Procyonidae* por la piel de la nuca. Los géneros *Procyon*, *Bassaricyon* y *Bassariscus* generalmente poseen la suficiente piel "extra" como para darse la vuelta completamente, mientras que *Nasua* y *Potos flavus* no tienen la piel suficiente como para permitir una buena sujeción. *Bassaricyon*, *Bassariscus* y *Potos flavus* se capturan con guantes en las manos, cogiéndolos rápida y firmemente por el área cervical dorso-lateral inmediatamente caudal al cráneo con una mano (evitando la compresión del surco yugular y/o la tráquea), mientras que se sujetan las patas y cola con la otra mano. Un ayudante entonces administra inyección en uno de los muslos posteriores en extensión. En los géneros *Nasua* y *Procyon*, intentar este tipo de sujeción es desalentador y peligroso dada su habilidad para resistirse a una contención muy

agresiva. Con agilidad y a la velocidad del rayo flexionan las extremidades hacia el cuerpo, arquean el cuello y proceden a retorcerse de lado a lado y de adelante a atrás mientras emiten una serie de resoplidos, gruñidos y gritos que hielan la sangre e intentan morder cualquier cosa que se les ponga por delante. Llegados a este punto, el manipulador no experimentado generalmente deja caer su carga e intenta escapar mientras sangra profusamente, pero generalmente se encuentra con que el animal se dirige directamente hacia él en un intento de situarse en un nivel jerárquico superior irguiéndose sobre sus patas traseras la costumbre de trepar a los árboles para defenderse no se puede eliminar.

Teniendo en cuenta los problemas relacionados con la contención manual de los *Procyonidae* arriba expuestos, se recomienda una red o lazo (Ketch-alltm) como método preferido de captura. Las redes de forma cónica un 30 - 50% más largas que el animal montadas sobre aros flexibles (al menos 24 pulgadas de diámetro) con una asa de metal son las que mejor funcionan, ya que permiten al animal “hurgar” dentro de la red, girar dentro de la red y acabar firmemente alojado. Una vez dentro de la red, hay que asegurarse de que la cola no cuelga por fuera del aro. Después, con las manos enguantadas, se aplica una presión firme sobre el cuello y la grupa como para sujetar al animal contra el suelo. Hay que tener mucho cuidado en este punto para evitar daños innecesarios al animal. Se debe evitar el “abrazo mortal” que lleva a la estrangulación o al compromiso de la expansión torácica durante la respiración. Un segundo asistente manipula una extremidad posterior a través de la red para obtener un punto adecuado de inyección de un medicamento o un agente de contención química.

El lazo es un instrumento excelente para la restricción manual que además mantiene al animal a una distancia segura del manipulador. El lazo corredizo de la trampa Ketch-alltm es capaz de girar alrededor del palo y tiene un mecanismo de liberación rápida. Estas características se incorporan para evitar que el animal capturado gire alrededor del lazo y se ahogue.

La anteriormente mencionada agilidad contorsionista de estas especies pocas veces permite que el lazo se coloque adecuadamente alrededor del cuello; generalmente al menos una extremidad anterior queda siempre fuera del lazo. Sin embargo, si el lazo se ajusta moderadamente funcionará bien. Sujetar al animal por el tórax o abdomen es una manera inadecuada de usar el lazo y provoca traumatismos a estas áreas, además de dejar libre la cabeza para infligir daños al manipulador.

Una vez ajustado en el lazo, rápidamente el asa de metal de donde sale el lazo se coloca firmemente en el suelo (preferiblemente en un rincón), sujetando al animal en el suelo. Inmediatamente, las extremidades posteriores y la cola se inmovilizan sujetándolas junto a o al lado del palo mientras se estira suavemente al animal a lo largo del palo. Este último paso requiere una acción rápida, coordinada y es el más difícil de dominar, ya que el sujeto habitualmente se encuentra mordiendo, gruñendo, escupiendo y silbando violentamente mientras gira y salta intentando liberarse. Se deben conocer estas contorsiones y estar preparado para liberar al animal si gira sobre el lazo hasta el punto de provocar compresión traqueal. (64)

CAPITULO 2 GENERALIDADES EN CONTENCION QUIMICA

Desarrollo histórico de los sistemas de administración remota o a distancia.

La administración de drogas a distancia fue usada por primera vez por los cazadores indígenas, los cuales usaban proyectiles con veneno en la punta. Los extractos de la planta que contiene el curare, fueron usados por los indios americanos pre-colombinos para producir parálisis neuromusculares en los animales los cuales eran proyectados por cerbatanas a largas distancias y con extraordinaria precisión. **(Figura 18)**



Figura 18. Indígena Sudamericano cazando con una cerbatana y dardos impregnados con curare.

Hasta la segunda mitad del vigésimo siglo se tenía confianza en la restricción física como medio para realizar procedimientos clínicos y manejo de animales. Este método era peligroso tanto para los humanos como los animales, a menudo dando como resultado tensión, lesiones y mortalidad ocasional de los animales. A

mediados de los años cincuenta el uso de la administración a distancia fue descrito en la literatura. Se utilizó un modelo de dardo de aluminio que producía una reacción ácido-base para inyectar el contenido líquido. Después de modificaciones y mejoras extensas a este modelo de dardo, se desarrollaron modelos modernos que se utilizan hoy en día. (65, 66, 67)

Sistemas remotos para administración de agentes en la contención química.

En la medicina de fauna silvestre, es común el uso de anestésicos y tranquilizantes en animales no manejables debido a una variedad de razones. Por ejemplo, los animales que no se han acostumbrado a la presencia del humano, se vuelven agresivos y se estresan principalmente con el acercamiento del hombre. Esto ocurre en especies libres o en grupos de animales en condiciones de cautiverio cuando el contacto directo rutinario no se lleva a cabo individualmente.

En especies tales como carnívoros y grandes herbívoros representan riesgos significativos a los médicos veterinarios y manejadores, lo que imposibilita el uso de métodos de restricción física. Finalmente en animales que han sido previamente entrenados, y modifican el comportamiento durante el manejo, se vuelven agresivos si presentan enfermedad o dolor, lo cual obliga a utilizar métodos de contención química.

Los agentes inyectables usados en la contención química de animales silvestres, son administrados de forma remota, lo cual consiste en un dardo y un proyector que son a menudo la opción más práctica, los dardos, pueden ser impulsados mediante una cerbatana, arco, ballesta, pistola o rifle de aire o gas comprimido o por combustión de pólvora.

Todos los dardos tienen cuatro componentes básicos: **(Figura 19)**

- a) Una aguja para penetrar la piel.
- b) Una cámara de almacenaje de la droga.
- c) Un compartimento para el método de administrar la droga.
- d) Un estabilizador para el vuelo.

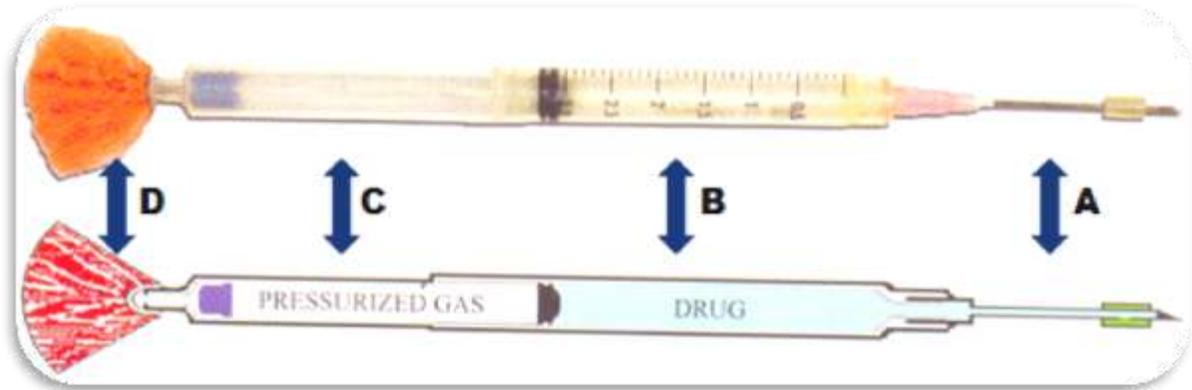


Figura 19. Ilustración de un dardo usado para administración de drogas para restricción química a distancia. A. aguja para penetrar la piel del animal. B. cámara de almacenaje de la droga. C. cámara de aire comprimido para administrar la droga. D. estabilizador para el vuelo.

Tomado de: Gary West, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 2007

Los dardos disponibles en el comercio, diferencian en los métodos de expulsión de la droga, los materiales usados en su construcción, el volumen de la carga útil de la droga y los accesorios del dardo, tales como la aguja o la cola.

Estos sistemas varían a los modelos de manufactura casera en la forma de administrar la droga, la cual estará sujeta a las preferencias, las necesidades o la experiencia clínica, pero la mayoría de los sistemas comerciales pueden ser muy

eficaces cuando son utilizados por operadores experimentados. (68, 69, 70)
(Figura 20 y 21)

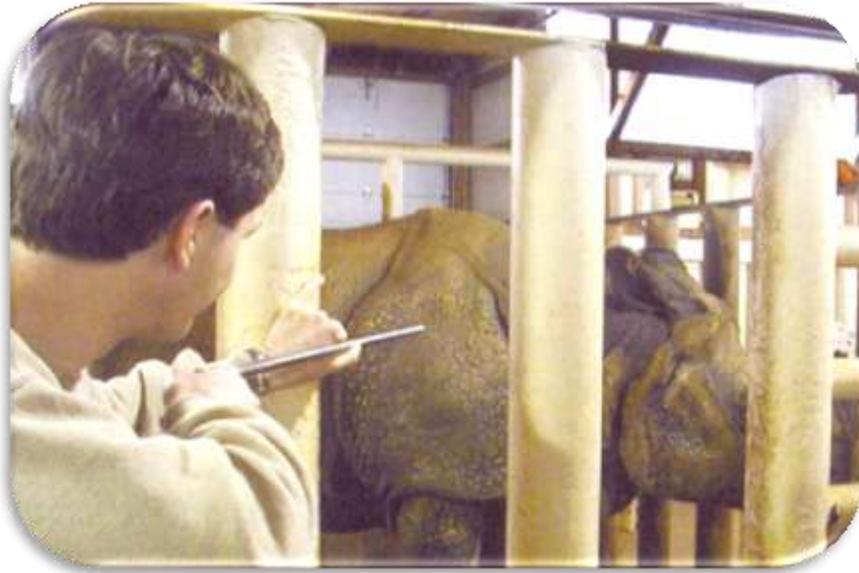


Figura 20. Empleo de una cerbatana de corto alcance para inyectar a un rinoceronte que resulta agresivo si se inyecta manualmente.

Tomado de: Gary West, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 2007



Figura 21. Cerbatana utilizada en el Zoo de Zúrich para contención de grandes felinos.

Tomado de: Gary West, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 2007

Es considerada una contribución muy importante para el manejo de animales silvestres que se ha desarrollado en los últimos años. Con estos métodos, se permite manejar especies animales que no podrían ser manejados con algún otro método.

El uso y administración de agentes químicos tiene como objetivo suprimir el comportamiento defensivo y de huida, evitando posibles daños tanto para el animal como para el manejador. (71)

“La inmovilización acertada de la fauna es un arte que debe ser aprendido”

Los avances de inmovilización de la fauna son posibles gracias al apoyo de la investigación científica, las que han ocurrido en años anteriores y aceleran el desarrollo de nuevas drogas apropiadas para su uso en fauna silvestre. Son empleados también monitores fisiológicos que determinan la calidad de los fármacos.

El desarrollo de la etorfina (M99) para anestesia de la fauna en los años 60 revolucionó las técnicas de captura e inmovilización de la fauna, fue seguida por el fentanil a mediados de los años 60 y posteriormente el tiafentanil (A3080) al final de los años 80.

Otras drogas que han tenido impactos importantes en anestesia y captura de fauna silvestre son las ciclohexaminas, fenciclidina al final de los años 50, ketamina a principios de los años 70 y la mezcla Telazol (C1744) al final de los 70 y principios de los 80; los agonistas alfa-2, xilacina al final de los años 70, Detomidina y Medetomidina al final de los 80 y principios de los 90; Propofol en los años 90; butorfanol en los 90 así como los neurolepticos.

Se puede observar que el desarrollo de los anestésicos y tranquilizantes ha ocurrido en historia reciente y conducido por necesidades en medicina animal y humana. Hay pocas drogas nuevas para la anestesia en fauna. Esto ha forzado a los médicos veterinarios a utilizar las drogas disponibles con más eficacia y preparar "cocteles" para reforzar y acentuar efectos deseados y reducir efectos indeseables.

El Tiafentanil (A3080) es un derivado del fentanil con una actividad propia y pronunciada de un agonista narcótico. Tiene una acción más corta que el carfentanil o la etorfina y es levemente menos potente que el carfentanil.

El tiafentanil ha demostrado acortar los tiempos de inducción sobre el carfentanil del 65 al 26% en una especie de rumiante.

Los primeros efectos después de la inyección IM ocurrieron en un lapso de 20 a 30 segundos. Las combinaciones de tiafentanil/demetomidina/ketamina se han utilizado para la inmovilización segura y acertada para inmovilizar especies peligrosas evitando el riesgo de acercarse.

Esta inmovilización es caracterizada por inicio de inducción excepcionalmente rápido, excelente relajación muscular, depresión cardiorrespiratoria suave y recuperación rápida y efectos adversos mínimos. Los agentes antagonistas narcóticos como el naltrexone proporcionan una recuperación rápida y completa del A3080 sin informes de renarcotización.

Para la restricción química, se emplean diferentes agentes farmacológicos. Cada fármaco posee características particulares y también ventajas y desventajas.

Hasta la fecha no se ha fabricado un agente químico que reúna todas las cualidades necesarias para poder considerarlo como un fármaco ideal para poder realizar la inmovilización química. Un compuesto ideal, sería aquel que cumpla con las siguientes características:

- La dosis efectiva no debería exceder la cantidad que pueda ser cargada en un dardo, preferiblemente menor a 3 ml.
- Estabilidad en distintos climas.
- Rápida absorción.
- Rápido efecto para conseguir una adecuada inmovilización.
- Efectos de acción suficiente para realizar procedimientos tardados.

- Amplio margen de seguridad (tres veces la dosis empleada).
- Disponibilidad de un antagonista confiable.
- Rápida eliminación.
- Sin efectos indeseables en animales gestantes.
- Sin efectos indeseables permanentes.
- No ser irritante en los tejidos.
- Efectos mínimos en la función cardiorespiratoria.
- Periodos de inducción y recuperación calmada.
- Riesgo mínimo para el personal que maneja el fármaco.
- Reducir la conciencia del animal inmovilizado en cuanto a su entorno, para minimizar miedo, estrés y dolor. (72, 73, 74)

El empleo con resultados exitosos, requiere de amplios conocimientos que permitan decidir bajo que situaciones podrán ser usados así como toma de decisiones en casos de emergencias. (75)

Las técnicas de anestesia general inyectable, fija o parenteral agrupan aquellas en las que se administran los anestésicos generales por diferentes rutas a la respiratoria, siendo la vía de administración más común la endovenosa, seguida de la intramuscular. Estas técnicas resultan muy útiles en la práctica veterinaria destacando entre sus indicaciones las siguientes.

- Consecución de una inducción anestésica rápida y suave, previa a un mantenimiento con gases.

- Como protocolo de anestesia inyectable mediante la administración de dosis repetidas de agente inyectable cuando sea necesario, o mediante su infusión continua.
- Coadyuvante a técnicas de anestesia inhalatoria (ej. Para una profundización rápida del plano anestésico, para mantener una anestesia con gases a bajas concentraciones).
- Mantenimiento prolongado de estados de anestesia superficial en pacientes hospitalizados en unidades de cuidados intensivos.

Ventajas de las técnicas de anestesia inyectable.

- Fáciles de administrar.
- Producen anestesia de forma rápida y suave.
- Requieren de poco equipamiento. (en la actualidad esto ha cambiado ya que pueden usarse equipos caros y complejos como perfusores o bombas de infusión).
- No irritan vías respiratorias ni explotan.
- No polucionan el medio ambiente ni el área anestésico-quirúrgica.

Inconvenientes de las técnicas de anestesia inyectable.

- Una vez administrados resulta imposible impedir que actúen ya que en su mayoría carecen de antídotos. Por tanto si se presentan problemas no podemos más que dar un tratamiento sintomático ya que de la profundidad y la duración anestésica no tenemos ningún control por depender

enteramente de la distribución corporal, metabolismo y excreción del anestésico.

- Si el animal no está intubado y no recibe oxígeno se incrementa notablemente el riesgo anestésico.
 - La respuesta a su administración es variable y depende de muchos factores: dosis administrada, concentración del producto, velocidad de inyección, volumen de sangre entre el punto de inyección y el cerebro, grado de perfusión cerebral del paciente, grado de ionización del anestésico, tasa de unión a proteínas plasmáticas, redistribución en tejidos no nerviosos, metabolismo y excreción del anestésico y producción de metabolitos potencialmente activos. Además esta respuesta se ve influenciada, en caso de redosificación, por las propiedades acumulativas de la mayoría de agentes inyectables.

2.1 AGENTES QUIMICOS MÁS COMUNES PARA SEDAR, INMOVILIZAR Y ANESTESIAR.

BARBITÚRICOS

- Farmacología

Los barbitúricos en general son deprimentes del SNC y como tales, pueden inducir coma y muerte con la administración de dosis profundas.

Los mecanismos de acción sobre el sistema nervioso central, son todavía desconocidos, pero se sabe que inhiben la liberación de acetilcolina, norepinefrina y glutamato. También tienen efectos sobre el GABA.

El grado de depresión producido es dependiente de la dosis y la vía de administración y especie tratada. Además los efectos se pueden alterar por la edad o la condición física, así como por la interacción con otras drogas.

En la mayoría de las especies los barbitúricos causan depresión respiratoria dosis dependiente, pero en ciertas especies pueden causar un estímulo respiratorio leve.

Los barbitúricos tienen además efectos cardiovasculares. En el perro, es causa de taquicardia, disminución del tono cardiaco, y disminución de presión arterial periférica.

En el intestino produce reducción de tono y motilidad de la musculatura. En el riñón no se observan daños directos, aunque la insuficiencia renal puede ser causa de los efectos hipotensos en situaciones de sobredosis.

Existen mejores alternativas para pacientes de alto riesgo o debilitados pero los barbitúricos ofrecen buen margen de seguridad para animales sanos.

A los pocos segundos de su administración EV el barbitúrico se distribuye por todo el organismo por la vascularización y llega al cerebro, de ahí la pérdida de la conciencia tras los 30 segundos de la inyección de tiopental. Esta rapidez es favorecida por la buena vascularización, el alto contenido en lípidos del cerebro y la buena liposolubilidad del fármaco.

En el cerebro todos los barbitúricos producen pérdida de la conciencia por deprimir el centro del sistema reticular activado. Este efecto cede cuando los barbitúricos desaparecen del cerebro y se redistribuyen por el resto del organismo.

Los tejidos de menor vascularización que el cerebro, como el músculo o la grasa, comienzan a captar los barbitúricos de manera más lenta. Esto produce una baja de la cantidad del barbitúrico en sangre, haciendo que su concentración en cerebro disminuya, posteriormente se distribuye por la grasa y los músculos. En las horas siguientes los barbitúricos salen de este compartimento, pudiendo volver al cerebro o se metabolizan en hígado y se eliminan por riñón.

Si se administra una dosis extra de barbitúrico esta se mezcla con la acumulada en grasa y músculo y puede ocasionar una sobredosificación o prolongar la recuperación. De ahí la contraindicación de suministrar estas sustancias en infusiones continuas o dosis sucesivas.

Los barbitúricos son excelentes hipnóticos, presentan una escasa actividad analgésica y útiles para el tratamiento de cuadros convulsivos.

El bajo costo de los barbitúricos, la relativa seguridad y la rápida inducción que producen estas sustancias, se toman en cuenta para usarse ampliamente en inducción, y mantenimiento anestésico en procesos quirúrgicos cortos de 15 a 30 minutos.

Es conveniente intubar al animal aunque sea una anestesia breve para evitar degluciones desviadas en el caso que se produzcan vómitos y para poder dar respiración asistida si se produce apnea.

- Efectos respiratorios

Tras la inyección endovenosa de un barbitúrico se produce una profunda depresión respiratoria pudiendo producir apnea. Esta depresión respiratoria no debe provocar ningún problema en pacientes sanos, si la apnea se produce debemos asegurarnos que sea breve y que las mucosas se mantengan rosadas, el latido cardiaco sea regular y el pulso fuerte.

- Efectos cardiovasculares

La depresión cardiovascular no es tan marcada como la respiratoria, pero durante los 10 minutos que siguen a la inyección endovenosa de barbitúricos se produce una disminución del rendimiento cardiaco y de la presión sanguínea dependiente de la dosis que hayamos utilizado.

El tiopental al igual que el halotano incrementan la sensibilidad del miocardio a la acción de la adrenalina. La adrenalina en el corazón provoca graves efectos como las arritmias.

- Otros efectos

Los barbitúricos son soluciones muy alcalinas ($\text{pH}=10$) lo que produce flebitis y sobre todo si se extravasa vamos a tener necrosis tisular, por lo cual se debe tener en cuenta que la administración de barbitúricos parenterales se limita a la vía endovenosa.

Los barbitúricos se unen a las proteínas plasmáticas en más de un 80%, siendo la fracción libre la única que puede producir el efecto anestésico. Esto conlleva a que un animal hipoproteico haya más fracción de barbitúrico libre susceptible de entrar en el cerebro y de producir una sobredosis. Los barbitúricos también actúan con más potencia si el pH es ácido, de manera que animales con acidosis metabólica o respiratoria pueden sufrir una sobredosis con las dosis habituales.

Debido a la alta solubilidad de los barbitúricos en los lípidos, en animales delgados o atléticos la dosis habitual de barbitúrico no se almacena en la grasa y actúa directamente en cerebro produciendo sobredosis, de manera que en estos animales magros deberemos reducir en un 25% la dosis inicial de los barbitúricos.

Los animales hipotérmicos o con función renal o hepática disminuidas tendrán un tiempo de recuperación más prolongado (76, 77, 78, 79)

CICLOEXAMINAS

Son un grupo de fármacos que producen un estado cataléptico conocido como anestesia disociativa, que se acompaña de marcada analgesia.

- Farmacología

Son anestésicos de que producen una rápida acción, cierto grado de analgesia y ausencia de efectos cardiopulmonares depresores. Los agentes disociativos inhiben el GABA y bloquean la serotonina, dopamina y norepinefrina.

El sitio de acción de los anestésicos disociativos es la corteza frontal del cerebro.

(80)

El mecanismo de acción de los disociativos no es muy claro, sin embargo puede relacionarse con un aumento de la dopamina en el cerebro y un desbalance de la

actividad colinérgica muscarino-nicotínica, efectos agonistas del ácido gamma-amino-butírico (GABA) o estimulación de los receptores opioides. La acción anestésica de estos fármacos requiere una corteza cerebral funcional. (81)

Los disociativos poseen propiedades analgésicas y amnésicas, mientras que preservan los reflejos laríngeo y faríngeo. Los efectos pueden variar desde sedación con dosis bajas hasta anestesia quirúrgica con dosis altas. Cuando se emplean solas pueden estimular el sistema nervioso central y producir pobre relajación muscular. Pueden ocurrir ocasionalmente movimientos espontáneos sin provocación, en individuos bajo anestesia profunda. En algunos casos se han observado temores musculares y movimientos tónico-clónicos. Tales movimientos no son reflejo del estado de anestesia. Los reflejos palpebral y pupilar se presentan de forma normal, y están ausentes en estados profundos de anestesia. Otros efectos oculares como midriasis, nistagmos y parpados abiertos son característicos de la anestesia disociativa. La profundidad de la anestesia no se establece por medio de evaluaciones estándar como la desaparición de reflejos, efectos aculares, y patrones respiratorios, pero son indicativos principalmente de la respuesta del animal a estímulos dolorosos. (82, 83)

Los únicos disociativos de interés médico veterinario son la ketamina, tiletamina y fenciclidina. Pocas veces son empleadas solas, comúnmente se usan en combinación con sedantes para disminuir sus propiedades convulsivas y cataleptoides. 49. Las vías de administración son endovenosa o intramuscular, y bajo ciertas circunstancias se administra vía oral. (82)

Los anestésicos disociativos son de empleo seguro, de rápida acción y efectivos en una amplia variedad de especies animales. Estimulan el sistema cardiovascular

y mantienen una adecuada respiración. Estos fármacos son excretados por el riñón y por lo tanto deben emplearse con cuidado en animales con problemas renales. No existen antagonistas directos de los disociativos. (83)

- **Tiletamina**

La tiletamina es un anestésico disociativo muy empleado en la actualidad en fauna silvestre, se emplea una combinación de hidrocloreto de tiletamina con hidrocloreto de zolacepam en una proporción de 1:1 y ha sido usada por más de 30 años con excelentes resultados. (84)

El hidrocloreto de tiletamina es un análogo de la ketamina. La combinación tiletamina/zolacepam, es un polvo liofilizado blanco amarillento, la presentación comercial contiene agua estéril como solvente para la reconstitución de la fórmula. La tiletamina tiene 4 veces la potencia de la ketamina. Administrada sola, produce efectos farmacológicos similares a la ketamina, aunque la duración de sus efectos son tres veces más prolongados. La tiletamina presenta una tendencia a la presentación de convulsiones similar a la que presenta la fenciclidina. El zolacepam combinado con tiletamina, produce potenciación de los efectos anestésicos, relajación muscular, supresión de convulsiones, y una recuperación de la anestesia más suave.

Los efectos son similares a los de la ketamina, aunque los efectos catalépticos de la tiletamina se ven reducidos por el empleo de zolacepam. El producto está contraindicado en individuos bajo tratamiento con organofosforados; y en combinación con tranquilizantes fenotiacínicos como la acepromacina, debido al incremento de los efectos de depresión cardíaca a hipotermia. (85, 80)

La dosis de la combinación tiletamina/zolacepam debe disminuirse en animales débiles y geriátricos. Los ruidos y la luz brillante deben evitarse durante la recuperación. Los ojos permanecen abiertos con las pupilas dilatadas, por lo que se recomienda el empleo de algún lubricante oftálmico para proteger la córnea, además es importante proteger los ojos de la luz del sol.

Los efectos de la tiletamina desaparecen más pronto que los efectos sedantes del zolacepam. Los efectos de este pueden revertirse con flumazenil a una dosis total de 0.3-1.0 mg/kg. (83, 80)

La depresión respiratoria es el principal efecto negativo de la combinación tiletamina/zolacepam. El tratamiento es sintomático y de soporte.

La combinación tiletamina/zolacepam debe almacenarse de 15-25 grados centígrados y debe protegerse de la luz del sol. Una vez reconstituida, la solución debe usarse dentro de las 24 horas siguientes. Sin embargo la solución reconstituida puede guardarse a 4 grados centígrados por varios días. (86)

- **Fenciclidina**

Su nombre químico es cloruro de 1-fenciclohexil piperidina.

Los efectos farmacológicos, secundarios y tóxicos son similares a los descritos para los demás disociativos.

Una de las grandes diferencias entre la fenciclidina y los anestésicos generales es que con la primera, la ausencia de respuesta a los estímulos nocioseptivos, no se acompaña con la pérdida de reflejos como el corneal y el pupilar. Así mismo cuando se usa la fenciclidina en grandes dosis, se produce un aumento de tono

muscular. Después de la administración IM ocurre una disminución de la frecuencia cardíaca y en las presiones sistólica, diastólica y venosa central.

TRANQUILIZANTES

Existen tres clases de tranquilizantes, las fenotiacinas (promacina, acepromacina), las benzodiacepinas (diazepam) y las butirofenonas (droperidol, azaperona, haloperidol). (82)

DERIVADOS FENOTIACÍNICOS O FENOTIACINAS.

En la década de los 50s los derivados fenotiacínicos (clorpromacina, promacina, acepromacina), fueron introducidos en la práctica veterinaria como ataráxicos (tranquilizantes). Sus descubridores acuñaron el término neurolépticos para indicar que su efecto farmacológico más importante ocurría sobre ciertas funciones del sistema nervioso central. (80)

- Farmacología

La principal actividad central de los tranquilizantes fenotiacínicos es el bloqueo de efectos de la dopamina, una catecolamina que actúa como neurotransmisor en el SNC. Se cree que la dopamina, tiene de forma primaria, una actividad depresora en el cerebro, con las mayores concentraciones en el ganglio basal y el sistema límbico.

La dopamina ejerce su efecto a través de la interacción con receptores específicos localizados en la superficie de la membrana de las neuronas. (82)

Todos los derivados fenotiacínicos ejercen una acción sedante mediante la depresión del tallo cerebral y las conexiones con la corteza cerebral, pero pueden

variar en potencia y duración de acción. Todas las fenotiacinas disminuye la actividad motora espontanea. A dosis altas se pueden producir efectos catalépticos, por lo que los animales permanecen inmóviles en una posición fija por largos periodos. Se ha observado como efectos colaterales del uso de fenotiacinas, signos extrapiramidales (rigidez, temores, akinesia). (80)

Otros efectos indeseables que puede mencionarse por el uso de estos agentes químicos incluyen: depresión respiratoria, disminución de la presión sanguínea, interrupción de la regulación de la temperatura y recuperación prolongada. (87)

Los tranquilizantes fenotiacínicos son sedantes, antiarrítmicos y antihistamínicos.

Las fenotiacinas se usan en combinación con otros anestésicos para reducir la dosis de las primeras, permitiendo una inducción y recuperación más suaves y una mejor sedación.

Las precauciones con el uso de fenotiacinas incluyen, el tener cuidado cuando se empleen en pacientes debilitados, con enfermedades cardiacas, choque hipovolémico o aquellos con bloqueo simpático después de analgesia epidural. (86)

- **Hidrocloruro de clorpromacina**

En la forma de sal, este fármaco tiene un aspecto de polvo cristalino, blanco grisáceo muy soluble en agua. Aunque se descompone con la luz, la ebullición no le afecta, tiene ligera actividad antihistamínica. (80)

En muchas especies se administra de manera IM o EV. Las inyecciones IM deben ser lentas, de lo contrario provocan irritación del tejido.

La administración de epinefrina está contraindicada cuando se empleen fenotiacinas. Los derivados fenotiacínicos están contraindicados en procesos de anestesia epidural, debido a que potencializan la actividad hipotensora arterial de los anestésicos locales. El uso de la clorpromacina sola en caballos está contraindicado debido a la violenta incoordinación y excitación que ocurre después de la administración.

- **Hidrocloreuro de promacina**

Su nombre químico es 10(3-dietilamino propil) fenotiacina monohidrocloreuro. El fármaco es incompatible con álcalis, metales pesados y agentes oxidantes.

Después de la administración EV de promacina en el perro el inicio de acción es a los 5 minutos después de la inyección IM, los efectos tranquilizantes se inician en los 20 a 30 minutos siguientes. El inicio de acción puede tardar de 5 a 10 minutos más en grandes especies. La duración depende de la dosis y puede variar de 4 a 6 horas. (80)

Los patrones de excreción de la promacina han sido estudiados en el caballo. La conjugación glucorónica es la forma de excreción de metabolitos.

En general las contraindicaciones descritas para la clorpromacina aplican para la promacina. Sin embargo la promacina puede administrarse a caballos con menor probabilidad de producir excitación. Algunos animales pueden estar inusualmente reactivos al ruido y pueden responder violentamente a disturbios. (85)

Debe tenerse la precaución de evitar la inyección intracarotídea de promacina; de otra forma, los animales pueden tornarse violentos y exhibir temores musculares,

estertores respiratorios y dilatación pupilar; eventualmente se presenta recumbencia y convulsiones.

La promacina ha sido empleada en hipopótamos preparturientos y postparturientos, con un peso de alrededor de 2,273 kg con una dosis de 4.4 mg/kg o una dosis total de 10g, se han mezclado con el alimento y administrado diariamente durante una semana, previa al parto. (80)

- **Maleato de acepromacina**

Su nombre químico es 2-acetil-10(3-dimetilaminopropil) fenotiacina. El fármaco es un polvo cristalino de color amarillo sin olor.

Muchos de los efectos farmacológicos de la acepromacina son similares a aquellos de otros derivados fenotiacínicos. Es más potente que la clorpromacina y la promacina y es efectiva parenteralmente en pequeñas dosis. Las contraindicaciones son en general las mismas que para las fenotiacinas. (85)

DERIVADOS BENZODIACEPÍNICOS O BENZODIACEPINAS.

Los derivados de la benzodiazepina empleados en medicina veterinaria incluyen diazepam, midazolam, zolacepam (este último en combinación con tiletamina).

- **Farmacología**

Se cree que las benzodiazepinas producen efectos hipnóticos, sedantes, ansiolíticos, anticonvulsivos y relajantes del músculo esquelético por aumento de la acción del neurotransmisor γ -ácido aminobutírico en sus receptores. (80)

La amplia distribución de receptores benzodiazepínicos en el SNC, contrasta con la localización más discreta de otros receptores (por ejemplo los receptores de opioides). (73)

Los tranquilizantes benzodiazepínicos, como el diazepam o zolacepam, producen una sedación suave y amnesia con mínimos efectos respiratorios. Estos fármacos se emplean principalmente con otros anestésicos como la tiletamina, o son administrados EV para controlar convulsiones, observadas con anestésicos disociativos. (86)

Las benzodiazepinas son ampliamente usadas en anestesia y sedación en humanos y primates, así como en aves, carnívoros, rumiantes, mamíferos acuáticos y reptiles. En humanos la amnesia que se presenta en el periodo perisédativo es una característica relevante de estos fármacos. Este es un efecto deseable que también ocurre en las especies animales.

- Otros efectos.

Cuando se administran benzodiazepinas solas en animales sanos de algunas especies, estos llegan a presentar excitación. (80, 86)

Las benzodiazepinas pueden administrarse IM o EV para mejorar la relajación muscular para intubación y prevenir o aminorar convulsiones en carnívoros, rumiantes y aves inmovilizados con opioides o anestésicos disociativos. En este tipo de combinaciones no se llega a observar excitación, y los efectos hipnóticos, anticonvulsivos y miorelajantes son evidentes.

En équidos silvestres premedicados con diazepam o midazolam (0.1-0.2 mg/kg) EV la calidad de la inmovilización con opioides se mejora, pero se obtiene un

mayor efecto cuando las benzodiazepinas se administran EV después de que el animal se ha inmovilizado.

Las benzodiazepinas no disminuyen los requerimientos de disociativos u opioides como lo hacen los agonistas α -2. Producen mínima depresión cardiovascular y pueden ser más seguros que los derivados fenotiacínicos o los agonistas α -2 en animales debilitados, hemorragias o cualquier otro desorden hemodinámico. (80, 86)

Las benzodiazepinas administradas EV usualmente disminuyen la resistencia vascular sistémica, lo que da como resultado una disminución de la presión sanguínea, el retorno venoso y la contractilidad cardíaca. En contraste con otros tranquilizantes y sedantes (por ejemplo fenotiacinas y xilacina) las respuestas de los reflejos simpáticos permanecen intactos.

Aunque el diazepam y el midazolam pueden usarse EV, se prefiere el uso de este último IM. (80)

- **Diazepam**

Su nombre químico es 7-cloro-1,3-dihidro-1-metil-5fenil-2H-1,4-benzodiazepina-2-1. El principal sitio de acción de este fármaco en el SNC, es la formación reticular en el tallo encefálico.

El diazepam tiene la capacidad de modificar el comportamiento en humanos y animales. Como muchos agentes psicotrópicos las benzodiazepinas producen efectos indeseables como ataxia. (80, 85)

El diazepam produce mínimos efectos sobre el sistema cardiovascular y tienen algún efecto de depresión de la función respiratoria.

Las propiedades anticonvulsivas de las benzodiazepinas son útiles en el tratamiento de estados epilépticos, tétanos, convulsiones causadas por toxicidad por metaldehído, o por sobredosis de anestésicos locales.

Generalmente el diazepam y otras benzodiazepinas relacionadas se han recomendado como ayuda primaria en caso de convulsiones de diferente origen. Los derivados benzodiazepínicos potencializan la acción de otros depresores del SNC como las fenotiacinas y barbitúricos. (80,86)

- **Maleato de midazolam**

Es una benzodiazepina con propiedades químicas estructurales y farmacológicas similares a las del diazepam. Es un ansiolítico y anticonvulsivo que produce hipnosis, sedación, amnesia y relajación muscular. A diferencia del diazepam, el midazolam es soluble en agua. Es aproximadamente 3-4 veces más potente que el diazepam. No puede ser empleado solo para mantener un plano anestésico adecuado. La dosis de midazolam para su uso en pacientes veterinarios no se ha establecido adecuadamente. Las dosis sugeridas son similares a las del diazepam. (86)

Comparación entre los efectos de los fenotiacínicos y benzodiacepinas.

Efecto	Fenotiacinas	Benzodiacepinas
Actividad anticonvulsiva.	Ninguna.	Útiles en casos de epilepsia mioclónica, intoxicación por estriocnina y tétanos.
Docilidad	Disminuyen la agresión y la actividad, suprimen la agresión espontanea.	Más activas en animales que tienen miedo.
Miedo y ansiedad.	Disminuyen la respuesta al miedo, aunque no como las benzodiacepinas. Disminuyen las reacciones fisiológicas anatómicas.	Disminuyen o eliminan el miedo y la ansiedad.
Respuesta al estrés	Bloquean las reacciones autonómicas, tanto central (hipotálamo-hipófisis) como periférica (bloqueo α -adrenérgico).	Se reduce parcialmente a nivel central.
Apetito	Usualmente reducido.	Sin cambios.

Modificado de Fowler 2003.

Después de la inyección de tranquilizantes, los efectos siguientes son los que usualmente se observan en animales salvajes:

- Un efecto calmante general.
- Pérdida de interés en nuevos entornos.
- Pérdida de miedo a los humanos.
- Reducción de comportamientos dominantes y agresivos.

Dependiendo del tipo de tranquilizante empleado, los efectos sedantes después de una inyección puede mantenerse desde unas horas hasta varios días.

DERIVADOS DE LA BUTIROFENONA

- Tranquilizantes de corta y rápida acción.

Estos tranquilizantes tienen un efecto inmediato que puede ser efectivo hasta por 18 horas. Los tranquilizantes de corta acción como la Azaperona, Droperidol y Haloperidol se encuentran en solución acuosa y son rápidamente absorbidos en el torrente sanguíneo.

- Farmacología.

Las butirofenonas son neurolépticos similares a las fenotiacinas, con el efecto predominante de boquear los receptores de dopamina. Las butirofenonas poseen una afinidad selectiva solo por los receptores dopaminicos de la subfamilia D₂, mientras que las fenotiacinas tienen predominantemente una afinidad por la subfamilia de receptores D₁. Las butirofenonas son conocidas como antagonistas de la dopamina, pero también poseen alguna afinidad por los adrenoceptores 5-hidroxitriptamina (5-HT) y α -1. Aunque existe una alta correlación entre el bloqueo de los receptores de dopamina y la actividad neuroléptica, se ha sugerido que la interacción con otros tipos de receptores puede tener un papel en los efectos neurolépticos o puede estar implicado en los efectos secundarios asociados.

Los derivados de la butirofenona aplicados en los animales, poseen un gran número de propiedades neurolépticas. (88)

1. Son potentes psicomotores (reducen la actividad motora).
2. Pueden generar estados catalépticos (rigidez plástica de los músculos, en la cual los miembros tienden a permanecer en cualquier posición que se les coloque).

3. Reducen la motilidad por traumatismo o tensión; son notablemente adrenolíticos e intervienen menos que los fenotiacínicos en las funciones autonómicas. Evitan los efectos fatales de las catecolaminas.
4. Bloquean la emesis causada por apomorfina inhiben las acciones centrales de la dopamina y la noradrenalina, por bloqueo de la penetración del neurotransmisor catecolamínico a través de las membranas celulares neuronales, con lo cual evitan la actividad de los receptores.
5. En el sistema extrapiramidal, limitan la acción del ácido γ -aminobutírico (GABA), que es inhibidor motor encefálico, al evitar el efecto del ácido glutámico en las sinapsis.
6. De acuerdo con la dosis, sus efectos varían desde sedación hasta inmovilización. La analgesia no es pronunciada ni hay tendencia a la narcosis.

- **Droperidol**

También conocido como dehidrobenzperidol, químicamente es 1-(1(3-(p-fluorobenzoil) propil, 1, 2, 3,6, tetrahidro-4-piridil)-2-benzimidazolinona).

Este fármaco es 400 veces más activo que la clorpromacina y 10 veces más que el haloperidol. Es el fármaco de acción más corta de las butirofenonas. Es el antiemético más potente conocido, siendo hasta 1000 veces más activo que la clorpromacina. El amplio margen de seguridad que posee se debe a su relativamente corto periodo de acción de aproximadamente 2 horas. (83, 86)

El Droperidol se emplea sin combinarse con otros agentes, para su uso en humanos. par uso veterinario se usa principalmente en combinación con fentanil para propósitos de neuroleptoanalgesia.

Ya que el Droperidol y las butirofenonas bloquean los receptores α -adrenérgicos, la administración de epinefrina está contraindicada. En animales con desordenes cardiovasculares severos, la acción hipotensora del Droperidol puede complicar la condición, es posible la presentación de colapso cardiovascular.

Las concentraciones plasmáticas se incrementan por las butirofenonas, por su efecto de bloqueo de los receptores de la dopamina dentro del hipotálamo. Como efecto secundario se puede presentar galactorrea. (86, 89).

- **Azaperona**

Químicamente la Azaperona es 4'-fluoro-(4-2-piridil)-1-piperacinil-butirofenona.

La Azaperona ha sido empleada de manera exitosa en todas las especies de antílopes, cebras, rinocerontes blancos, negros y elefantes.

Sus efectos sedantes se observan usualmente dentro de los 10 minutos siguientes a la administración IM, y la duración de sus efectos es de hasta 6 horas. Un tranquilizante útil para sedar animales para viajes cortos.

Una ventaja de la Azaperona sobre otros tranquilizantes es que no afecta la termorregulación o el sistema cardiovascular en comparación con las fenotiacinas.

Este agente puede ser administrado vía endovenosa o intramuscular, y ha sido usado en combinación con otros agentes inmovilizantes para facilitar la captura química. Un beneficio adicional de su empleo en esta última forma, es que no solo asiste en la inmovilización inicial del animal, sino que además mantiene sus

efectos tranquilizantes cuando los otros agentes que se combinan ya han perdido su efecto o han sido antagonizados.

- **Haloperidol**

Este es un tranquilizante muy útil para la transportación y adaptación de animales salvajes a nuevos entornos.

La sedación se hace aparente dentro de los 3-4 minutos siguientes a la inyección EV y de 10-15 minutos después de la inyección IM. En la mayoría de las especies los efectos desaparecen después de 16 horas. Las dosis más bajas son preferibles y recomendadas para todas las especies. (80, 88)

El Haloperidol puede administrarse vía oral, los efectos se observan dentro de las dos horas siguientes a la administración del alimento, mientras que el nivel más alto en sangre se alcanzó a las 10 horas.

Una desventaja del empleo del Haloperidol es que algunos animales pueden manifestar signos extrapiramidales y anorexia. El Haloperidol debe emplearse con precaución en animales muy jóvenes o muy viejos debido a que sus efectos pueden ser variables o impredecibles. (86, 89)

SEDANTES NO NARCÓTICOS

- **Agonistas α -2 adrenérgicos**

Dentro de este grupo se encuentra la xilacina, la detomidina, la medetomidina y la romifidina.

- **Farmacología.**

Estos compuestos se unen a receptores α -2 adrenérgicos o adrenoceptores α -2 pre sinápticos y post sinápticos en el sistema nervioso central e inducen hiperpolarización e inhibición de la liberación de noradrenalina y dopamina. Además presentan débiles efectos sobre los receptores α -1. El efecto clínico de esta acción farmacológica es sedación, analgesia y relajación muscular. (90)

El tallo cerebral es el sitio que participa de manera más importante en los efectos de los agentes agonistas α -2 adrenérgicos.

Aunque existen diferentes efectos farmacológicos de los agonistas α -2 adrenérgicos, sus propiedades analgésicas y sedantes son la base de su empleo clínico. Los adrenoceptores α -2 regulan la liberación de la noradrenalina de las terminales nerviosas. Estos receptores en el sistema nervioso central están involucrados en la modulación del flujo simpático, en las funciones cardiovasculares y endócrinas. La sedación es una de las más prominentes consecuencias de la activación de los adrenoceptores α -2 en el sistema nervioso central.

- Otros efectos

Los mecanismos noradrenérgicos centrales también están involucrados en el control de la temperatura corporal, y los agonistas pueden inducir hipotermia o hipertermia, según la dosis administrada. Se sabe que los adrenoceptores α -2 regulan algunas funciones gastrointestinales, incluyendo la motilidad intestinal y las secreciones gástricas. (90, 91)

Una característica importante de los agonistas α -2 adrenérgicos es que reducen las dosis requeridas de anestésicos volátiles o parenterales, algunas veces hasta

en un 90%, los anestésicos generales deben administrarse con precaución para evitar sobredosificación. (85)

De los tres agentes desarrollados principalmente para animales, es la medetomidina la que posee la mayor afinidad por los receptores α -2, por ejemplo, 200 veces más que la xilacina y 1.5 más que la detomidina.

La administración del agonista α -2, restaura los procesos fisiológicos normales. El uso del agonista también revierte los efectos analgésicos del agonista. Esto se debe compensar mediante el empleo de analgésicos que actúen sobre otro tipo de receptores. (92)

- **Xilacina**

Químicamente la xilacina es clorhidrato de 5,6-dihidro-2(2,6-xilidino) (dimetil-fenilamina)-4H-1, 3-tiacina, o bien 2(2, 6-diemtilfenilamina)-4-h-5, 5-dihidro-1, 3 tiacina, sal clorhidrato.

Funciones fisiológicas asociadas con adrenoceptores α -2

LOCALIZACIÓN	FUNCIÓN
Tejido adiposo	Inhibición de la lipólisis
Sistema nervioso central	Neurotransmisión
Adenohipófisis	Estimulación de la liberación de la hormona del crecimiento
Riñón (células yuxtglomerulares)	Inhibición de la liberación de renina
Páncreas (células β)	Inhibición de la liberación de insulina
Ojo	Reducción de la presión intraocular
Sinapsis	En presinapsis simpáticas y parasimpáticas (inhibición de la liberación de transmisores)
Ganglios simpáticos	Hiperpolarización
Trombocitos	Agregación
Músculo liso vascular	Contracción

Modificado de Adams 2001⁵⁷

La xilacina es un cristal incoloro, soluble en agua. Es un fármaco analgésico, sedante, no narcótico y relajante muscular. Estos efectos son mediados por depresión del sistema nervioso central (80).

Los animales sometidos a los efectos de la xilacina se observan somnolientos. La estimulación durante la etapa de inducción puede evitar una sedación óptima. Cuando un animal es rápidamente sometido puede parecer sedado, y sin embargo, escapar del operados de forma intempestiva. (75)

La xilacina estimula los receptores periféricos α -2 presinápticos, con lo que induce liberación de noradrenalina. También induce un estímulo vagal vía central. Además de un efecto analgésico y sedante la xilacina genera actividad relajante muscular por la inhibición de la transmisión intraneural de impulso. De hecho, con este fundamento se le ha usado en la terapéutica del tétanos. No induce relajación irreversible del pene en el caballo como sucede con el clorhidrato de propiopromacina. (80)

La xilacina es un agonista α -2 adrenérgico, pero puede tener actividad sobre otros receptores; su efecto puede ser parcialmente revertido por la yohimbina un antagonista α -2. La posibilidad de antagonizar su efecto ha superado las desventajas de sus efectos prolongados en algunas especies.

La xilacina puede emplearse sola en algunas especies para procedimientos menores.

En general, en muchas especies excitables en vida libre, se emplea en combinación ya sea con ketamina o etorfina. Para obtener los mejores efectos, la xilacina se administra a animales quietos y confinados. Por la vía IM los efectos empiezan a observarse de 5 a 10 minutos con los efectos máximos a los 20

minutos. Cuando se usa en combinación con disociativos o narcóticos, la xilacina profundiza el nivel de anestesia. Otros efectos que se observan son depresión respiratoria, disminución de la motilidad intestinal, temperatura corporal y frecuencia cardiaca. En bóvidos se produce salivación profusa por disminución de la deglución y se presenta parálisis de los movimientos ruminales, sin peligro aparente para la eliminación del gas. La xilacina induce bradicardia que puede prevenirse con atropina sistémica. La sedación causa hiperglucemia con glucosuria secundaria y una disminución de los eritrocitos circulantes. Estos cambios alteran los estudios de patología clínica del animal. La cualidad más importante de la xilacina consiste en sus excelentes propiedades de sinergismo cuando se emplea en combinación con analgésicos potentes como la etorfina o el fentanil. Además potencializa la acción inmovilizante de la ketamina. (66, 92).

La administración intra arterial induce convulsiones e incluso muerte súbita. En animales débiles debe emplearse la dosis más baja. En caso de la administración intracarotídea, se recomienda anestesiarse al animal con tiopental, y hacer un seguimiento de la anestesia con aplicación de gliceril-guayacol-éter e intubación para la administración de oxígeno. (85)

- **Hidrocloruro de medetomidina**

Es un potente y muy específico adrenoceptor α -2 agonista, el isómero activo es el D-enantiómero (dexmedetomidina). Sus efectos característicos incluyen sedación, analgesia, alivio de la ansiedad, bradicardia, hipotensión e hipotermia. Estos efectos son dosis dependientes para intensidad y duración, aunque el efecto

máximo se alcanza con dosis altas. La medetomidina se metaboliza en el hígado y los metabolitos se excretan principalmente en orina. (80)

La medetomidina se originó para emplearse como un sedante y analgésicos en perros y gatos. No induce una inmovilización completa cuando se usa sola, por lo que debe combinarse con un anestésico general en especies no domesticas para asegurar una inmovilización segura, completa y confiable.

Cuando se emplea medetomidina sola a dosis de 50-150 $\mu\text{g}/\text{kg}$ induce una sedación profunda en diferentes especies, pero la inmovilización usualmente no es completa. (93)

La medetomidina produce ataxia severa con dosis sedantes/analgésicas equivalentes a las empleadas con xilacina o detomidina.

De forma similar a lo que ocurre con la xilacina y la detomidina, la administración de medetomidina con un opioide puede mejorar la sedación y analgesia, de mejor manera que si se emplea sola.

La combinación medetomidina-ketamina inmoviliza de manera efectiva a una amplia variedad de mamíferos silvestres. Es importante no acercarse a los animales inmediatamente después de que se encuentren en decúbito, se debe dejar pasar de 3-5 minutos para obtener un efecto más completo del fármaco para evitar que se levanten de manera violenta. La miorelajación es normalmente de buena a excelente en todas las especies. La lengua y las mandíbulas se relajan y permiten la intubación endotraqueal. (94, 85, 80)

- **Detomidina**

El hidrocloreuro de detomidina es un sedante analgésico que fue desarrollado originalmente para su uso en equinos y ganado. La detomidina es más potente que la xilacina, con una gran especificidad por los adrenoceptores centrales α -2, aunque a muy altas dosis puede activar los adrenoceptores α -1. (80)

La detomidina induce efectos cardiovasculares similares a los de la xilacina. Disminuye la contractilidad del miocardio, la presentación de la bradicardia y presión sanguínea bifásica pueden ocurrir después de la inyección EV. La bradicardia comúnmente se acompaña de bloqueo atrio ventricular de primero o segundo grado. Estos efectos pueden evitarse mediante la administración de fármacos anticolinérgicos. (92)

La detomidina con dosis de 10-60 μ g/kg EV produce cambios cardiovasculares en caballos, muy similares a los producidos por la xilacina con dosis de 1.1 mg/kg. La sedación y la analgesia producidas por la detomidina son de más larga duración que las producidas por la xilacina en dosis equivalentes. (93)

La combinación de detomidina butorfanol puede proveer una sedación y analgesia efectivas, a la vez que minimiza la depresión cardiopulmonar. (95)

- **Romifidina**

La Romifidina es de los agonistas α -2 adrenérgicos más recientes empleado como sedante y analgésico en el caballo. Con dosis de 80 μ g/kg produce una sedación similar a la xilacina.

Esta última y la detomidina producen mayor ataxia y una sedación de menor duración que la Romifidina.

ANTAGONISTAS A-2 ADRENÉRGICOS.

Cuando se emplean agonistas α -2 ha sido muy importante, especialmente para animales en estado silvestre. Los antagonistas α -2 pueden revertir la depresión respiratoria severa que ocasionalmente ocurre después de la administración de agonistas α -2 adrenérgicos.

La incidencia de reacciones desfavorables a los antagonistas α -2 adrenérgicos es rara cuando estos son administrados apropiadamente para revertir los efectos de los agonistas α -2 adrenérgicos que inducen depresión del sistema nervioso central.

Sin embargo debe considerarse que el uso de antagonistas no es sin riesgos, se han reportado muertes después de la administración EV rápida de dosis altas de tolazolina y yohimbina. En llamas se ha reportado muerte súbita y retardada después de la administración de tolazolina. Se ha observado hipotensión profunda y taquicardia después de inyección EV rápida, pero puede prevenirse mediante la administración lenta. (91, 80)

- **Hidrocloreuro de yohimbina**

Su nombre químico es (17-hidroxihimban-16-acido carboxílico metil éster).

Es un antagonista de los adrenoceptores α -2 que es aproximadamente 60 veces más selectivo por los adrenoceptores α -2 que por los α -1. Favorece la liberación de norepinefrina y otros neurotransmisores excitatorios.

La yohimbina ha sido efectiva para antagonizar a los agonistas α -2 que inducen sedación y analgesia en diferentes especies.

La yohimbina administrada sola ha probado su efectividad al revertir los efectos sedantes/inmovilizantes de combinaciones anestésicas que incorporan xilacina.

Se ha observado que la yohimbina bloquea la depresión del sistema nervioso central inducida por xilacina y en cérvidos actúa como un antídoto efectivo, cuando se emplea como agente inmovilizante la xilacina. (80, 85)

Se ha usado de forma exitosa la yohimbina sola, o en combinación con fisostigmina o 4-aminopiridina. (95, 91, 80)

Los antagonistas de las benzodiazepinas y opioides virtualmente no presentan efectos farmacológicos cuando se administran solos, en cambio la yohimbina tiene acciones intrínsecas sobre el comportamiento y las funciones cardiovasculares. En humanos la yohimbina provoca ansiedad aguda, hipertensión, taquicardia, dilatación pupilar, salivación y, ocasionalmente erección del pene.

Los efectos observados en perros, gatos, ovejas, y aves incluyen temores, inquietud, excitación o depresión, diarrea, convulsiones y efectos variables sobre la presión sanguínea y la frecuencia cardíaca. (80, 86)

- **Tolazolina**

Su nombre químico es (2-bencil-2-imidazol). Ha sido empleado en gran variedad de especies para revertir la sedación o los efectos depresores provocados por la xilacina, cuando esta se administra como parte de algún protocolo anestésico. 57

La tolazolina es el antagonista menos específico para los receptores α -2, pero pueden ser más efectivos que la yohimbina para antagonizar algunos efectos de la xilacina. (80, 96)

La tolazolina posee acción agonista sobre los receptores H_2 , y su uso crónico en humanos se ha asociado con sangrado gastrointestinal y otras complicaciones.

(96)

- **Atipamezol**

El hidrocloreuro de atipamezol (4-(2-etil 1-2,3 dihidro-1H-inden-2-il)-1H-imidazol hidrocloreuro). Tiene una gran especificidad por los receptores α -2 y es muy efectivo para revertir los efectos de los agonistas α -2. Las dosis recomendadas varían entre especies y entre los diferentes agonistas α -2. (86)

Opioides (fármacos narcóticos)

Opioide es un término usado para designar a un grupo de fármacos que son en diversos grados similares en sus propiedades al opio. Estos fármacos anteriormente eran conocidos como narcóticos, pero desde que el término, en un contexto legal, se refiere a cualquier droga que causa dependencia, ya no se emplea en un contexto farmacológico. Los opioides son fármacos derivados del opio, como la morfina o la etorfina. También se les conoce como fármacos de la serie M. los principales son: la etorfina, fentanil, carfentanil. Todos producen analgesia seguida de pérdida de la conciencia, sedación, depresión respiratoria y disminución de la motilidad intestinal.

Este tipo de fármacos está bajo control federal.

- Farmacología

Su modo de acción es evitar la liberación o incorporación de neurotransmisores, mediante la ocupación de receptores específicos en el cerebro. La serie M, se

metaboliza en el hígado, puede ser antagonizada con la administración de diprenorfina, naloxona o naltrexona. Al trabajar con estos fármacos se deben extremar las precauciones para evitar la exposición de humanos, por inyección accidental, incluso gotas en mucosas o en pequeñas heridas en la piel pueden causar depresión respiratoria severa y muerte. El personal relacionado con el uso de fármacos opioides debe de ser instruido en métodos de resucitación cardiorespiratoria. Las precauciones deben extenderse al manejo de los dardos empleados durante la contención. El personal que maneje estos fármacos debe usar guantes y lavar las manos inmediatamente después de la manipulación de los compuestos químicos. (19, 73, 74)

Los opioides interactúan con varios grupos de receptores relacionados (μ , κ , δ y σ) en conjunto conocidos como receptores de endorfina. Estos receptores se presentan en el cerebro, la medula espinal, sistema nervioso autónomo, plexo mioentérico del tracto gastrointestinal, corazón, riñón y otros órganos. Son muy importantes en la neuromodulación del dolor, estado de ánimo, comportamiento, tono muscular voluntario y movilidad gastrointestinal. La distribución de los receptores y las consecuencias de su activación, pueden variar significativamente en el animal y entre especies. Es posible que la cantidad de receptores varíe como resultado de factores externos, como en el caso de los animales en cautiverio y como consecuencia del estrés. (80)

Los efectos de los opioides en los receptores de endorfina difieren en términos de afinidad y actividad intrínseca. Un opioide puede interactuar con varios receptores, ya sea como agonista, agonista parcial, o como antagonista. Es posible que un

fármaco pueda ser agonista en ciertos receptores, o solo parcialmente agonista o aun como antagonista en otros receptores. (74)

Los opioides tienen un amplio margen de efectos farmacológicos. Existen potentes analgésicos, que tienen efectos psicotrópicos en diferentes especies animales. Por ejemplo en perros, algunos simios y humanos se observa depresión del SNC, mientras que en felinos, porcinos y equinos se presentan efectos excitatorios. Las razones para estas diferencias no están bien comprendidas, se atribuyen a factores diversos como diferencias en el patrón de distribución de los receptores en el cerebro y alteración en los sistemas dopaminérgico y noradrenérgico. Los efectos excitatorios incluyen convulsiones y efectos extrapiarimdales como contracciones mioclónicas, catalepsia y rigidez muscular, tales efectos se han atribuido a la sobredosificación. Efectos tales como depresión respiratoria, hipertensión y ocasionalmente hipotensión, inhibición de los mecanismos termorregulatorios y disminución de la motilidad gastrointestinal, deben considerarse cuando se piense en trabajar con estos fármacos. (71)

Una característica de la inmovilización con opioides es que la subdosificación generalmente se considera más peligrosa que la sobredosificación. Esto se debe a que los animales que reciben opioides pasan por un estado de excitación durante la inducción. Si la dosis es la correcta o muy alta, el periodo de excitación es reducido o no se presenta. En ejemplares subdosificados, el periodo de excitación puede ser muy prolongado y los animales pueden presentar miopatía por captura como consecuencia de la sobre ejercitación y el consiguiente sobrecalentamiento. (71, 80)

Un animal subdosificado puede caminar excesivamente y estar muy alerta para permitir una contención física. El administrar dosis adicionales a animales excitados, representa un problema. Esto es especialmente cierto en animales en vida libre, ya que estas condiciones limitan el acceso a tales individuos. En estas situaciones lo más conveniente sería administrar el antagonista, con un sistema remoto de administración, y reprogramar el procedimiento. Desafortunadamente, las dosis de los antagonistas no pueden fraccionarse para una recuperación parcial; aun con dosis bajas de antagonista, la anestesia y sedación desaparecerá rápidamente y el animal se pondrá de pie, atacará o huirá. (84, 71)

Los periodos de inducción varían de 2-3 y hasta 15 minutos. Estas variaciones parecen depender del sitio de inyección. Si no se observan los signos característicos de la inducción dentro de los 15 minutos siguientes a la inyección, debe administrarse el antagonista. (80)

Los opioides pueden emplearse de tres formas. Pueden usarse solos, constituyendo la mayor parte de la combinación farmacológica (con sinergistas) o ser usados en pequeñas cantidades combinados con xilacina. (75)

Para muchas especies, la serie M puede usarse en combinación con xilacina y ketamina, para disminuir la dosis, ampliar el margen de seguridad, aumentar la relajación muscular, y minimizar la excitación durante la inducción. Las mezclas farmacológicas se emplean principalmente como un intento de disminuir los periodos de inducción, asimismo para disminuir costos y riesgos para el paciente. (80, 85)

Una desventaja del uso de opioides es que en ocasiones puede presentarse reciclamiento o renarcotización. Este es el caso cuando se emplean altas dosis de

etorfina o carfentanil en animales con grandes depósitos de grasa. Los opioides poseen una gran afinidad por el tejido adiposo y el efecto de los antagonistas puede no ser tan duradero como el de los agonistas. Relativamente pocas cantidades del agente inmovilizante pueden ser liberadas del tejido graso y reingresar a la circulación después que el antagonista ha cesado su función. Si el fármaco inmovilizante se encuentra en una concentración suficiente, puede entonces unirse a sus receptores en el sistema nervioso central y causar los signos clínicos observados durante la inducción. En ocasiones se han observado animales que presentan una re-inmovilización, pero en otros casos se observan animales con los signos de subdosificación; en tales animales se llega a presentar miopatía por captura.

Debido a su potencia, rápida acción, margen de seguridad y disponibilidad de antagonistas, los fármacos de la serie M son muy útiles para inmovilización de fauna silvestre.

Como desventajas de la serie M se pueden mencionar las siguientes: a) son narcóticos y están sujetos a regulaciones legales, b) son caros, c) producen marcada depresión respiratoria, d) son potencialmente letales para el personal si no son manejados adecuadamente. Una inyección con una aguja contaminada, o una gota sobre una herida o mucosa, puede provocar paro respiratorio en humanos. Una subdosificación con fármacos de la serie M puede provocar hiperexcitabilidad con el consecuente aumento de la temperatura corporal. (74)

Si los animales inmovilizados con fármacos de la serie M se les va a administrar anestesia inhalada para procedimientos prolongados, debe emplearse un antagonista para evitar depresión respiratoria. En estos casos el antagonista debe

administrarse IM para dar tiempo al anestésico inhalado de compensar la anestesia y sedación inducida por el fármaco de la serie M. (84, 97)

Cuando el nivel de analgesia, sedación o relajación muscular inducidos por los fármacos de la serie M son adecuados, puede administrarse una dosis complementaria, IM o EV, que puede ser efectiva en algunos pero no en todos los animales. Dosis complementarias subsecuentes o dosis altas, pueden inducir marcada depresión respiratoria. (73)

- **Hidrocloruro de etorfina**

Es un opioide sintético que posee 10,000 veces la potencia analgésica de la morfina. Químicamente es 6,14-endoeteno-7 α -(2-hidroxi-2-pentil)-tetrahydro-orphavine hidrocloruro. La etorfina se une con receptores de opio en diferentes regiones dentro del sistema nervioso central.

La etorfina empezó a usarse en la década de los 60's para investigadores de campo sobre inmovilización y captura de especies salvajes, desde entonces ha sido extensamente usada en el área de conservación animal. (80)

La etorfina es comúnmente empleada como un fármaco de captura y se recomienda que al emplearse se use el antagonista diprenorfina lo más pronto posible. La subdosificación de etorfina puede resultar en hiperexcitabilidad y otras complicaciones. Nunca debe emplearse a menos que se cuente con el o los antagonistas correspondientes. (19, 73)

La potencia de la etorfina es muy grande. Un miligramo es capaz de inmovilizar a un rinoceronte de aproximadamente 2000 Kg, esto es equivalente a una dosis de

0.5 µg/Kg. Con una dosis de 4 mg es posible inmovilizar a un elefante africano de aproximadamente 5000 kg, esta cantidad es menor a 1 µg/kg.

La acción de la etorfina puede ser antagonizada o revertida con diprenorfina.

La dosis IM de etorfina que permite una rápida inmovilización, sedación y analgesia para muchas especies de fauna silvestre. (80)

- **Citrato de carfentanil**

Es un derivado del fenilperadine, que es un opioide extremadamente efectivo. Es aproximadamente 10,000 veces más potente que la morfina. Las dosis normales de captura van de 0.005-0.02 mg/kg IM.

El carfentanil puede ser peligroso para el usuario. Debe contarse con el antagonista diprenorfina e todo momento.

- **Tartrato de butorfanol**

Es un analgésico de acción central con propiedades agonistas y antagonistas. Es un derivado de la morfina y químicamente es L-N-ciclobutil-6, 10 α β-dihidroxi-1, 2, 3, 9,10 α-hexahidro-(4H) 10, 4^a-imino-etanofenentreno tartrato.

El butorfanol es un agonista-antagonista con afinidad por receptores de opioides µ y κ. Su efecto primario es sobre los receptores µ donde se comporta como antagonista y sobre los κ donde se comporta como agonista. (80, 87)

El butorfanol tiene una actividad antagonista equivalente a la de la nalorfina. Como analgésico se considera que es de 4-7 veces más potente que la morfina.

ANTAGONISTAS DE OPIOIDES

Una ventaja importante de los opioides es que pueden emplearse antagonistas que pueden revertir rápidamente sus efectos por unión competitiva con sus sitios receptores en el sistema nervioso central. Algunos antagonistas son de relativamente corta acción. (87, 19)

- **Hidrocloruro de naloxona**

Su nombre químico es 17-alil 1-4,5 α -epoxi-3,14dihidroxi morfina-6-uno hidrocloruro. La naloxona es un antagonista de opioides altamente específico que no posee propiedades agonistas, aunque en humanos se han reportado algunos efectos secundarios. (80)

La naloxona en particular posee una vida media corta. Se metaboliza completamente en el hígado después de pasar una sola vez por este y no tiene metabolitos activos. Para ser efectiva debe emplearse en proporción 100:1 la dosis de carfentanil.

La naloxona tiene una potencia 10-30 veces más que la nalorfina. A diferencia de esta carece de sus efectos agonistas. No produce depresión respiratoria que comúnmente ocurre con otros antagonistas de opioides. (86)

Aunque la naloxona está considerada como un antagonista específico de opioides, también antagoniza los efectos de depresores no opiáceos, afecta los mecanismos dopaminérgicos, y antagoniza al GABA. Dosis altas de naloxona pueden iniciar efectos bioquímicos y fisiológicos (convulsiones), imitando los efectos producidos por los antagonistas del GABA. (80)

Las vías de administración son: Endovenosa, intramuscular y subcutánea. El tiempo de acción es de 2-3 minutos cuando se administra vía intramuscular. (87)

- **Hidrocloruro de diprenorfina**

Químicamente es N-(ciclopropilmetil)-6,7, 8,14-tetrahidro-7- α (1-hidroxi-1 metiletil)-6, 14-endo etano-noripavin hidrocloruro. La diprenorfina es un antagonista que fue desarrollado en conjunción con el M99 (etorfina).

La diprenorfina con el doble de la dosis de etorfina es capaz de revertir completamente los efectos de esta última en animales silvestres. Se administra EV o IM.

Antes de la administración de diprenorfina, debe considerarse que los animales inmovilizados con etorfina pueden reincorporarse en pocos segundos o hasta en 4 minutos después de la administración EV. (80)

- **Naltrexona**

La naltrexona es otro antagonista de opioides muy específico que se caracteriza por su vida media larga en diferentes especies (sobre todo en humanos) pero no en todos los casos. (22)

Este fármaco normalmente no se encuentra disponible, se ha empleado en diferentes especies, comprobándose que posee un largo periodo de acción. Probablemente porque tiene un metabolito activo. En rumiantes se usa una proporción 100:1 para revertir los efectos del carfentanil. (80)

SEGURIDAD HUMANA EN EL MANEJO DE OPIOIDES

De entre todos los fármacos empleados en la medicina de los animales silvestres, los opioides son sin duda los que causan mayor interés, debido al peligro potencial de su uso.

Este hecho es muy válido, aunque es interesante el hecho de que para el año 1976 en la literatura veterinaria solo se ha documentado un caso de muerte accidental relacionada con el empleo de opioides para inmovilización.

La absorción a través de membranas mucosas puede ocurrir y ser muy rápida en la boca.

La inyección de una dosis completa para inmovilizar que involucre tan solo unos pocos miligramos de etorfina o carfentanil puede provocar la muerte en humanos. 2 miligramos de carfentanil son probablemente el equivalente de al menos 20 g de morfina.

Los signos de sobredosis de opioides pueden incluir: desmayo, ataxia, colapso y coma con hipoventilación, hipotensión, hipnosis, hipomotilidad intestinal e hipertonia general. Incluso podría presentarse coma y muerte antes de que cualquiera de los signos antes mencionados se presentara.

Si se trabaja con opioides es importante que siempre esté disponible el antagonista, y aún más importante que se encuentre alguien familiarizado con su uso. El protocolo recomendado para el tratamiento de sobredosis con opioides es de 2 mg de naloxona vía EV, seguidas de dosis repetidas según se vayan necesitando. La naloxona tiene una vida media muy corta. (80)

En el caso de que la naloxona no se encuentre disponible, debe emplearse algún otro antagonista, pero algunos de ellos poseen efectos adversos. (98, 22)

El tratamiento de sobredosis con narcóticos en un ambiente hospitalario incluye el monitoreo estrecho de la función respiratoria con o sin intubación. En situaciones de campo, el antagonista debe administrarse tan pronto como sea posible, preferentemente vía EV. Si esto no es posible, debe administrarse una inyección en la lengua, ya que la absorción desde este sitio es muy rápida. La dosis letal para humanos adultos se estima que va de 30-120 µg. las inyecciones accidentales de pequeñas dosis de etorfina-acepromacina llevan hasta una depresión severa y muerte. (71)

En el caso de presentarse la inyección accidental, el tratamiento incluye la inyección EV o IM de naloxona 0.8 mg; la administración de esta debe repetirse a intervalos de 4-4 minutos si los efectos no se han revertido y debe mantenerse hasta que la víctima ha llegado a recibir atención médica.

Si no se encuentra disponible la naloxona, puede emplearse hidrocloreuro de nalorfina EV o IM a una dosis de 10 mg. (80)

2.2 ANESTESIA INHALADA USADA EN FAUNA SILVESTRE

Los anestésicos inhalados que han sido usados en medicina veterinaria incluyen al óxido nitroso, halotano, isoflurano sevoflurano y Desflurano. **(Figura 22)** Estos últimos cuatro son los más potentes, ya que son utilizados como único agente anestésico en procedimientos quirúrgicos debido a su valor MAC. El uso de óxido nitroso es discutido por varios anestesiólogos veterinarios por ser un anestésico que carece de potencia, lo cual lo hace indeseable en varios aspectos. No obstante, el óxido nitroso también posee un lugar en muchas situaciones de la práctica médica en veterinaria, tomando como acción principal como analgésico más que anestésico.

- **Óxido nitroso**

Fue descubierto en 1772. Es el anestésico inhalado más viejo en la práctica de la anestesia. En anestesia veterinaria el óxido nitroso puede ser usado en algunos casos:

Cuando se utiliza en combinación con otros anestésicos inhalados ya que no es conveniente usarlo como único agente sin embargo tiene cierta potencia anestésica, debido al bajo efecto analgésico, se usa frecuentemente con anestésicos inhalados potentes como el isoflurano y el halotano. Al combinar óxido nitroso con algún otro inhalante, la proporción de óxido nitroso deberá ser en menor proporción que el otro agente inhalado teniendo la ventaja de menor depresión cardiorrespiratoria. En casos en los cuales sea requerido un efecto altamente analgésico, deberá considerarse el uso de opioides inyectables como el fentanil. (99, 100)



Figura 22. Administración de agentes anestésicos en una caja de inducción para roedores pequeños y medianos. Esta cámara de inducción está hecha con una caja de plástico a la cual se adaptó un tubo para administración de anestesia.

Tomado de: Gary West, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 2007

- **Halotano**

Fue introducido a la práctica veterinaria en 1956, y hasta la fecha es ampliamente utilizado, al tener propiedades menos flamables, resulto ser una droga atractiva y alternativa para el éter y el ciclopropano. El halotano posee propiedades arritmogénicas tiene un valor MAC en perros de 0.87% y 1.14% en gatos los ajustes clínicos en animales pequeños son de 2 a 3 % para inducción de anestesia y de 1 a 1.5 % para el mantenimiento de anestesia. (101, 102)

Los efectos cardiovasculares que produce el halotano pueden ser significativos, de manera dosis-dependiente disminuye la presión arterial, disminuyendo la contractilidad del miocardio que da lugar a una reducción del volumen cardíaco. Se observan frecuentemente arritmias en su empleo clínico, lo cual puede corregirse cambiando a un anestésico menos arritmogénico como el isofluorano.

Los efectos respiratorios incluyen una depresión respiratoria dosis-dependiente. (103)

Los resultados en el sistema nervioso central indican que al aumentarla anestesia, se reduce la actividad en un EEG. Disminuye el índice metabólico cerebral de la utilización del oxígeno y es un cerebro vasodilatador potente.

- Otros efectos.

El halotano, es metabolizado por vía hepática en un 20 – 25%. Todos los anestésicos inhalados son asociados a lesión hepatócelular, la cual se manifiesta como necrosis y el halotano ha sido la droga más frecuentemente implicada. Mientras que el mecanismo exacto de lesión hepática sigue siendo desconocido, una causa probable es la producción de metabolitos reactivos de la biotransformación hepática regional junto con una reacción autoinmune. (104)

- **Isoflurano**

El isoflurano, fue introducido en la práctica veterinaria en los años 80s. Similar al halotano el isoflurano tiene propiedades no inflamables y no explosivas usado en clínica a altas concentraciones. Reduce marcadamente las arritmias y es levemente menos potente que el halotano con un valor CAM de 1.31 en perros y 1.61% en gatos. Tanto las inducciones como la recuperación de la anestesia ocurre más rápidamente que empleando halotano. Los ajustes clínicos en la administración de isoflurano son de 2 – 4 % para la inducción y de 1 -2% para mantenimiento de la anestesia. Las grandes ventajas que representa el uso de isoflurano incluyen la estabilidad cardiopulmonar, la solubilidad baja en sangre, la resistencia al metabolismo hepático y el precio. (105)

El isofluorano, parece ser el mejor de los anestésicos inhalados en preservar la función cardiovascular por tanto, se prefiere por encima del halotano en los pacientes que presentan arritmias. Se asocia a una reducción dosis dependiente a un menor volumen cardíaco y presión arterial. La reducción del volumen cardíaco parece ser producido por la disminución de la contractilidad del miocardio y a una disminución concomitante pero suave del volumen de movimiento. Sin embargo en ocasiones se asocia a un aumento en el ritmo cardiaco que compensa la depresión del volumen de movimiento y el beneficio es una disminución leve o ningún cambio en el volumen cardíaco. El isofluorano es un vasodilatador potente lo que reduce la resistencia vascular sistémica que da lugar a una depresión de la presión arterial a pesar de que el volumen cardíaco se observa sin cambios. (105, 106)

Similar a otros anestésicos inhalados el isofluorano deprime la ventilación de forma dosis-dependiente. **(Figura 23)**

El isofluorano se prefiere antes que el halotano para animales con la presión intracraneal elevada.

La carencia del efecto significativo sobre la función hepática y la cantidad extremadamente pequeña de la droga que experimenta metabolismo hepático ha hecho del isofluorano un anestésico popular para el uso de animales que presentan una función hepática comprometida. (107)



Figura 23. Inmovilización química con anestesia inhalada en un mono pequeño previamente inducido con agentes inyectables.

Tomado de: Gary West, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 2007

- **Sevofluorano**

Es el anestésico inhalado que más recientemente se ha probado para el uso en anestesia veterinaria. Fue descrito en 1975 pero utilizado hasta los años 90. No inflamable y no explosivo usado en la práctica clínica. Tiene un valor MAC de 2.36% en perros y 2.58% en gatos. Los ajustes del vaporizador son de 4 -5% para inducción y 2.5 – 4% para mantenimiento de la anestesia. Los resultados en inducciones y recuperaciones son más rápidas que con isofluorano y un cambio más rápido en profundidad anestésica en respuesta a un cambio en la concentración inspirada. (108)

La frecuencia cardiaca se deprime como en la mayoría de los anestésicos de forma dosis-dependiente. Y los efectos respiratorios son similares a los del isofluorano.

Aproximadamente el 3% de Sevofluorano es metabolizado. Inicialmente se descubrió que los metabolitos hepáticos causaban nefrotoxicidad sin embargo en la actualidad no se han reportado informes de nefrotoxicidad.

El Sevofluorano se descompone en presencia de CO₂ o absorbentes como la cal sodada, produciendo así un compuesto nefrotóxico conocido como éter vinílico. (109, 110)

- **Desfluorano**

Es el más nuevo de los anestésicos inhalados introducidos en la práctica de la anestesia. La estructura química es similar a la del isofluorano. Es el menos soluble en sangre de todos los anestésicos inhalados. La solubilidad baja de la sangre significa que las inducciones y recuperaciones son extremadamente rápidas.

Los cambios en la profundidad anestésica ocurren mucho más rápidamente. Desfluorano es el menos potente de todos los anestésicos inhalados (excepto el óxido nitroso) teniendo un valor CAM en perros de 7.2% y 9.79% en gatos. Los ajustes del vaporizador se extienden a partir de 12 -18% para inducción y de 8 – 10% para mantenimiento. (111, 112)

2.3 CONTENCIÓN QUÍMICA EN ALGUNAS ESPECIES DE REPTILES DE COMPAÑÍA

Frye propone la administración de sulfato de atropina en una dosis de 0.01-0.02 mg/kg antes de utilizar cualquier anestésico en reptiles, para evitar los efectos de la bradicardia y reducir las secreciones orales. La mayoría de las serpientes no venenosas, pequeñas, de tamaño medio y las lagartijas pueden ser anestesiadas con gas halotano o isoflurano. Estos anestésicos deberán ser usados sólo con un vaporizador de precisión. Las serpientes venenosas también son inmovilizadas haciéndolas entrar en un tubo de transporte de plástico de un tamaño que imposibilite que el animal se voltee o escape. Una vez inmovilizado el animal, el manejador conectará el tubo a la máquina de anestesia. El clorhidrato de ketamina como anestésico único a dosis de 20-60 mg/kg o combinado con un tranquilizante como la acepromacina, es el anestésico inyectable más comúnmente utilizado.

Para la especie quelonia se utilizan los anestésicos anteriormente nombrados con las mismas dosis, además del cloruro de succinilcolina a dosis de 0.25-1.5 mg/kg. Este agente produce parálisis flácida. En procedimientos dolorosos y prolongados se recomienda que se intube y se aplique anestésico inhalado. (113)

El manejo quirúrgico que se emplea en los reptiles se hace complejo debido al lento metabolismo y a la dependencia existente entre el animal y la temperatura medioambiental. También el hecho de que haya varias especies de reptiles que presentan largos periodos de apnea han permitido que el empleo de anestesia inhalada sea utilizado con menor frecuencia que la anestesia fija. (113)

En el caso de los reptiles a diferencia de los mamíferos no suele emplearse premedicación. En la mayoría de los casos se busca producir plano quirúrgico de una intención. La mayoría de los anestésicos que se utilizan para este plano son administrados por vía intravenosa (IV). En caso de premedicación, es de uso común el empleo de drogas con propiedades ansiolíticas, sedantes, relajantes musculares y anticonvulsivas como midazolam, atropina y glicopirrolato, entre otras. (113)

- **Anestesia disociativa.**

En muchos casos para la inducción anestésica se emplea la ketamina por ser un anestésico de tipo disociativo y con un buen margen de seguridad sin embargo es factible combinarla con otros fármacos que permitan su potencialización o como coadyuvante como un relajante muscular o tranquilizante del grupo de las fenotiacinas. Las dosis varían de acuerdo a la especie en rango de 10-60 mg/kg. (114, 115)

Una de las principales desventajas de la ketamina es que en su aplicación para procedimientos en la cavidad abdominal, provoca rigidez muscular y depresión del centro respiratorio, por lo que se hace necesaria la combinación con otros medicamentos como los tranquilizantes del grupo de las fenotiacinas como la propiopromacina como se citó con anterioridad con la finalidad de lograr relajación muscular al tiempo de analgesia. (114, 115)

- **Anestesia inhalada.**

Comúnmente se utilizan gases como isoflurano o halotano, para lo cual se emplean máscara de inducción, o caja de Longley para luego proseguir a intubar al animal. En otros animales como serpientes, quelonios y grandes lagartijas se evita la utilización de la máscara intubando directamente sin necesidad de sedar al animal, aunque se requiere de mucha experiencia y habilidad para realizar este procedimiento. (114, 115)

Las ventajas, son la rápida recuperación y la facilidad de utilización en cualquiera de las especies.

Se debe considerar también que la forma de anestesia abierta no es fácil de utilizar en algunas especies de reptiles, debido a los periodos de apnea que presentan se prolongan y sedar al animal resulta demorado y estresante. (114, 115)

- **Alfa 2 agonistas.**

El más utilizado de este grupo es la xilacina como se mencionó anteriormente, no se administra solo, sino con ketamina, tiletamina, fenciclidina o anestesia inhalada. Debido a sus efectos depresores sobre el sistema cardiopulmonar algunas ocasiones es necesario el uso de parasimpaticolíticos y doxapram. En reptiles es escaso el uso debido al largo periodo de recuperación. (114, 115)

La ventaja de este medicamento es que su efecto puede ser revertido con yohimbina. (114, 115)

- **Propofol**

Es muy útil en procedimientos cortos, excelente inductor, produce un buen nivel de relajación muscular y anestesia profunda aunque menos eficiente en la administración IM pero de ser necesaria esta vía, se administra hyaluronidasa para mejorar la absorción. (113, 116)

- **Barbitúricos**

Son poco utilizables en reptiles por los efectos que causa en el sistema cardiopulmonar y la recuperación prolongada. (116)

- **Benzodiacepinas**

Se usan normalmente en combinación con ketamina, casi siempre prolongan el tiempo de recuperación anestésica. El más utilizado es el diacepam 0.2 – 0.6 mg/kg. (115)

- **Mantenimiento del período anestésico**

Para los procedimientos anestésicos en los reptiles, se emplea anestesia inhalada, sin embargo la mayor importancia, radica en posicionar al paciente en la mesa de cirugía independientemente del anestésico de elección. Algunas especies como las lagartijas y los quelonios tienen los pulmones ubicados en posición dorsal por lo que al colocarlos en decúbito dorsal, las vísceras ejercen presión dificultando la respiración del paciente. (115, 116)

Nunca utilizar hipotermia como método anestésico, ya que deprime el sistema inmune, retrasa la cicatrización y no produce analgesia. (113)

Cuando se realiza inducción de la anestesia, la excitación va seguida de pérdida de control motor, pérdida de reflejo de enderezamiento, que a su vez va seguido de relajación muscular, lo que indica haber alcanzado la anestesia quirúrgica, tomando también en cuenta los reflejos sensitivos y motores. (113, 116)

- **Anestesia Inhalada**

Para la mayoría de los reptiles, se recomienda ser inducidos con isofluorano del 2 a 4%.

Se usan comúnmente gases como isofluorano o halotano, empleando una máscara que se coloca sobre el animal hasta que se logra la sedación, para luego proseguir a intubar el animal. En algunos animales como las serpientes, los quelonios y grandes lagartijas se puede evitar la utilización de la máscara, y se puede intubar directamente sin necesidad de sedar al animal, aunque se requiere de mucha experiencia y habilidad para realizar este procedimiento, por lo que no se recomienda. (115, 116)

Las ventajas de la utilización de esta clase de anestesia, son la rápida recuperación de la anestesia y la facilidad de utilización en cualquiera de las especies (no está contraindicado en ninguna de las especies de reptiles). Por otra parte, se debe tener en cuenta que la forma de anestesia abierta no es fácil de utilizar en algunas especies de reptiles, ya que los periodos de apnea que presentan son prolongados y por lo tanto lograr sedar el animal resulta demorado

y estresante. Adicionalmente debe considerarse el costo para adquirir estos equipos, y la polución del ambiente de trabajo. (115, 116)

En los quelonios, en ocasiones se requiere el uso de anestésicos inyectables por la dificultad de sacarle la cabeza del caparazón y por los largos periodos de apnea que presentan. (115, 116)

Dosis de anestésicos más utilizados en reptiles.

Medicamento	Dosis mg/Kg	Comentarios
Ketamina	20 a 80	de 20 - 40 sedación y 40 - 80 anestesia
Medetomidina	0.05 a 0.16	Se puede revertir con atipamezol (0.05 - 1.0 mg/Kg)
Propofol	10 a 15	De corta duración
Diazepam	0.2 a 0.6	Combinado con Ketamina. Se prefiere el uso de midazolam. Usado como inductor.
Halotano	1% a 5% DT	3% a 5% para inducción, 2% a 3% mantenimiento
Isoflurano	1% a 5% DT	3% a 5% para inducción, 1% a 2% mantenimiento
Midazolam	1.5 - 2mg/Kg	IM Empleado como inductor

Combinación de ketamina con otros anestésicos.

Medicamento	Dosis mg/Kg	Comentarios
Ketamina + Acepromazina	40 a 60 mg/Kg de ketamina en proporción 10 a 1 de acepromazina I.M	Utilizada en tortugas y serpientes jóvenes especialmente
Ketamina + Xylazine	1 mg/Kg Xylazine y 20 mg/Kg de Ketamina I.M	Administrar el Xylazine 30 minutos antes que la Ketamina en cocodrilos
Ketamina + Medetomidina	10 mg/Kg de Ketamina y 150 micro gramos/Kg de medetomidina I.M en quelonidos, 50 mg/Kg de Ketamina y 100 microgramos de medetomidina/Kg en serpientes	Utilizar como antidoto Atipamezol

Modificado de Fowler 2003.

2.4 CONTENCIÓN QUÍMICA EN PSITACIDOS Y ALGUNAS ESPECIES DE AVES SILVESTRES

El isofluorano es el anestésico de elección para la mayoría de los procedimientos anestésicos para aves. Sin embargo, la anestesia inhalada no está siempre disponible en situaciones de campo que involucran aves silvestres, aunque hay unidades portátiles disponibles para anestesia por inhalación. Ciertos procedimientos quirúrgicos como la resección de tráquea, pueden permitirse el uso de anestesia inyectable sin importar si hay o no disponible una máquina para anestesia. (117)

Los anestésicos gaseosos pueden escapar del ave durante procedimientos quirúrgicos que rompen los sacos aéreos o la extensión de los sacos aéreos en los huesos neumáticos, exponiendo así al personal a gases anestésicos. Las ventajas de los agentes anestésicos inyectables incluyen la rápida administración, el bajo costo y la necesidad de equipo mínimo. Algunos agentes anestésicos pueden ser revertidos, lo que representa una ventaja importante cuando se trabaja en situaciones de campo. Frecuentemente son usados anestésicos inyectables en aves grandes de patas largas como las corredoras, cuando su sujeción física es imposible o peligrosa. Los anestésicos inyectables usados en aves incluyen barbitúricos, hidrato de cloral, alfa cloralosa, fenotiacinas, disociativos, agonistas alfa-2 adrenérgicos, alfaxalona/alfadolona y propofol. (118)

La mayor desventaja de los anestésicos inyectables es la variación que se da entre individuos y entre especies en relación a la dosis de la droga y la respuesta

a una droga específica. La eliminación de una droga inyectada depende de su distribución, su biotransformación y su excreción. Si bien reconocemos diferencias por especie entre los animales domésticos y ajustamos drogas y dosis acorde, tendemos a tratar a las aves como si todas ellas pertenecieran a un solo género o especie. Por ejemplo, consideramos al pichón de la misma manera que un avestruz, siendo que en realidad estas dos aves están tan alejadas filogenéticamente como lo está el caballo del gato. Los estudios farmacocinéticos de drogas antimicrobianas en diferentes especies de aves han demostrado que la cinética varía significativamente entre especies, e incluso entre aves del mismo orden, como lo son las cacatúas y los loros, ambos psitaciformes. Sin embargo, la información emanada de estudios en una especie de ave es posible que sea mejor para extrapolación a otra especie aviar que los datos provenientes de especies de mamíferos.

Es importante que la condición clínica general del ave sea considerada durante la selección de un protocolo de anestesia. El peso corporal preciso, en gramos, es esencial para la dosificación correcta. Cuando se usan anestésicos inyectables para aves es difícil mantener un plano quirúrgico de anestesia. El riesgo de depresión cardiopulmonar es alto y requiere un monitoreo cuidadoso durante un procedimiento anestésico. La intubación orotraqueal del ave anestesiada permite la aplicación de oxígeno suplementario y ventilación con presión positiva en caso de ser requerida. Una velocidad de ventilación de 2 respiraciones por minuto ayuda al ave que está ventilando espontáneamente. Cuando las aves están apneicas, la velocidad ventilatoria debe ser de 10 - 15 respiraciones por minuto. En el ave, tanto la inspiración como la espiración requieren actividad del músculo

esquelético y la mayoría de los anestésicos deprimen la actividad muscular, reduciendo así la velocidad del flujo de aire y el intercambio de oxígeno. La ventilación controlada o asistida asegura el flujo de aire y mejora el intercambio gaseoso al nivel del bronquio y capilares aéreos. La intubación provee una vía aérea abierta que permite el control sencillo de la ventilación en situaciones de emergencia. Sin embargo, la intubación no es recomendada para aves muy pequeñas, porque el moco seco puede obstruir los tubos endotraqueales muy estrechos, y estos pueden incrementar la resistencia al flujo del aire por una disminución significativa del diámetro traqueal.

Se recomienda, antes de inducir la anestesia, calcular y preparar dosis de drogas de emergencia estándar y drogas de respaldo o de soporte como epinefrina, doxapram, lidocaína, y atropina. El tamaño pequeño de muchos pacientes aviares requiere dosificación exacta de volúmenes muy pequeños o diluciones de concentraciones estándar. El tener estas drogas preparadas en jeringas debidamente etiquetadas ahorra tiempo y ansiedad en situaciones críticas. (118)

- **Sitios de inyección**

En la mayoría de las aves las inyecciones intramusculares son aplicadas en los músculos pectorales. En aves no voladoras como las corredoras, la masa de músculo pectoral es mínima, así que se prefieren los músculos del muslo. Las inyecciones subcutáneas no son recomendables porque se retarda la toma del anestésico, pero si se usa esta vía, el sitio recomendado de aplicación es la región inguinal. Los sitios para inyección intravenosa o cateterización incluyen la vena yugular derecha, la vena braquial o la vena metatarsal media. Los catéteres

intraóseos son útiles cuando el acceso venoso es difícil, como ocurre con aves hipotensas o muy pequeñas. Los catéteres intraóseos pueden ser colocados en la ulna proximal o el tibiotarso craneal. La toma del medicamento es comparable a la inyección intravenosa de la droga. (119)

Analgésicos locales

La toxicidad de la lidocaína es similar en aves y en mamíferos, se ha reportado que causa convulsiones y paros cardiacos.

La toxicidad puede prevenirse usando volúmenes y concentraciones adecuadas. La lidocaína (1 – 2 mg/kg) puede ser utilizada como anestésico local o para tratar arritmias ventriculares, y la dosis máxima es de 4 mg/kg. Para el paciente aviar pequeño frecuentemente es necesario diluir la lidocaína concentrada (2%; 20 mg/ml). Debido a la renuencia para usar anestésicos locales en aves, la información acerca de anestésicos locales de larga duración como la bupivacaína es escasa. La benzocaína tópica ha sido usada para analgesia local durante la curación de heridas menores en aves pequeñas. Se aplicó una mezcla 1:1 de bupivacaína y dimetil sulfóxido (DMSO) a un pollo al que se le amputó el pico, inmediatamente después de la amputación, se observó mejoría en la ingesta de alimento. Se informó que la aplicación intra-articular de bupivacaína, a una dosis de 3 mg en 0.3 ml de solución salina, fue efectiva para el tratamiento de dolores artríticos en pollos. (120, 121, 122, 123)

- **Benzodiazepinas**

El diazepam y el midazolam pueden reducir la ansiedad durante la inducción de la anestesia y su recuperación. Estos sedantes trabajan mejor si se administran 10 - 20 min antes de manipulaciones posteriores. El comportamiento del ave frecuentemente no refleja la sedación preanestésica, pero las aves parecen forcejear menos durante la contención. Altas dosis de midazolam producen la sedación suficiente en gansos para facilitar su manipulación en procedimientos diagnósticos. El efecto sedante de estas drogas es evidente durante la recuperación, que es lenta y suave. No se han hecho estudios para determinar la duración del efecto del diazepam o del midazolam. Las benzodiazepinas causan relajación muscular cuando se usan conjuntamente con ketamina, y reduce el nivel de isoflurano necesario para anestesia. El flumazenil administrado EV ayuda a revertir la sedación inducida por benzodiazepinas, y restablece el estado de alerta tan pronto como haya pasado suficiente tiempo para que el anestésico adicional ya no sea efectivo. (119, 124)

- **Disociativos**

La ketamina raramente se usa sola porque se asocia con escasa relajación muscular, temores musculares, contracciones miotónicas, opistótonos y recuperaciones violentas. La dosis de ketamina depende del peso corporal y su dosificación sigue el principio de escalamiento alométrico, de tal manera que las aves grandes (> 1 Kg) responden a 10 – 20 mg/kg mientras que las aves pequeñas (< 50 gramos) requieren dosis mucho mayores, por ejemplo, 70 - 80

mg/kg. Además hay variaciones interespecies en la respuesta a ketamina. Cuando la ketamina es efectiva, la anestesia ocurre entre los 5 - 10 min posteriores a la inyección intramuscular, y puede durar 5 - 20 min dependiendo de la dosis y el tamaño del ave. La recuperación de la anestesia por ketamina, hasta que el ave es capaz de perchar o sostenerse en pie, puede tomar 40 - 100 min, dependiendo de la dosis, la temperatura corporal, la salud metabólica y el tamaño del ave. Es recomendable que la ketamina no se use sola, sino que se combine con benzodiazepinas o con agonistas alfa2-adrenérgicos para mejorar la relajación y la profundidad de la anestesia. (125, 126, 127)

Zoletil combina el efecto de una droga disociativa (tiletamina) y una benzodiazepina (zolacepam). Esta combinación presenta similitudes con ketamina más midazolam, pero el menor volumen de zoletil que se usa típicamente para anestesia puede representar una ventaja. Independientemente de la falta de información acerca del Zoletil en diferentes especies aviares, la mayor desventaja parece ser que a altas dosis provoca una anestesia de corta duración seguida de un largo (2 - 4 horas) y a veces difícil restablecimiento. (128, 129)

- **Agonistas alfa2-adrenergicos**

La xilacina, detomidina y medetomidina frecuentemente se usan en combinación con la ketamina. Los agonistas alfa-2- adrenérgicos proporcionan relajación muscular, analgesia y sedación con inducciones y recuperaciones suaves. La mayor ventaja de este grupo de fármacos es la disponibilidad de antagonistas específicos para revertir su efecto, permitiendo así la recuperación rápida y suave. El atipamezol se recomienda frecuentemente para revertir a la medetomidina y a

la detomidina, y también revertirá los efectos de la xilacina. La yohimbina ha sido usada en psitácidos para revertir los efectos de la xilacina, tanto sola como en combinación con ketamina. Se encontraron resultados similares cuando se usó tolazolina en Zamuro de Cabeza Roja para acortar la anestesia inducida por xilacina más ketamina. Cuando se revierte el efecto de un agonista alfa2 adrenérgico usado en combinación con ketamina, debe medirse el tiempo de que toma revertir el efecto para evitar que el ave se recupere bajo los efectos de la ketamina sola, ya que esto puede resultar en una recuperación brusca. (130, 131, 132, 133)

Los fármacos agonistas alfa2-adrenergicos no se recomiendan como anestésicos únicos o como agentes de inmovilización para aves. Altas dosis de medetomidina tienen efecto sedante en loros del amazonas, pero no inmovilizan al ave. La administración de xilacina sola causa depresión respiratoria, excitación, convulsiones y una recuperación de anestesia prolongada. Todos los agonistas alfa2-adrenergicos tienen efectos cardiopulmonares profundos. La xilacina y la medetomidina causan disminución de frecuencia cardiaca, frecuencia respiratoria, pH sanguíneo, hipoxemia e hipercarbia. El efecto arritmogénico de los agonistas alfa2-adrenergicos puede conducir a inestabilidad cardiovascular, y cuando esto se combina con hipoventilación e hipercarbia puede llevar a un efecto fatal irreversible. (134, 135, 136, 137)

Cuando el ave se encuentra muy estresada, los agonistas alpha2-adrenergicos son una pobre opción como anestésicos, solos o en combinación. La excitación general puede sobrepasar los efectos sedantes de los agonistas alfa2-adrenergicos, aunque el mecanismo de este efecto no está claro. Entonces,

cuando utilice fármacos agonistas alpha2-adrenergicos acérquese al ave lentamente, inyéctela y devuélvala a un ambiente familiar tranquilo y con luz tenue mientras espera a que el fármaco haga su efecto. El período de inducción es de 5 - 10 min, dependiendo de la dosis y el tamaño del animal.

La combinación de xilacina con ketamina ha sido extensamente evaluada en diversas especies aviares. La presión sanguínea se eleva, la frecuencia cardiaca disminuye, y se presentan hipoxemia, hipoventilación e hipercarbia. (138, 139)

Una combinación anestésica de medetomidina, midazolam y ketamina fue evaluada y se encontró que no era segura para usarse en patos ya que causó bradicardia, atribuida mayormente a la medetomidina. La medetomidina también disminuye la frecuencia respiratoria. En cuatro de los doce patos que recibieron medetomidina se registró apnea, seguida por una disminución fatal de la frecuencia cardiaca y de la presión sanguínea. Se administró intravenosamente atipamezol y flumazenil para revertir los efectos de la medetomidina y el midazolam, respectivamente y los patos recuperaron rápidamente la conciencia y el movimiento voluntario. (140, 141)

- **Propofol**

El propofol es un anestésico de administración intravenosa de acción rápida, inducción suave, efecto de corta duración y recuperación rápida y suave. Los catéteres intravenosos están muy recomendados para su administración debido a que el fármaco debe ser administrado lentamente para la inducción, y proporcionado repetidamente para mantener la anestesia. Para la inducción se recomienda un bolo máximo de 2 mg/kg cada 30 segundos, después de lo cual se

recomienda usar 0.5 - 1.0 mg/kg/min para mantener la anestesia durante la cirugía. (117, 142)

En un estudio en el que se usaron patos, el propofol fue administrado por bolo endovenoso y después fue constantemente perfundido en bolos de 1 - 4 mg/kg cada 5 min para mantener un plano ligero de anestesia. En estudios donde se vigiló la respuesta cardiopulmonar al propofol, la presión arterial media (PAM) disminuyó significativamente. Se encontró de manera consistente un breve período de apnea después de la inducción y puede ocurrir depresión respiratoria durante la inducción y mantenimiento de la anestesia con propofol. En pollos fue común encontrar arritmias cardiacas incluyendo contracciones ventriculares prematuras y taquicardia ventricular. En patos se observó bradicardia profunda después del bolo inicial del propofol. (140, 141, 143)

Este fármaco tiene un margen de seguridad estrecho en aves por lo que debe darse asistencia respiratoria y oxígeno suplementario para contrarrestar la apnea, hipoventilación e hipoxemia. (140, 141, 142)

- **Anticolinérgicos**

El uso de anticolinérgicos para aves es controversial. De hecho la atropina y el glicopirrolato son efectivos para el tratamiento de la bradicardia vagal inducida. Sin embargo, algunos autores argumentan que estos hacen que las secreciones respiratorias se hagan más viscosas y por tanto más tendientes a obstruir los angostos tubos endotraqueales. Otros recomiendan anticolinérgicos por su habilidad para reducir la producción de moco respiratorio y evitar la formación de tapones de moco en los pequeños tubos endotraqueales. Ha sido reportado el

reflejo oculocardiaco en una cacatúa y se sugiere que el tratamiento con un anticolinérgico antes de o durante la cirugía ocular puede prevenir este reflejo, que se piensa es causado por manipulaciones oculares que resultan en disritmias cardiacas. (144, 145, 146,)

Sujeción Química y Anestésicos utilizados en Psitácidos

Agente	Dosificación
Alfaxalona/alfadalona	36 mg/kg IM,IP Anestesia quirúrgica de corta duración (8-10 min); podría causar apnea transitoria.
Atipamezol	0.25 – 0.38 mg/kg IM Antagonista a 2 adrenérgico, recupera el reflejo de enderezamiento 3- 10 minutos después de la administración.
Butorfanol /ketamina/Medetomidina	(B)1 mg/kg + (K) 3 mg/kg + (M) 40 µg/kg IM Premedicación o complemento del isoflurano; reduce la dosis requerida de isoflurano y mejora la ventilación
Isuflurano	3.5 % para inducción, 1.5 – 2.5 para mantenimiento
Ketamina HCL	20-50 mg /kg SC, IM, IV Duración de 30-60 minutos, las especies más pequeñas requieren dosis más elevadas, las aves de mayor tamaño se recuperan más lentamente
Ketamina / Acepromacina	(K) 25-50 mg/kg + (A) 0.5-1 mg /KG IM
Ketamina /Xilacina	(K) 4.4 mg/Kg+(X) 2.2 mg/Kg IV
Propofol	1.33 mg /kg IV

James W. Carpenter (147)

Corredoras (Avestruces, Emúes, Casuarios y ñandúes)

En estas aves de gran tamaño, los anestésicos inyectables frecuentemente son usados para procedimientos cortos y para inducción de anestesia antes de la anestesia inhalada. Se han escrito numerosos reportes sobre protocolos de anestesia para corredoras, y una revisión reciente compara los protocolos más comunes. (141, 148, 149, 150, 151)

Estas aves, cuando están sanas, son demasiado fuertes e impredecibles para una simple inducción a través de mascarilla con anestésicos inhalados. La inyección intravenosa puede ser aplicada en la vena yugular o en la vena braquial, aunque en los emús la vena braquial es pequeña y de difícil acceso. El poner un catéter en la vena yugular, vena braquial y vena media metatarsal facilitará la inyección endovenosa y la inducción. Los anestésicos inyectables más comúnmente usados para corredoras incluyen combinaciones de agonistas alfa2-adrenergicos seguidos de ketamina, o una benzodiacepina seguida por ketamina, tiletamina-zolazepam, carfentanil o etorfina. (152)

Las benzodiacepinas administradas antes de la inducción ayudan a obtener inducciones más suaves y recuperaciones suaves pero lentas. La inducción con tiletamina/zolacepam es excelente y rápida, aunque cuando se administra por vía intravenosa se han observado restablecimientos violentos. (148, 152)

Las benzodiacepinas administradas con tiletamina-zolacepam suavizará le recuperación. La inducción con xilacina-ketamina es adecuada, pero la recuperación puede ser difícil. No se recomienda el uso de carfentanil debido a que produce una respuesta excitadora aún cuando se usa con xilacina. Cuando se combinó etorfina con medetomidina, la postración ocurrió rápidamente, las aves fueron sedadas y la relajación muscular fue adecuada. Otras combinaciones con etorfina, cuando fueron administradas en avestruces en libertad, causaron excitación inicial, aunque la inyección con dardos, independientemente del anestésico, puede crear un período de excitación. La medetomidina como único agente anestésico no es efectiva en avestruces. (148, 152, 153)

Cuando la medetomidina fue combinada con ketamina y seguida por propofol intravenoso, resultó ser una combinación efectiva para inmovilización química de avestruces cautivas, aunque se recomienda ventilación con presión positiva. La apnea ocurre comúnmente durante la anestesia de avestruces, independientemente del agente inductivo seleccionado. Por ello se recomienda fuertemente el apoyo ventilatorio para este grupo de aves. (141)

- **Analgesia**

Opioides - La literatura inicial relativa al uso de opioides en aves es confusa y contradictoria. Por ejemplo, en un estudio se usaron dos diferentes razas de pollos para evaluar el efecto analgésico de dosis iguales de morfina. Basados en su respuesta a un estímulo térmico desagradable, una raza presentó una respuesta hiperalgésica mientras que la otra tuvo una respuesta analgésica. Con muchos resultados conflictivos como estos en la literatura, se asumió que los opioides no eran analgésicos efectivos para las aves. Más recientemente, se han documentado los efectos fisiológicos de los opioides en aves usando la técnica del isofluorano administrado de manera limitada. En estos estudios se anestesian con isofluorano aves no premedicadas. Se determina la concentración anestésica mínima (CAM) para cada ave y después se inyecta cada ave con un analgésico y se determina nuevamente la CAM. Una reducción significativa de la CAM indica que la droga probada tiene propiedades analgésicas. Usando esta técnica se evaluaron los efectos analgésicos del butorfanol en cacatúas, loros grises africanos y loros del Amazonas. Se encontró que el butorfanol a una dosis de 1 mg/kg fue analgésico en Loros grises africanos y cacatúas, pero no en loros del

Amazonas. Después de la inyección de butorfanol, se observó una disminución significativa de la frecuencia cardiaca, el volumen tidal, y los tiempos de inspiración y espiración. En un estudio similar se compararon los opioides μ y κ en pollos, y ambas drogas tuvieron efectos del isofluorano administrado de manera limitada. (154, 155, 156, 118)

Una combinación de 10 ml de ketamina (100 mg/ml) y 2 ml de acepromacina (10 mg/ml) a una dosis de 0.067 mg/g, tomando en cuenta solamente la fracción de ketamina. La mezcla de ketamina con xilacina, cuando se utiliza vía endovenosa, es el método más seguro y eficaz después de la utilización de gas isofluorano. Pueden ser mezclados en una jeringa o en un frasco estéril en proporción de 5 mg de ketamina por 1 mg de xilacina y dosificándose a 8-10 mg/kg. Esta combinación también se puede aplicar por vía intramuscular, en dosis de 10-30 mg/kg en base a la fracción de ketamina, el único inconveniente es que tiene un largo periodo de recuperación.

Se pueden utilizar agentes antagonistas de la xilacina, como son yohimbina y tolazolina, que acortan el tiempo de recuperación. Otra combinación menos usada es la de la ketamina 30-40 mg/kg con diacepam 1.0-1.5 mg/kg vía intravenosa; y se dice que provee anestesia razonable con recuperación tranquila.

Para evitar daños en la recuperación del anestésico es recomendable cubrir al animal o proporcionar un lugar tranquilo y oscuro para reducir la posibilidad de traumatismos.

Anestesia inhalada en aves

En los años 1950's se pensaba que las aves, debido a su anatomía pulmonar única, no podían anesthesiarse de manera segura usando anestésicos inhalados. Hoy en día, claro, reconocemos que este no es el caso, y que de hecho la anestesia inhalada es el método preferido para anestesiar aves. (157)

Implicaciones para el manejo anestésico.

Debido a los anillos traqueales cartilaginosos completos, el balón o globo del tubo endotraqueal sobre inflado puede traumatizar o romper la mucosa de la tráquea y los anillos. Por esta razón, los globos no deben inflarse, o deben inflarse sólo lo suficiente para formar un sello efectivo cuando la ventilación es asistida o controlada. El daño en la tráquea puede no hacerse evidente sino hasta 5 ó 7 días después de la intubación, cuando el proceso de cicatrización y el subsecuente estrechamiento fibroso del lumen de la tráquea causa signos de disnea. (157)

- Examen físico

Toda ave debe someterse a un examen físico completo antes de la anestesia. Hay excelentes textos que describen con detalle las técnicas para el examen físico. En general, la observación silenciosa del ave en su jaula provee una gran cantidad de información. La atención que el ave muestre al ambiente que le rodea, forma y postura de su cuerpo, condición del plumaje y velocidad respiratoria proveen información sobre la condición física del ave. El ave debe ser sacada de su jaula y examinada poniendo particular atención a las narinas y el pico. Un estetoscopio con cabeza neonatal para pequeñas especies debe ser usado para examinar el corazón y los pulmones. Al mismo tiempo debe determinarse la agudeza o filo de

la quilla, siendo esto un buen indicador de masa muscular y condición corporal. (158, 159)

- Aclimatación

Cuando sea posible, debe permitírsele al ave acostumbrarse al ambiente de la clínica u hospital antes de ser anestesiada. El ave en un nuevo ambiente estará estresada. El tiempo permite al ave calmarse después del examen físico inicial y da tiempo al médico veterinario para evaluar el resultado del análisis de sangre. No es raro que una vez que el ave se acostumbre al nuevo ambiente se detecten otros signos de la enfermedad, que no fueron evidentes durante el primer examen.

- Ayuno

En general se recomienda que se someta a ayuno a las aves, máximo 6 horas antes de la anestesia debido a su metabolismo acelerado, poca reserva de glucógeno en hígado y por lo tanto, la posibilidad de que desarrollen hipoglicemia durante la anestesia. Sin embargo, en las aves que no han sido sometidas a ayuno es probable la regurgitación y consecuente obstrucción de las vías aéreas. Como resultado, algunos profesionales recomiendan que las especies aviares, independientemente de su tamaño, sean mantenidas en ayuno toda la noche. Estudios con aves acuáticas, grullas y corredoras también indica que el ayuno de toda la noche reduce la incidencia de los problemas asociados con la regurgitación y no es dañino para el ave, siempre y cuando ésta no esté en un balance metabólico negativo que pueda predisponerla a desarrollar hipoglucemia.

En el manejo anestésico de las aves frecuentemente son usados fármacos previos como tranquilizantes, sedantes y analgésicos. Ellos reducen la cantidad de anestésico inhalado necesario para mantener la anestesia. En cacatúas (*Cacatua*

spp.) se ha visto que el butorfanol (1 mg/kg, IM) disminuye un 25% la concentración mínima alveolar (CAM) del isofluorano. En un estudio con pollos, la morfina (0,1, 1,0, 3,0 mg/kg, IV) redujo la CAM del isofluorano en un 15, 39 y 52% mientras que al agonista opioide kappa a las mismas dosis, redujo la CAM en un 13, 27 y 39%. El midazolam es usado frecuentemente para producir ansiólisis en aves y facilitar su manejo e inducción de la anestesia general inhalada. Aunque no hay estudios que investiguen el impacto de esta droga en la reducción de la CAM en aves, esta puede reducir significativamente la cantidad de anestésico inhalado necesaria para mantener la anestesia. En la práctica esto significa que después de un corto periodo de tiempo durante el cual el ave se equilibra con el isofluorano, el indicador del vaporizador marca menos que 1.5%, y frecuentemente es más cercano a 1%. La clave es que estas medicaciones previas reducen significativamente la cantidad de anestésico inhalado necesaria para mantener la anestesia y por lo tanto reducen el grado de depresión cardiovascular que típicamente se asocia con altas concentraciones de anestésicos inhalados. (160)

Los anestésicos inhalables, comparados con los anestésicos inyectables, ofrecen una serie de ventajas para el manejo del paciente, incluyendo inducción y recuperación rápidas, especialmente cuando se usan anestésicos inhalables de baja solubilidad en sangre/gas (isofluorano y sevofluorano); control más sencillo de la profundidad de la anestesia, mejor oxigenación debida al uso concurrente de oxígeno, y una recuperación que no depende de vías metabólicas o excretoras que puedan estar alteradas o dañadas en el ave enferma. Desde luego hay algunas desventajas, incluyendo el requerimiento de equipo especial como fuente

de oxígeno, un vaporizador, circuito respiratorio y un mecanismo para el desecho de los gases anestésicos. (161, 162)

El halotano, isoflurano y sevoflurano deprimen la ventilación en todas las concentraciones del anestésico al final de la espiración, de manera dosis-dependiente, y de acuerdo a lo que indica el índice anestésico (IA), que es una medida de la tendencia del anestésico inhalado para causar depresión respiratoria hasta el punto de provocar apnea; parecen hacerlo mucho más en aves que en mamíferos. Entre más pequeño es el valor IA para un anestésico inhalado, mayor es su depresión ventilatoria. En patos la IA es 1,51 para halotano y 1,65 para isoflurano, valores que son menores que los publicados para los mismos anestésicos en perros, gatos y caballos. En vista de los muchos factores relacionados con los anestésicos que deprimen la ventilación en aves directa o indirectamente, no es sorprendente que las aves hipoventilen a mayor grado que los mamíferos bajo condiciones similares de anestesia. Cuando un ave hipoventila durante la anestesia general inhalada, no solo es difícil controlar el plano de la anestesia sino que también la hipercapnia concomitante puede tener efectos adversos en la función cardíaca. En un estudio con 12 patos anestesiados con halotano (1,5%) y que inspiraron diferentes fracciones de CO₂, se desarrollaron contracciones ventriculares prematuras unifocales y multifocales en 6 patos a un promedio de PaCO₂ de 67+12 mmHg.

- Circuitos respiratorios

Los circuitos que evitan la reinhalación, como el circuito de Bain es ideal para usar en aves que pesan menos de 7 kg ya que ofrecen mínima resistencia a la ventilación del paciente. Cualquier cosa que reduzca el trabajo de respirar en aves anestesiadas disminuirá los efectos negativos de la anestesia sobre a ventilación. Un flujo razonable de gas fresco para el circuito de Bain es 150-200 ml/kg/min con flujos no menores de 500 ml/min. Los sistemas circulares estándar pueden ser usados para aves más grandes y se han usado circuitos para especies mayores en corredoras.

- CAM

La concentración alveolar mínima que produce anestesia en mamíferos expuestos a un estímulo nocivo es referida como CAM. Es una medida que hace posible comparar concentraciones y efectos entre diferentes anestésicos inhalados.

Estrictamente hablando el término no es adecuado para aves ya que ellas no tienen un pulmón alveolar. Mientras que el método para determinar la CAM sea similar en aves al usado en mamíferos, un mejor término y definición cuando se discute el uso de anestésicos inhalados en aves, es la concentración mínima de anestésico necesaria para producir anestesia. Los valores CAM para halotano, isoflurano y sevoflurano en aves son similares a los valores de CAM reportados para mamíferos. (161, 162, 163, 164)

Cuando la inhalación de CO₂ fue suspendida, las arritmias cesaron en 5 de los 6 patos. Cuando es posible, es razonable asistir o controlar la ventilación durante la anestesia general de las aves. El efecto del halotano en la presión sanguínea puede ser variable. En pollos y patos, incrementos en la concentración de

halotano causan disminución en la presión sanguínea arterial media, o no causa cambios. (165, 166)

En contraste, el isofluorano parece causar consistentemente un decremento dosis-dependiente de la presión sanguínea arterial media que puede deberse al hecho de que el isofluorano causa, de manera consistente, vasodilatación periférica. Por otro lado el sevofluorano disminuye la presión sanguínea en forma dosis-dependiente durante la ventilación controlada, pero no durante la ventilación espontánea, este último fenómeno posiblemente se deba al incremento inducido por la hipercarbia, en el tono simpático que causa hipertensión.

En mamíferos, la ventilación con presión positiva disminuye la presión sanguínea arterial promedio creando una presión intratorácica positiva que comprime los grandes vasos e impide el retorno venoso de sangre al corazón. En garzas de Sandhill anestesiadas con isofluorano, la presión arterial media fue mayor durante ventilación con presión positiva que durante la ventilación espontánea. (167)

Este no fue el caso en pollos anestesiados con sevofluorano en los cuales la presión sanguínea media fue menor durante la ventilación con presión positiva que durante la ventilación espontánea. (168)

Las arritmias cardiacas ocurren frecuentemente en aves anestesiadas con halotano. La estabilidad cardiaca es una de las ventajas que se percibe con el uso de isofluorano y es una de las razones por las que está ganando rápidamente gran aceptación en la práctica clínica aviar. Sin embargo, en un estudio en el que fue usado un modelo eléctrico de fibrilación para investigar los efectos irritantes para el miocardio del isofluorano y del halotano, se encontró que el isofluorano bajaba el umbral para la fibrilación eléctrica más que el halotano. (166)

La(s) razón(es) para esta discrepancia entre la experiencia clínica y el modelo experimental aún no ha sido aclarada. La arritmia cardiaca ocurre durante la anestesia de aves con isoflurano, pero no es tan severa o tan comprometedora como aquellas asociadas con anestesia con halotano. Los pollos anestesiados con sevoflurano no tuvieron ninguna evidencia de arritmias cardiacas durante la anestesia. (162)

El óxido nitroso puede ser usado como una ayuda para la anestesia general en aves, pero no debe usarse como único anestésico. El óxido nitroso no es secuestrado o concentrado por los sacos aéreos y las consideraciones para su uso son similares a aquellas para mamíferos. La función respiratoria debe ser normal y debe proveerse oxígeno adecuado para cubrir la demanda metabólica del paciente. Esto significa que debe suministrarse un mínimo de 30% de oxígeno en la mezcla anestésica gaseosa. Algunas aves pueden tener características anatómicas únicas que excluyan el uso del óxido nitroso. Por ejemplo los pelícanos tienen una bolsa de aire subcutánea que no se comunica con el sistema respiratorio, y como resultado el óxido nitroso suministrado a estas aves puede causar un enfisema subcutáneo. (169)

Esta condición es reversible una vez que se suspende el óxido nitroso, pero pueden evitarse posibles complicaciones excluyendo el óxido nitroso del plan anestésico.

Concentración mínima de anestésico (CAM) para halotano, isoflurano y sevoflurano en especies aviares seleccionadas.			
Ave	Halotano (%)	Isoflurano (%)	Sevoflurano (%)
Cacatúa	---	1.44	---
Pollos	0.85	---	2.21
Patos	1.05	1.32	---
Garzas de Sandhill	---	1.35	---

- Paralizadores musculares como asistentes en la anestesia general inhalada

Los paralizadores musculares pueden ser asistentes útiles para el manejo anestésico de las aves, especialmente durante procedimientos quirúrgicos largos que requieren un mayor grado de relajación muscular e inmovilidad que aquella que proveen los anestésicos solos. Debido a que los paralizantes musculares causan parálisis del músculo esquelético pero no proporcionan ninguna analgesia, es deber del anestesista controlar la respiración con ventilación de presión positiva y dar suficiente analgesia/anestesia para que el ave no experimente dolor.

El atracurium es un relajante muscular no-despolarizante de corta duración y de efecto cardiovascular mínimo. La dosis efectiva asociada con 95% de depresión de espasmos repentinos en 12 de 24 pollos (ED95/50) fue 0,25 mg/kg, IV, y la ED95/95 fue 0,46 mg/kg, IV. (170)

La duración de la acción para la dosis menor fue 34,5 + 5,8 minutos, y 47,8 + 10,3 minutos con la dosis mayor. El edrophonio (0,5 mg/kg, IV) revierte los efectos del atracurium. Después de la administración de atracurium hubo cambios pequeños pero estadísticamente significativos en las variables cardiovasculares en el sentido de que disminuyó la frecuencia cardíaca y la presión sanguínea se incrementó, pero estos cambios no se consideraron clínicamente importantes. (171)

2.5 CONTENCION QUIMICA EN ALGUNAS ESPECIES DE MAMIFEROS

Los fármacos para tranquilizar, inmovilizar o capturar animales silvestres o en cautiverio se utilizan de manera similar que en el humano. La aplicación es administrada por diferentes vías. Las que más se utilizan son la intramuscular, que se efectúa ayudándonos de cerbatanas, rifles de aire o manualmente. Los factores varían, provocando diversas reacciones individuales. Algunos factores son el peso, edad, sexo, temperamento del animal, hora del día, tolerancia del narcótico, alimento y condiciones patológicas. Es importante calcular el volumen del fármaco para su inyección, según las siguientes variantes: (172, 173)

- El peso del animal
- La concentración del fármaco (mg/ml)
- El valor recomendado de la dosis (mg/kg) para el animal
- Frecuencia respiratoria, Frecuencia cardiaca, circulación sanguínea, respuesta a estímulos y temperatura corporal

Cuando un animal parece no respirar por más de un minuto, hay que determinar si el corazón está latiendo, y tomar medidas de emergencia:

1. No administrar más anestésico
2. Establecer una vía respiratoria patente
3. Ventilar al animal
4. Proveer medicamento de emergencia

Para obtener un éxito completo en la contención química se deben considerar los siguientes factores:

- Empleo del equipo específico

- Habilidad del personal para administrar el fármaco en el sitio preciso, evitando excitación del animal, así como movimientos bruscos.
- Actuar con rapidez y seguridad
- El utensilio para administrar los fármacos puede ser desde una jeringa o impulsores de largo, mediano y corto alcance, que proporciona excelente inmovilización en grandes felinos.

El animal se deberá poner en ayuno durante 24 horas y una vez que es confinado, se procede a la administración de xilacina, mezclada con sulfato de atropina en un mismo dardo. El uso de atropina previene la bradicardia e hipersalivación. Después de 15 o 20 minutos de encontrarse sedado se administrará la ketamina a la dosis recomendada. Se debe tener cuidado con el vómito que se presenta con esta mezcla.

El uso de tolazolina (priscolina), como antagonista de xilacina ha sido reportado en ungulados exóticos. El telazol (tiletamina-zolacepam), a criterio del autor, es la droga de elección para la inmovilización de grandes felinos; en una dosis de 2-4 mg/kg para el desarrollo de procedimientos prolongados en grandes felinos; se puede mantener la anestesia con el uso de gases como halotano e isoflurano.

Los osos son inmovilizados con el uso de xilacina y telazol en dosis de 2 .2 mg/kg y 4.4 mg/kg respectivamente. Los pequeños carnívoros, así como felinos, mustélidos y cánidos, responden a la inmovilización con telazol en dosis de 3-6 mg/kg o la combinación de xilacina y ketamina a dosis de 0 .5-2.0 mg/kg y 3-10 mg/kg respectivamente. Algunos cánidos como los lobos experimentan convulsiones con el uso de ketamina como anestésico único.

Los venados pueden ser inmovilizados perfectamente con el uso de xilacina como único tranquilizante; se sugiere la utilización de 1 a 3 mg/kg de xilacina con el uso de clorhidrato de yohimbina en 0.125 mg/kg para un animal en calma y dentro de un corral; para un animal en tensión, herido y/o en libertad, se sugiere el doble de la dosis de xilacina (2-4 mg/kg) y de yohimbina (0.20 mg/kg). En el venado cola blanca la dosis de xilacina varía de acuerdo a la edad, tamaño, estación del año y estado de excitación del animal en dosis de 0.1-0.62 mg/kg y como antagonista y el uso de clorhidrato de tolazina 1.4-2.7 mg/kg. Para la utilización de anestésicos en los primates se toman numerosos factores: la especie, condición y temperamento del animal, y la naturaleza y el tiempo de duración del procedimiento a realizarse. La droga más comúnmente utilizada para la inmovilización de primates no humanos es el clorhidrato de ketamina en dosis de 3-10 mg/kg. La excesiva salivación puede ser controlada con la aplicación de sulfato de atropina en dosis de 0.20-0.04 mg/kg y la presentación de rigidez muscular y temblores pueden ser controlados con diacepam en dosis de 0.25-0.5 mg/kg vía endovenosa. La administración debe ser lentamente y sólo a efecto, ya que de lo contrario puede provocar paro respiratorio y en sobredosis el periodo de recuperación suele ser muy prolongado. (66, 67, 174, 175)

Tabla de dosificación de xilacina y ketamina en algunos mamíferos

Especie	Xilacina mg/kg	Ketamina mg/kg	Xilacina + Ketamina
Jaguar	2	4	2+4 4+8
Venado cola blanca	0.5-1.5 Sed. 3-4 Inmov.	5-6	
Marsupiales	5-10	10-20	
Pequeños roedores	4	50-100	
Pequeños felinos	10-15	5-15	2-4+ 5-7
Vivérridos	10-15	5-15	2-4+ 5-7
Mustélidos	10-15	5-15	2-4+ 5-7
Puma	1	5	1+5
Primates	0.5-1 Sed. 2-5 Inmov.	5-15	
Pequeños mamíferos	10-15	5-15	
Cánidos	3-5 Sed. 7-8 Inmov.	10-20	
Mapaches	20-29	20-29	

CONTENCIÓN EN FELINOS NO DOMÉSTICOS

El grupo *Felidae* está compuesto de 37 especies. Con fines clínicos, este grupo ha sido dividido en dos subgrupos, en felinos pequeños y grandes felinos. Los pequeños felinos incluyen 29 especies del género *Felis* de peso inferior a 20 kg. Ellos incluyen al serval, *Felis serval* (19kg), ocelote *Felis pardalis* (13 kg), gato doméstico *Felis catus* y muchos otros gatos pequeños.

Los grandes felinos incluyen ocho especies pertenecientes a los géneros *Felis*, *Neofelis*, *Panthera* y *Acinonyx*. Estos incluyen al león de montaña o puma, *Felis concolor* (103 kg), leopardo nebuloso, *neofelis nebulosa* (15 - 23 kg), onza o leopardo de las nieves, *Panthera uncia* (26-75 kg), tigre *Panthera tigris* (65-300 kg), Leopardo, *Panthera pardus* (37-90 kg), jaguar, *Panthera onca* (35-150 kg), León Africano, *Panthera leo* (120-250 kg) y la chita, *Acinonyx jubatus* (35-72 kg)

La anatomía y los principios de anestesia en los felinos exóticos son similares a los de los gatos domésticos y normalmente sin incidentes, con la excepción del tigre. Estas especies parecen tener más complicaciones anestésicas que otras especies felinas, incluyendo convulsiones y episodios apneicos. Tiletamina-zolacepam ha sido reportada como causa de muerte súbita inexplicable en tigres y por este motivo está contraindicada en estas especies. También existe la posibilidad de re-sedación en los chitas y los leones. Las principales diferencias de trabajo entre los felinos no domésticos y las especies domésticas son las precauciones de seguridad necesarias cuando se trabaja con grandes gatos. Las diferentes especies tienen niveles de agresión variables.

- Dardos a distancia

Los dardos a distancia son comúnmente utilizados en felinos por encima de 20 kg. Un rifle, pistola de aire y cerbatana pueden ser usado dependiendo la distancia, pero la velocidad del dardo debe de ser controlada para prevenir un exceso en el trauma y fracturas de la pierna (miembro). Los sitios más comunes de inyección son las masas musculares de los miembros posteriores, y menos común los miembros anteriores a nivel del hombro en grandes felinos. El tamaño del dardo depende del volumen del fármaco que se va a inyectar, y es generalmente de 3 a 5 ml. Las ventajas del dardeo incluye la seguridad del operador para administrar el fármaco, reducción del estrés, y habilidad para poder inmovilizar a un animal. Las desventajas incluyen fracaso en la aplicación de dardos (pueden ser necesarios múltiples disparos), y la posibilidad de fracturar o provocar traumas en el tejido.

Los felinos en cautiverio pueden ser entrenados para la inyección IM o IV voluntaria. Tigres, chitas, leones africanos, pumas, leopardos, y otras especies se han capacitado para este procedimiento. **(Figura 24)**



Figura 24. Sesión de entrenamiento en un leopardo para inyección intramuscular

Clínicamente, decrece el estrés, la inducción es suave, las dosis más bajas posibles pueden utilizarse, el Médico Veterinario no es percibido como una amenaza, que es una ventaja para tener nuevos valores visuales posteriores. La formación del Comportamiento para la inyección es un método ideal de inducción y debería de alentarse en los institutos de cautiverio. Esto requiere dedicación de tiempo por parte de los manejadores de animales, constantes rutinas, y que los animales están dispuestos a participar en dichas rutinas.

- Sedación oral

Aunque la sedación oral ha demostrado ser efectiva en gatos domésticos (especialmente detomidina 0.5 mg/kg y ketamina 10 mg/kg), en felinos exóticos la sedación oral es usado frecuentemente pre-medicado y cuando ha disminuido el estrés después de la aplicación de dardos a los animales y no como único agente de inducción. Su fiabilidad en la administración y absorción lo hace menos útil para utilizarlo como único agente de inducción en felinos potencialmente peligrosos.

- Agentes anestésicos

Muchas combinaciones de drogas se han usado para la inmovilización de felinos exóticos. La elección del anestésico es dictado a menudo por la disponibilidad, experiencia con ciertas combinaciones, costo de las drogas, talla y especies de felinos, duración y objetivo del procedimiento, y finalmente el estado de salud del animal. Para determinar la dosificación de un anestésico, los felinos silvestres pueden requerir dosis mayores de droga que los felinos en cautiverio. En general los felinos salvajes pequeños requieren una dosis mayor por kilogramo de peso corporal que los grandes felinos. La mayoría de los protocolos incluyen a los

anestésicos disociativos (ketamina o tiletamina) y a los alfa 2 agonistas, benzodiazepinas, opiodes o combinación de estos. Esta parte del capítulo escribe los protocolos comúnmente usados.

AGENTES INYECTABLES (ANESTESIA FIJA)

- **Ketamina.**

La ketamina usada como un único agente anestésico es reportado en felinos domésticos y exóticos, pero su uso requiere altas dosis (11-44 mg/kg) lo cual tiene importantes desventajas. Provoca rigidez y un estado cataléptico la anestesia y tiene varios efectos secundarios, incluyendo la salivación excesiva, hipotensión, rigidez muscular y un despertar brusco. Por lo tanto es recomendable la combinación de ketamina con un alfa dos agonista, benzodiazepina y/o un opiode para proporcionar efectos sinérgicos y una anestesia suave, y la reducción de la dosis de la ketamina. La ketamina es excretada principalmente por los riñones de los felinos, y debe de utilizarse con precaución en animales con fallo renal.

- **Suplementos y mantenimiento**

La ketamina es útil en suplemento y mantenimiento de la anestesia a dosis de 0.2 a 2.0 mg/kg IM o IV.

- **Combinación de medetomidina y ketamina**

La combinación de ketamina –medetomidina proporciona sedación a la mayoría de los felinos exóticos., particularmente a los grandes felinos (chitas, pumas,

leones y tigres). Esta combinación anestésica es caracterizada por una suave inducción (5-15 minutos) y buena relajación muscular. La anestesia dura un mínimo de 45 minutos, después de lo cual será necesario la suplementación del agente. Las ventajas de esta combinación incluyen una suave inducción y recuperación, buena profundización anestésica, analgesia, bajo volumen en el dardo (uso de concentrados de 200 mg/ml en estados unidos y medetomidina de 20 mg/ml en estados unidos o 10 mg/ml en Europa), es reversible con atipamezole, y el uso de dosis pequeñas de ketamina. Las desventajas de los alfa 2 agonistas , incluyen vómitos (con mayor frecuencia durante la inducción) cambios cardiovasculares (vasoconstricción periférica ,membranas mucosas pálidas, dificultad para visualizar las venas, oximetría de pulso baja y falsas lecturas, y a menudo hipertensión severa, bradicardia, bradiarritmias, disminución del gasto cardiaco, depresión de moderada a leve de la respiración (disminuye la frecuencia respiratoria y el volumen tidal) aumento de la producción de orina (debe de corregirse con la correcta administración de líquidos) y la sensibilidad al ruido. La medetomidina debe de usarse con precaución en pacientes con condiciones preexistentes cardíacas. La depresión respiratoria y la apnea transitoria suelen ser más pronunciados seguido de la inducción, y puede reducirse mediante la aplicación de oxígeno suplementar o revirtiendo la medetomidina.

En cautiverio la medetomidina, tan pronto como se aplica el animal es intubado y se mantiene con anestesia inhalada y la reversión se hace hasta el final del procedimiento. El autor recomienda dosis de 3 mg/kg de ketamina y 0.03 mg/kg de medetomidina IM en grandes felinos. Se reportan rangos de dosis en grandes felinos de 1.5 a 6.0 mg/kg de ketamina y .03 a 0.06 mg /kg de medetomidina IM.

Mientras que en felinos pequeños el rango es de 2.5-4.5 mg/kg de ketamina y 0.05 a 0.07 mg/kg de medetomidina.

- **Combinación de ketamina –xilacina.**

La combinación de Ketamina – xilacina es ampliamente usada antes que la medetomidina esta dispone y provee una anestesia similar, y con efectos secundarios similares. Los rangos de dosis están entre 3-10 mg/kg de ketamina y 0.3 y 1.0 mg/kg de xilacina en grandes felinos; 4 a 26 mg/kg de ketamina y 1 a 4 mg/kg de xilacina IM en pequeños felinos. Algunos médicos prefieren la administración de alfa2 agonistas con midazolam como primera inyección, seguido 10 minutos después de ketamina como una segunda inyección, con el fin de disminuir el riesgo de convulsiones.

- **Los alfa 2 agonistas**

No deben de ser suplementados para procedimientos prolongados. Se recomienda el uso de ketamina en caso de una excitación inesperada del animal que ocurra antes de que el procedimiento sea completado. El propofol es una agente útil para incrementar el tiempo de la inmovilización y prevenir los despertares repentinos, pero debe de administrarse IV. En procedimientos prolongados, se prevé y se recomienda la intubación y el manejo de anestesia inhalada.

Midazolam, diacepam o butorfanol se les añaden alfa 2 agonistas disminuye la cantidad de ketamina y/o xilacina y provee analgesia y efectos de sedación.

- **Combinación de ketamina –midazolam**

La combinación de ketamina-midazolam es comúnmente utilizado en pequeños felinos y en grandes felinos debilitados. Proporciona anestesia suave (ligera) con buenas funciones cardiorrespiratorias. La benzodiacepina proporciona relajación muscular y efectos anticonvulsivos. La combinación de ketamina con midazolam es una buena elección para cualquier animal con sospechas cardiovasculares, neurológicas o enfermedades severas sistémicas debido a su amplio margen de seguridad y a su naturaleza cardioprotectora. El midazolam está disponible a una concentración de 50 mg/ml y esto permite la inyección de volúmenes inferiores. Los rangos de dosis de la ketamina están entre 5 a 10 mg/kg. El midazolam (o diacepam) los rangos de dosis va desde 0.1 a 0.3 mg/kg IM. Los autores prefieren un rango de dosis superior a causa ya que de manera subjetiva se observó un mejor efecto sedante. El butorfanol de 0.1 a 0.4 mg/kg o la oximorfina de 0.03 a 0.05 mg/kg pueden ser incluidos en el protocolo o después de la inyección para proporcionar mayor sedación.

- **Combinación de ketamina –midazolam-butorfanol**

La combinación de ketamina-midazolam-butorfanol tiene la ventaja de que se usan tres agentes inductivos a dosis más bajas. El butorfanol proporciona sedación adicional y analgesia preventiva. El bajo volumen total de las drogas permite a toda la combinación para acomodar en un dardo si se utiliza la forma más concentrada de las drogas. Esta combinación es recomendada por los autores

para felinos pequeños saludable y debilitados, muy jóvenes, o grandes felinos geriátricos. No se podrá crear una inmovilización en grandes felinos saludables.

Los rangos de dosis va de 3 a 5 mg/kg de ketamina y 0.1 a 0.3 mg/kg de midazolam y 0.1 a 0.4 mg/kg de butorfanol.

- **Combinación de tiletamina- zolacepam**

La combinación de tiletamina- zolacepam es especialmente útil en campo para inducciones cortas, por poco tiempo, y para llegar a un plano ideal confiable de la anestesia. Tiene un alto margen de seguridad y pocos efectos cardiopulmonares. Son poco frecuentes los despertares repentinos por esta combinación. Pero las recuperaciones son prolongadas a menudo y tempestuosas. Otra desventaja es el dolor en el sitio de la inyección, riesgo de convulsiones a dosis más altas, solamente con reversibilidad parcial. En tigres esta droga ha sido reportada como la causante de condiciones neurológicas (hipotensión y ataxia) y muerte (a menudo 2 a 4 días después del evento anestésico) el uso de dosis altas y en estas especies está contraindicada. Signos similares se han visto en leones africanos. En gatos domésticos, el periodo de la tiletamina (2-4 horas contra 1.2 horas en el perro) y el zolacepam (4.5 horas contra 1 hora en el perro) en el plasma es largo, y tal vez la razón para las prolongadas recuperaciones de los felinos. Los rangos de dosis van de 1.6 a 4.2 mg/kg en grandes felinos a 11 mg/kg para pequeños felinos. La combinación de tiletamina-zolacepam-ketamina o fuera xilacina o tiletamina –zolacepam y medetomidina se ha reportado y tiene la ventaja de disminuir la cantidad de tiletamina-zolacepam, volviendo la

recuperación suave, y reduciendo el tiempo de la misma. El volumen de la droga también se ajusta en la mayoría de los dardos.

Ketamina (7mg/kg) y tiletamina /zolacepam (0.9 mg/kg) es actualmente recomendado para la inmovilización de panteras libres de Florida (*Felis concolor coryi*)

- **Combinación de medetomidina –butorfanol-midazolam**

La combinación de medetomidina-butorfanol –midazolam ha sido usada experimentalmente en pocas especies de carnívoros, incluyendo a los chitas, leones africanos, lobos rojos (*canis rufus*), perros domésticos y salvajes (*Lycaon pictus*). En chitas, proporciona una suave y rápida inducción, con un adecuado plano de inmovilización por 40 minutos, después de los cuales repentinas recuperaciones fueron observadas. Las dosis en los chitas son 0.035 mg/kg de medetomidina y 0.15 mg/kg de midazolam y 0.2 mg/kg de butorfanol. A causa de que esta combinación es completamente reversible, tiene un gran potencial para usarse en procedimientos de campo cortos y /o animales con enfermedades del hígado o riñones. Si esta anestesia tiene que ser prolongada de los 30 minutos, hay que suplementar drogas (propofol, ketamina) o anestesia inhalada (isofluorano) está fuertemente recomendado. Severa hipertensión y ocasional bradiarritmias pueden ocurrir a causa de que la medetomidina y puede ser reversible correctamente con atipamazole tempranamente durante el procedimiento.

- **Agentes inhalados**

La anestesia inhalada (Isoflurano, Sevoflurano, y Halotano) es recomendada para procedimientos muy largos e invasivos. El isoflurano y sevoflurano son comúnmente usados y han reemplazado al halotano a causa de los reducidos efectos arritmogénicos y metabólicos. Un circuito semi abierto se puede utilizar en felinos que pesan menos de 4 kilogramos pues reduce al mínimo la resistencia en el sistema de respiración. El flujo fresco del gas para éstos es alto (Bain: 150-200 ml/Kg; Ayre's T-piece; 400 ml/Kg) y puede contribuir a la pérdida de calor. Es posible que los sistemas cerrados sean usados en animales más grandes ya que ellos causan menos pérdida de calor, disminución en la contaminación y son más económicos que el circuito abierto pero los sistemas voluminosos no son fácilmente llevados a los campos. Como los agentes (drogas) de inducción crean un nivel profundo de sedación, el mantenimiento con isoflurano puede ser bastante bajo al principio, pero tendrá que ser aumentado con agentes (drogas) de inducción cuando los efectos comienzan a disminuir. (176, 177, 178, 179)

(Figura 25)



Figura 25. Equipo de monitoreo usado en anestesia inhalada de un chita

Tomado de: Gary West, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia, 20

CONTENCIÓN QUÍMICA EN MAPACHES Y OTROS MAMÍFEROS SIMILARES

- **Contención química, sedación y anestesia**

Para la contención química de los Procyonidae, la ciclohexanona, agentes disociativos como la ketamina (con o sin xilacina o diacepam) y el Telazol® son alternativas eficaces. Mientras que la ketamina ha sido muy popular, el Telazol®, un producto más avanzado de la misma clase con la incorporación del tranquilizante zolacepam, ofrece ventajas significativas.

La anestesia disociativa inducida por estos agentes asemeja el estado cataléptico, caracterizado por pérdida de percepción sensorial y conciencia sin producir un sueño profundo, ojos abiertos con nistagmo, reflejos corneal, faríngeo, laríngeo, podal y auricular intactos y grado variable de hipertonia de músculo esquelético con buena, pero corta, analgesia (dolor superficial) que resulta insuficiente para la cirugía visceral. Este estado parece ser el resultado de la interrupción de la transmisión ascendente de las partes inconscientes del cerebro a las conscientes.

(64, 180)

Dosis intramusculares de agentes disociativos para Procyonidae.				
Fármaco	Dosis (mg/kg)	Inducción (min)	Duración (min)	Comentarios
Mapaches (Procyon lotor)				
Ketamina	7-16	3.2 ± 1.8	42.3 ± 14.5	25 H (14 adul y 11 jov) y 16 M (12 adul y 4 jov). 19.5% reacciones anormales: "posición remetida del cuerpo, extremidades extendidas, rigidez muscular extrema y labios retraídos con dientes apretados... a dosis que oscilan entre 8 a 14 mg/kg..." Convulsiones tónico-clónicas en el 14.6%.
Ketamina	5 - 7 8 - 10 11 - 13	0 - 8 2 - 5 1 - 3	0 - 24 20 - 50 39 - 63	N= número de pruebas sobre 113 animales. 8-10 mg/kg se considera la dosis óptima. Anestesia profunda a 10-13 mg/kg.
Ketamina	20-29	5 - 15 (10)	2.5 - 4.5 (3)	N= 8 animales anestesiados 8 veces cada uno. Recuperación total 720-1140 min, 840 min de media. Anestesia y relajación muscular adecuadas, permiten abrir la boca y tomar muestras de la fosa tonsilar. Lamido constante durante la inducción. Salivación excesiva.
Ketamina	11-33	N/A	N/A	Recomendado por el fabricante (Parke-Davis)

Fármaco	Dosis (mg/kg)	Inducción (min)	Duración (min)	Comentarios
Ketamina	16.7	5.2	107	Usado por biólogos en el oeste de los EUA
Ketamina Aceproma cina	8-10 2.2	2-5	20-59	Ace administrada 5-25 min antes de Ket, resultó en aumento de la relajación muscular y del tiempo de recuperación.
Ketamina Xilazina	26 5.2	6.5 + 5	48 + 3	Recomendado para mapaches salvajes y enjaulados. Uso de una combinación 5:1 de Ket 200 mg y Xyl 40 mg/ml (Capture All-5)
Ketamina Xilazina	10 2	3 - 5	60 - 90	Analgesia y anestesia de 15 - 20 min de duración.
Ketamina Xilazina	10 2	3-7	45-90	65 H (45 adul y 20 jov) y 58 M (46 adul y 12 jov). Buena inmovilización y anestesia, analgesia de 15 - 20 min. 3% manifiestan rigidez neuromuscular atípica o convulsiones tónico-clónicas. 3 muertes.
Zoletil	4.3 - 25 (11.8)	3-11 (4)	17 - 65 (45)	Relajación muscular pobre en el rango inferior de la dosis. Anestesia quirúrgica a 10 mg/kg.
Zoletil	6.6 13.2 22	2.8 - 14 1.5 - 8 1.5 - 7	38 - 102 46 - 135 43 - 320	321 H (222 adul y 99 jov) y 351 M (288 adul y 162 jov). Dosis bajas; buena inmovilización, sedación, relajación muscular y analgesia de ~10 - 15 min. Dosis medias; buena anestesia, buena relajación muscular y ~20 min de analgesia. Dosis altas; buena anestesia, relajación muscular y analgesia hasta 30 - 40 min, salivación excesiva, recuperación prolongada, ~3% rigidez neuromuscular atípica y/o convulsiones tónico-clónicas, apnea inicial frecuente y bradicardia.
Zoletil	6.6 - 14.8	?	?	Inmovilización a dosis bajas hasta anestesia a dosis mayores.
Zoletil	5.9 - 13.7	?	?	Los autores apuntan que esta es la dosis "deseable".
Coatí (<i>Nasau sp.</i>)				
Ketamina	10 (Ad) 12 (Juv)	3 - 6.4	21 - 89	35 H (24 adul y 11 jov) y 48 M (39 adul y 9 jov). Buena inmovilización, anestesia bastante buena y 8 - 10 min de analgesia. 17% manifestaron rigidez neuromuscular atípica y/o convulsiones tónico-clónicas
Ketamina Aceproma cina	12 2	3-3.5	35 - 80	
Zoletil	6.6 13.2 22	2 - 6	30 - 75	8 H (6 adul y 2 jov) y 18 M (16 adul y 2 jov). Dosis bajas; buena inmovilización, sedación, relajación muscular y analgesia de ~10 - 15 min. Dosis medias; buena anestesia, relajación muscular y ~20 min de analgesia. Dosis altas; buena anestesia, analgesia ~30 - 40 min, salivación excesiva, recuperación prolongada en el 67%.
Olingo (<i>Bassaricyon gabbii</i>)				
Zoletil	6.6 13.2	2 - 5	32 - 85	1 H (1 adul) y 4 M (2 adul y 2 jov). Dosis bajas; buena inmovilización, sedación, relajación muscular y ~10 min de analgesia. Dosis altas; buena-excelente anestesia, relajación muscular y ~15 - 20 min de analgesia.
Basarisco o Cacomiztle norteamericano (<i>Bassariscus astutus</i>)				
Ketamina	15	4	31	*12 animales inmovilizados 14 veces.
Ketamina	12	3-5	35-65	2 H (2 adul) y 4 M (4 adul). Buena inmovilización y sedación con relajación muscular media a buena. Anestesia media a buena y 10 - 15 min de analgesia. Un 20% manifestó rigidez neuromuscular atípica y/o convulsiones tónico-clónicas.
Zoletil	6.6	2.5 - 6	35 - 75	4 H (3 adul y 1 jov) y 8 M (8 adul). Inmovilización excelente, sedación, relajación muscular y ~10 - 15 min de analgesia.
Kinkajou o Cercoletto (<i>Potos flavus</i>)				
Zoletil	6.6	2.5 - 5.5	30 - 55	5 H (4 adul y 1 jov) y 2 M (2 adul). Buena inmovilización, sedación, relajación muscular y ~10 min de analgesia.

H=hembra, M=macho

Disponible en: International Veterinary Information Service (www.ivis.org), Ithaca, New York, USA.

Durante los últimos 6 - 8 años se ha utilizado Zoletil IM de forma rutinaria y ha encontrado resultados fiables y reproducibles para diferentes grados de inmovilización química y anestesia. Para inmovilización general, suficiente para permitir un examen físico, toma de muestras de sangre, recolección de ectoparásitos, cistocentesis, recolección de muestras fecales por palpación rectal y colocación de aretes, etc., 6.6 mg/kg de Zoletil es una dosis apropiada. Sin embargo, se debe recordar que esta dosis se acompaña de menos de 15 minutos de analgesia. Una dosis de 13.2 mg/kg proporciona anestesia y analgesia suficiente para la toma de biopsias de piel y testículo, resección de pequeñas masas, amputación de dedos e incluso castraciones no complicadas. Dosis mayores (22 mg/kg) pueden dar un plano de anestesia quirúrgica que dure hasta 30 – 40 minutos, pero se asocian con un riesgo mayor de complicaciones como respiración superficial y apnéustica, hipoxemia, salivación excesiva, temblores o convulsiones y períodos de recuperación prolongados y a veces bruscos que requieren una monitorización estrecha del paciente.

Recientemente ha habido un interés creciente en el uso del agonista adrenoceptor alfa₂, medetomidina (Domitor) y su antagonista altamente específico atipamezol (Antisedan) para inmovilización, sedación y anestesia en mamíferos salvajes libres y cautivos. La medetomidina actúa ligándose a los receptores adrenérgicos de la subclase específica alfa₂ en las neuronas del sistema nervioso central o periférico, interrumpiendo los impulsos nerviosos mediante el bloqueo de la liberación del neurotransmisor noradrenalina. Esta acción es revertida específicamente por el atipamezol. La Medetomidina combina sedación con analgesia y tiene propiedades relajantes musculares intrínsecas (no con la misma calidad con que

actúa como anestésico general) así como efectos ansiolíticos que resultan en una disminución de la ansiedad (Domitor and Antisedan System, Pfizer Animal Health.) (180)

Especialmente en dosis altas de agentes disociativos, la hipoxia y la hipotermia son los efectos secundarios más problemáticos en la inmovilización-sedación de campo de los prociénidos. La hipotermia puede resultar en apnea y ocasionalmente la muerte si no se toman medidas para prevenirla o corregirla.

- **Anestesia Inhalatoria**

Las técnicas de anestesia inhalatoria de pequeños animales pueden aplicarse directamente a los Procyonidae, no sólo en hospitales o clínicas zoológicas sino también mediante unidades portátiles en el trabajo de campo. Una vez inmovilizado con ketamina o Zoletil, el paciente puede ser intubado y sometido a dosis de mantenimiento de Isoflurano con los métodos estándar empleados en medicina de pequeños animales

Mientras que los rápidos efectos que produce la medetomidina y su antagonista específico atipamezol proporcionan a la combinación la promesa del uso en la inmovilización en el campo de carnívoros salvajes (quizás sustituyendo a los agentes disociativos), hay que tener cuidado con la capacidad de producir una variable pero significativa depresión cardiopulmonar, hipertensión e hipertermia inicial en algunos carnívoros salvajes y domésticos (Domitor and Antisedan System, Pfizer Animal Health. (86)

2.6 CONSTRUCCIÓN DE UNA CERBATANA

Los materiales usados para su construcción son dos tubos de aluminio de un calibre de media pulgada con paredes reforzadas, longitud de uno y dos metros y un pulidor interior. En un extremo se le adapta una boquilla hecha con un cuello de botella de plástico y en el otro extremo una mirilla hecha de un carrete plástico de cinta adhesiva. El dardo se adapta a una jeringa plástica desechable B-D, de enchufe atornillable, a la que se le deja el émbolo sin vástago dentro y se cortarán las aletillas de apoyo. La jeringa se sella en la parte posterior con un tapón de goma vacutainer B-D adherido con Resistol 5000; pegado a este tapón en su parte posterior un mechón de estambre deshilado y esponjado de 2 .5 cm de longitud. A una aguja de número 16 x 1 pulgadas completamente de acero inoxidable se le tapa la punta con un pedazo de hilo y pegamento epóxico, posteriormente se le hace un agujero lateral de 1 .2 mm de diámetro con una lima triangular y una pequeña broca. Los manguitos de goma se hacen cortando pedacitos de 0 .5 cm de liga elástica (goma de resortera o tirador). Estos se insertan en la aguja para tapar el agujero lateral. (175)

El funcionamiento de esta cerbatana es semejante al telinfect. La propulsión de velocidad y alcance de la cerbatana depende del volumen torácico y de la fuerza de contracción de los músculos intercostales, dorsales, diafragma y abdominales, teniendo muchas variables en la potencia de expulsión del aire en cada persona.

El funcionamiento es el siguiente:

1. A través del mechón de lana y la plaqueta de silicón se introduce una aguja delgada hacia la cámara posterior, con esta aguja y otra jeringa manual se

puede mover y acomodar el émbolo al volumen deseado, ya sea succionando o impulsando aire.

2. Con otra jeringa y su aguja se introduce el medicamento en el orificio anterior, con un máximo de 2.7 cc.

3. A la aguja se le tapa el orificio lateral con el manguito de goma y se enchufa a la jeringa.

4. Por último, usando la aguja insertada en la parte posterior, se introducen 20 cc de aire con una jeringa grande y se separa la aguja rápidamente del dardo para que quede una cámara de alta presión.

5. El dardo se introduce en la cerbatana quedando cerca de la boquilla y se sopla según lo requiera el disparo y objetivo, al impactar la aguja en la piel el manguito de goma se corre hacia atrás, expidiendo medicamento por el orificio lateral liberado. Los dardos jeringa han sido efectivos desde pocos centímetros hasta los 18 metros. (175)

1. Punta obturada
2. Tapón elástico corredizo
3. Cámara de medicamento
4. Embolo
5. Cámara de aire comprimido
6. Tapón hermético
7. Cola direccional

Detalle de la punción, haciendo notar los orificios del cuerpo a la jeringa esquematizando la salida de los gases. Nótese que el tapón del dardo jeringa no

está pegado, por lo que al impelerse el gas lo dispara, haciendo más amplia la salida para ofrecer menor resistencia a la presión de liberación del gas. (175)

Bibliografías

1. Deem SL. Captura and immobilization of free-living Jaguars (*Panthera onca*). In Heard D, ed. Zoological restraint and anesthesia. Ithaca, NY: International veterinary information service, 2004.
2. Beynon P y Cooper J. (Eds.). Manual de Animales Exóticos. Harcourt Brace. España. 357p, 1999.
3. Ministry of Environment of Canada. Live Animal Capture and Handling Guidelines for Wild Mammals, Birds, Amphibians & Reptiles. Version 2.0. Canada. 48p, 1998.
4. Altman R, Clubb S, Dorrenstein G and Quesenberry K. (Eds.). Avian Medicine and Surgery. WB Saunders Co. United States of North America. 1070p, 1997.
5. Jordan W and Hughes J. Care for the Wild. MacDonald & Co Ltd. Great Britain. 198p, 1988.
6. Gray, c., w.m. bush y c.c. beck. 1974. Clinical experience using ci-744 in chemical restraint and anesthesia of exotic specimens. Journal of Zoo Animal Medicine, 5:12-21.
7. Amrein R, W Hetzel. Pharmacology of Dormicum (midazolam) and Anexate (flumazenil). Acta Anaesthesiol Scand 34 (suppl. 92): 6-15. 1990
8. Cooper J.E. Anaesthesia of exotic species. In: A.D.R. Hilbery (ed) Manual of Anaesthesia for small animal practice. P 144. BSAVA, Quedgeley, Gloucester. 1989.

9. Nolan, A.M. Pharmacology of analgesic drugs. In: P. Flecknell and A. WWaterman (eds). Pain management in animals. WB Saunders, Philadelphia. 2000
10. Short, C.E. Principles and practice of veterinary anesthesia. Willianms and Wilkins, Baltimore. 1987.
11. Beynon P y Cooper J. (Eds.). Manual de Animales Exóticos. Harcourt Brace. España. 357p, 1999.
12. Fowler M (Ed.). Zoo and Wild Animal Medicine. W.B. Saunders Co. United States of North America. 1127p, 1986.
13. Ministry of Environment of Canada. Live Animal Capture and Handling Guidelines for Wild Mammals, Birds, Amphibians & Reptiles. Versión 2.0. Canadá. 48p, 1.
14. Altman R, Clubb S, Dorrenstein G and Quesenberry K. (Eds.). Avian Medicine and Surgery. WB Saunders Co. United States of North America. 1070p, 1997.
15. Jordan W and Hughes J. Care for the Wild. MacDonald & Co Ltd. Great Britain. 198p, 1988.
16. <http://www.veterinariosvs.org>
17. Métodos de Contención y Manejo de Animales de Zoológico. Jefes de los Servicios Médicos Veterinarios de los Zoológicos de la Ciudad de México. Ciencia Veterinaria Vol. 2. 361-364.
18. Fletcher J. Handling farmed deer. In Practice 1995 Jan; 30-37
19. Fowler ME, editor. Zoo and Wild Animal Medicine 2nd ed. Philadelphia: Saunders, 1986.

20. Cassaigne Guasco I, Manterola y Piña C, O'farril Cruz G, Espinaza A. Métodos de captura y manejo veterinario durante programas de translocación del borrego cimarrón (*Ovis canadensis mexicana*) en Sonora. XIX Simposio sobre Fauna Silvestre "Gral. Manuel Cabrera Valtierra", FMVZ UNAM. 2002 noviembre 27-29; México D.F. (México), 2002:18-21.
21. Haigh JC. Opioids in zoological medicine. *J Zoo Wild Med* 1990; 21:391-413.
22. Fowler ME. Restraint and handling of wild and domestic animals, 2nd ed. Ames, Iowa State University Press, 1995.
23. Fowler ME, Miller RE. Zoo and wild animal medicine, 5th ed. St. Louis: W.B Saunders, 2003.
24. Bennet RA. Anestesia. En Mader dr (ed): Medicina y cirugía del reptil. Philadelphia: WB Saunders, 1996.
25. Blake DK. The Nile crocodile (*Crocodylus niloticus*): Captura, cuidado, comodidad, y transporte. En McKensie AA (ed): La captura y Manual del cuidado. Pretoria, 1993.
26. Zambullidores SJ. El uso de Propofol en anestesia del reptil, en los procedimientos. 1996 Asociación de los veterinarios del reptil y del anfibio. Tampa, 1996.
27. Flammard JR, Rogers picosegundo, Blake DK. Inmovilización de cocodrilos. En Ebedes H (ed): Uso de tranquilizantes adentro Fauna. Departamento del desarrollo agrícola, Pretoria, 1992.

28. Murray E. Fowler, Zalmir S. Cubas. *Biología, medicina y cirugía de los animales salvajes del americano del sur*. Presión de la universidad de estado de Iowa. 1st. ed. Los 2001 E.E.U.U.
29. Almandarz E. Physical restraint of reptiles. In: Fowler ME, ed. *Zoo & Wild Animal Medicine*. Philadelphia: W. B. Saunders, 1986: 151-155.
30. Blake DK. The Nile crocodile (*Crocodylus niloticus*): Capture, care, accommodation, and transportation. In McKensie AA (ed): *The Capture and Care Manual*. Pretoria, 1993.
31. Webb GJW, Messel H. Crocodile Capture techniques. *J wildl Manage* 1977; 41:572-575.
32. Jones F.K Jr. Techniques and methods used to capture and tag alligators in florida. *Proc Ann Conf southeast Assoc Game Fish Comm*. 1965; 19:98-101.
33. Hutton JM, Loveridge JP, Blake DK. Capture methods for the Nile crocodile in Zimbabwe. In Webb GJW, Manolis SC, Whitehead PJ, eds. *Wildlife Management: Crocodiles and alligators*. Chipping Norton
34. Kofron CP. A simple method for capturing large Nile crocodiles. *Afr J Ecol* 1989;27:183-169.
35. Saumure RA. Freiermuth B, Jundt J, et al. A new technique for the safe capture and transport of crocodilians in captivity. *Herpetol Rev*. 2002;33:294-296.
36. McDaniel J, Hold L. Specialized equipment and techniques used in alligator management and research. In: *Crocodiles. Proceedings of the 10th Working*

- Meeting of the Crocodile Specialist Group, vol 2. Gland, Switzerland: The World Conservation Union, 1990:20-38.
37. Walsh B. Crocodile capture methods used in the Northern Territory of Australia. in: Webb GJW, Manolis SC, Whitehead PJ, eds. Wildlife Management Crocodiles and Alligators. Chipping Norton, Australia: Surrey Beatty and Sons, 1987:249-252.
38. Pooley AC. Field notes on capturing crocodiles. In: Whitaker R. Preliminary Survey of Crocodile in Sabah, East Malaysia. Report to World Wildlife Fund Malaysia, Kuala Lumpur. 1984:42-47.
39. Forster DL. A new technique for the daytime capture of adult alligator. Proc Annu Conf Southeast Assoc Fish wildl Agen 1991;45:198-200.
40. Wise M. Techniques for the capture and restraint of captive crocodilians. In: Murphy JB, Adler K, Collins J7, eds. Captive management and Conservation of Amphibians and Reptiles. Ithaca, NY Society for the Study of Amphibians and Reptiles, 1994:401-405.
41. Joanen T, Perry WGR Jr. A new method for capturing alligators using electricity. Proc Ann Conf Southeast Assoc Game Fish Comm. 1972;25:124-130,
42. MVZ. Marcela del Carmen Martínez Haro. Manual de prácticas de Aves no convencionales universidad Autónoma de Aguascalientes, centro de ciencias agropecuarias, departamento de zootecnia de la carrera de médico veterinario zootecnista. P-5. Disponible en: <http://ccagro.uaa.mx/cca/material/VZ/S06/M/VZMD1S06.pdf>

43. Bub H. bird trapping and bird banding: a handbook for trapping methods all over the world. Ithaca, NY: Cornell University Press, 1991.
44. Bookhouth T. Research and management techniques for wildlife and habitats, 5ta ed. Bethesda, MD: wildlife society, 1994.
45. Swinger SR, Carpenter JW. General husbandry. In: Ellis DF, Gee GE, Mirande CW, eds. Cranes: their biology, husbandry and conservation. Washington, DC: National biological service and international crane foundation, 1996:31-43.
46. Spraker TR, Adrian WJ, Lance WR. Capture myopathy in wild turkeys following trapping, handling and transportation in Colorado. 1987.
47. Instituto Nacional de Ecologia Libros INE. Manual Tecnico Para Manejo y operación de los Centros de Rescate y Rehabilitacion Para Fauna Silvestre. Disponible en: http://repositorio.ine.gob.mx/ae/ae_009633.pdf 01-09-09
48. Barret MW, Nolan JW, Roy LD. Evaluation of a hand-held net-gun to capture large mammals. Wilds Soc Bull 1982; 10:108-114.
49. Conner MC, Soutiere EC, Lancia RA. Droop-netting deer: costs and incidence of capture myopathy . Wildl Soc Bull 1987; 15:434-438.
50. Koch MD, Jessup DA, Clark RK, et al. Capture methods in five subspecies of free-ranging bighorn sheep: an evaluation of droop-net, drive-net, chemical immobilization and the net-gun. J Wildl Dis 1987a; 23:634-640.
51. Logan KA, Sweanor LL. Desert Puma: Evolutionary ecology and conservation of an enduring carnivore. Washington DC: Island Press, 2001.
52. Frank L, Simpson D, woodroffe R. From the field: foot snares: and effective method for capturing African lions. Wildl Soc Bull. 2003;31:309-314.

53. Goodrich JM, Kerley LL, Schleyer BO, et al. Capture and chemical anesthesia of amur (Siberian) tigers. 2001; 29:533-542.
54. Tracy CH. Short: CE. Clark Br. comparing the effects of intravenous and intramuscular administration of Telazol. Vet Med 1988; 83:104-111.
55. Whiteside DP, Black SR. The use of meloxicam in exotic felids at the Calgary Zoo. Proceedings of the AAZW and WDA Joint Conference, San Diego. CA. 2004: 346-348.
56. Hubert GF Jr, Hungerford LL, Proulx G, et al. Evaluation of two restraining traps to capture raccoons. 1996; 24:699-708.
57. Copeland JP, Cesar E, Peek JM, et al. A live trap for wolverine and other forest carnivores. 1995; 23:535-538.
58. Hartup BK, Kollias GV, Jacobsen MC, et al. Exertional myopathy in translocated river otters from New York. Dis 1999; 35:542-547.
59. Jones C, McShea WJ, Conroy MJ, et al. capturing mammals. In: Wilson DE, ed Measuring and monitoring biological diversity: Standard methods for mammals. Herndon , VA: Smithsonian institution press, 1996: 115-155.
60. Whitelow CJ, Pengelley ET. A method for handling live beaver. 1954; 18:533-534.
61. Johnson-Delaney CA. Safety issues in the exotic pet practice. Vet Clin North Am Exotic Anim Pract 2005;8:515-524.
62. Kuntz TH, Tidemann CR, Richards GC. Small Volant mammals. In: measuring and monitoring biological diversity: standard methods for mammals. Washington, DC. Smithsonian institution press, 1996:122-146.

63. Morris PJ, Shima AL. Suidae and Tayassuidae (wild pigs, peccaries). In: Miller RE, Fowler ME, eds. Zoo and wild animal medicine, current therapy, 4th ed. St Louis: W.B. Saunders, 2003:586-602.
64. Fowler ME. Carnivora. In: Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals. Ames: Iowa State University Press, 1978; 201-213.
65. Gary Guest, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo Animal And Wildlife Immobilization And Anesthesia. Blackwell Publishing. 1a ed 2007. Iowa USA.
66. Bush M. 1992. Remote drug delivery systems. J Zoo wildl Med 1992; 23:159-180.
67. Nielsen L. Chemical immobilization of wild and exotic animals. Ames, IA. Iowa state university press. 1999.
68. Gary Guest, Darryl Heard, Nigel Caulkett. Zoo Animal And Wildlife Immobilization And Anesthesia. Blackwell Publishing. 1a ed 2007. Iowa USA.
69. Haigh JC, Hopf HC. The blowgun in veterinary practice: its uses and preparation. JAVMA 1976; 169:881-883.
70. Bernard S, Dobbs JS. A handmade blowgun dart: its preparation and application in a zoological park. JAVMA. 1980.
71. Haigh JC, Hudson RJ. Farming Wapiti and red deer. Toronto: Mosby, 1993.
72. Fowler ME, editor. Zoo and wild Animal Medicine 2nd ed. Philadelphia: Saunders, 1986.

73. Bush M. Methods of capture, handling and anesthesia. In: Harris H, Kleiman DG, Allen ME, Thompson KV, Lumpkin S. Wild mammals in captivity. Principles and techniques. Chicago & London: The university of Chicago Press, 1966:25-40.
74. Haigh JC. Opioids in zoological medicine. J Zoo Wild Med. 1990; 21: 391-413.
75. Bush M. Methods of capture, handling and anesthesia. In: Harris H, Kleiman DG, Allen ME, Thompson KV, Lumpkin S. Wild Mammals in captivity. Principles and techniques. Chicago & London: The University of Chicago Press, 1966:25-40.
76. Fowler ME. Carnivores. In Fowler MW, ed. Restraint and handling of wild and domestic animals. Ames, IA: Iowa State University Press, 1995
77. Tomizawa N, Tsujimoto T, Itoh K, et al. Chemical restraint of African lions (*Panthera leo*) with medetomidina-ketamine. J Vet Med Sci. 1997; 59:307-310.
78. Logan KA, Thorne ET, Irwin LL, et al. Immobilizing wild mountain lions (*Felis concolor*) with ketamine Hydrochloride and xylazine hydrochloride. J Wildl Dis. 1986; 97-103.
79. McKenzie KA, Burroughs REJ. Chemical capture of carnivores. In: McKenzie AA, ed. The Capture and Care Manual. Pretoria: Wildlife Decision support services and the South African Veterinary Foundation. 1995:224-243.
80. Adams HR. Farmacología y terapéutica veterinaria. Segunda edición, Madrid Acribia, 2001.

81. Daunt DA, Steffey EP. Alpha-2 adrenergic agonist as analgesics in horses. *Vet Clin Equine* 2002; 18 39-46.
82. Bush M. Methods of capture, handling and anesthesia. In: Harris H Kleinman DG, Allen ME, Thompson KV, Lumpkin S. *Wild mammals in captivity. Principles and techniques*. Chicago & London: The university of Chicago Press, 1996; 25-40.
83. Hill RL. *Pharmacology for veterinary technicians*. 2nd ed. St Louis Missouri: Mosby. 1997.
84. Pérez Gutiérrez C. Vela Coiffier P. manga de manejo y captura para ungulados silvestres. *Memorias del VI Simposio sobre venados en México; 1998 junio 17-19 México (DF)*. 1998:132-133.
85. Sumano López HS, Ocampo Camberos L. *Farmacología veterinaria*. Segunda ed. México: Mc Graw Hill interamericana; México DF. 1997.
86. Muir WW, Hubeell JAE. *Manual de anestesia veterinaria*. Madrid: Harcourt, 2001.
87. Katzung BG. *Farmacología básica y clínica*. 8va ed. México: El manual moderno. 2002.
88. Ebedes H. Raat JP. Use of tranquilizers in Wild Hervivores. In fowler ME editor. *Zoo and Wild animal medicine. Current therapy*. 4th ed. Philadelphia: Saunders, 1999:575-584.
89. Read M. *Longing Acting Neuroleptic Drugs. Zoological Restraint and Anesthesia*. Ithaca, New York, USA. International Veterinary Information Service.

90. Klein LV, Klide AM. Central α_2 adrenergic and benzodiazepine agonists and their antagonists. *J Zoo Wildl Med.* 1989; 20: 138-156.
91. Wallingford BD, Lancia RA, Soutiere EC. Antagonism of xylazine in white-tailed deer with intramuscular injection of yohimbine. *Journal of wildlife Diseases.* 1996; 32: 399-402.
92. Jalanka HH. New α_2 Adrenoceptor agonists and antagonists. In Fowler ME, editor. *Zoo and wild animal medicine. Current therapy 3ed.* Philadelphia: Saunders. 1993: 477-480.
93. Chai N. Le genre X. Anesthésie des ongulés sauvages. Téléanesthésie: méthodologie et produits utilisables. *Le point Vétérinaire* 2001; 215 : 48-52.
94. Broom DM, Johnson KG. *Stress and animal welfare.* Chapman and Hall. UK. 1993.
95. Sumano López HS, Lizarraga Madrigal I. *Farmacología aplicada en equinos.* México. 1998.
96. Dew TL. Use of tolazoline hydrochloride to reverse multiple anesthetic episodes induced with xylazine hydrochloride and ketamine hydrochloride in white-tailed deer and goats. *Journal of zoo and wild life medicine* 1990.
97. Mihm FG, Machado C, Snyder R. Pulse oximetry and tidal CO_2 monitoring of an adult Asian elephant. *J zoo wildl med.* 1990.
98. Vaughan TA, Ryan JM, Czaplewski NJ. *Mammalogy.* 4th ed. Philadelphia: Saunders College Publishing. 2000.
99. Imai A, Ilkiw JE, Pypendop BH, et al. Nitrous Oxide does not Consistently Reduce Isoflurane Requirement in Cats. *Vet Anaesth Analg* 2002; 29(2):98.

100. Cahill FJ, Ellenberger EA, Mueller JL, et al. Antagonism of nitrous oxide antinociception in mice by intrathecally administered antisera to endogenous opioid peptides. *J Biomed Sci* 2000;7:299-303. - [PubMed](#) –
101. Eger EI, Stevens WC, Cromwell TH. The electroencephalogram in man anesthetized with forane. *Anesthesiology* 1971; 35:504-508.
102. Smith RB, Aass AA, Nemoto EM. Intraocular and intracranial pressure during respiratory alkalosis and acidosis. *Br J Anaesth* 1981; 53:967-972. - [PubMed](#) –
103. Adams RW, Cucchiara RF, Gronert GA, et al. Isoflurane and cerebrospinal fluid pressure in neurosurgical patients. *Anesthesiology* 1981; 54:97-99. - [PubMed](#) –
104. Brown BR Jr, Gandolfi AJ. Adverse effects of volatile anaesthetics. *Br J Anaesth* 1987; 59:14-23. - [PubMed](#) –
105. France CJ, Plumer MH, Eger EI 2nd, et al. Ventilatory effects of isoflurane (Forane) or halothane when combined with morphine, nitrous oxide and surgery. *Br J Anaesth* 1974; 46:117-120.
106. Ellenberger EA, Lucas HL, Russo JM, et al. An opioid basis for early-phase isoflurane-induced hypotension in rats. *Life Sci* 2003; 73:2591-2602. - [PubMed](#)
107. Hodgson DS, Dunlop CI, Chapman PL, et al. Cardiopulmonary effects of anesthesia induced and maintained with isoflurane in cats. *Am J Vet Res* 1998; 59:182-185. - [PubMed](#) –

108. Topal A, Gul N, Ilcol Y, et al. Hepatic effects of halothane, isoflurane or sevoflurane anaesthesia in dogs. *J Vet Med A Physiol Pathol Clin Med* 2003; 50:530-533. - [PubMed](#) –
109. Navarro R, Weiskopf RB, Moore MA, et al. Humans anesthetized with sevoflurane or isoflurane have similar arrhythmic response to epinephrine. *Anesthesiology* 1994; 80:545-549. - [PubMed](#) –
110. Eger EI. New inhaled anesthetics. *Anesthesiology* 1994; 80:906-922. - [PubMed](#) -
111. Scheller MS, Tateishi A, Drummond JC, Z et al. The effects of sevoflurane on cerebral blood flow, cerebral metabolic rate for oxygen, intracranial pressure, and the electroencephalogram are similar to those of isoflurane in the rabbit. *Anesthesiology* 1988; 68:548-551. - [PubMed](#) –
112. Steffey EP, Laster MJ, Ionescu P, et al. Dehydration of Baralyme increases compound A resulting from sevoflurane degradation in a standard anesthetic circuit used to anesthetize swine. *Anesth Analg* 1997; 85:1382-1386. - [PubMed](#) –
113. Bennett, avery; schumacher, juergen; hedjazi-haring, kyra; y newell, susan. 1998. Cardiopulmonaey and anesthetic effects of propofol administered intraosseously to green iguanas. *En: journal of am vet med ass. Vol 212, no 1. Pág 93 - 98.*
114. Mader, douglas. (editor). 1996. *Reptile medicine and surgery*. W.b. Saunders co. United states of north america. 512p.
115. Malley, dermod. 1997. Reptile anaesthesia and the practising veterinarian. *En: in practice july/august. Pág, 351 - 368.*

116. Sthahl, scott. 1998. Surgical resolution of reproductive disorders in female green iguanas. En: exotic dvm magazine. Premiere issue. Pág 5 - 9.
117. Mama KR, Phillips LG Jr and Pascoe PJ. Use of propofol for induction and maintenance of anesthesia in a barn owl (*Tyto alba*) undergoing tracheal resection. *Zoo Wildlife Med* 1996; 27(3):397-401.)
118. *Curro TG. Anesthesia of pet birds. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 1998; 7(1):10-21
119. Valverde A, Bienzle D, Smith DA, et al. Intraosseous cannulation and drug administration for induction of anesthesia in chickens. *Vet Surg* 1993; 22(3):240-244.
120. Ludders JW. Avian anesthesia for the general practitioner. In: *Proceedings of the North Am Vet Conf 1992-1994*; 791-793.
121. Clubb SL. Round table discussion; pain management in clinical practice. *J Avian Med Surg* 1998; 12(4): 276-278.
122. Glatz PC, Murphy LB, and Preston AP. Analgesic therapy of beak-trimmed chickens. *Aust Vet J* 1992; 69(1):18.
123. Hocking PM, Gentle MJ, Bernard R, et al. Evaluation of a protocol for determining the effectiveness of pretreatment with local analgesics for reducing experimentally induced articular pain in domestic fowl. *Res Vet Sci* 1997; 63(3):263-267.
124. Smith J, Mason DE, and Muir WW. The influence of midazolam on the minimum anesthetic concentration of isoflurane in racing pigeons. *Vet Surg* 1993; 22(6):546-547.

125. Christensen J, Fosse RT, Halvorsen OJ, et al. Comparison of various anesthetic regimens in the domestic fowl. *Am J Vet Res* 1987; 48(11):1649-1657.
126. Mandelker L. Avian anesthesia, part 2: Injectable agents. *Companion Anim Pract* 1988; 2(10):21-23.
127. Samour JH, Jones DM, Knight JA, et al. Comparative studies of the use of some injectable anaesthetic agents in birds. *Vet Rec* 1984; 115(1):6-11.
128. Kreeger TJ, Degernes LA, Kreeger JS, et al. Immobilization of raptors with tiletamine and zolazepam (telazol). In: Redig PT, Cooper JE, Remple JD, et al, eds. *Raptor biomedicine*. Minneapolis: University of Minnesota Press, 1993; 141-144.
129. Mandelker L. Avian anesthesia, part 2: Injectable agents. *Companion Anim Pract* 1988; 2(10):21-23.
130. Degernes LA, Kreeger TJ, Mandsager R, et al. Ketamine-xylazine anesthesia in red-tailed hawks with antagonism by yohimbine. *J Wildl Dis* 1988; 24(2):322-326.
131. Freed D and Baker B. Antagonism of xylazine hydrochloride sedation in raptors by yohimbine hydrochloride. *J Wildl Dis* 1989; 25(1):136-138.
132. Heaton JT and Brauth SE. Effects of yohimbine as a reversing agent for ketamine-xylazine anesthesia in budgerigars. *Lab Anim Sci* 1992; 42(1):54-56.

133. Allen JL and Oosterhuis JE. Effect of tolazoline on xylazine-ketamine-induced anesthesia in turkey vultures. *J Am Vet Med Assoc* 1986; 189(9):1011-1012.
134. Ludders JW. Avian anesthesia for the general practitioner. In: *Proceedings of the North Am Vet Conf 1992-1994*; 791- 793.
135. Samour JH, Jones DM, Knight JA, et al. Comparative studies of the use of some injectable anaesthetic agents in birds. *Vet Rec* 1984; 115(1):6-11.
136. Degernes LA, Kreeger TJ, Mandsager R, et al. Ketamine-xylazine anesthesia in red-tailed hawks with antagonism by yohimbine. *J Wildl Dis* 1988; 24(2):322-326.
137. Sandmeier P. Evaluation of medetomidine for short-term immobilization of domestic pigeons (*Columba livia*) and Amazon parrots (*Amazona* species). *J Avian Med Surg* 2000; 14(1):8-14.
138. Raffae MR, Mammel M, Gordon M, et al. Cardiorespiratory effects of ketamine-xylazine in the great horned owl. In: Redig PT, Cooper JE, Remple JD, et al, eds. *Raptor biomedicine*. Minneapolis: University of Minnesota Press, 1993; 150-153.
139. Lumeij JT. Effects of ketamine-xylazine anesthesia on adrenal function and cardiac conduction in goshawks and pigeons. In: Redig PT, Cooper JE, Remple JD, et al, eds. *Raptor biomedicine*. Minneapolis: University of Minnesota Press, 1993; 145-149.

140. Machin KL and Caulkett NA. Cardiopulmonary effects of propofol and a medetomidine-midazolam-ketamine combination in mallard ducks. *Am J Vet Res* 1998; 59(5):598-602.
141. Langan JN, Ramsay EC, Blackford JT, et al. Cardiopulmonary and sedative effects of intramuscular medetomidineketamine and intravenous propofol in ostriches (*Struthio camelus*). *J Avian Med Surg* 2000; 14(1):2-7.
142. Lukasik VM, Gentz EJ, Erb HN, et al. Cardiopulmonary effects of propofol anesthesia in chickens (*Gallus gallus domesticus*). *J Avian Med Surg* 1997; 11(2):93-97.
143. Schumacher J, Citino SB, Hernandez K, et al. Cardiopulmonary and anesthetic effects of propofol in wild turkeys. *Am J Vet Res* 1997; 58(9):1014-1017.
144. Heard DJ. Anesthesia and analgesia. In: Altman RB, Clubb SL, Dorrestein GM, et al, eds. *Avian medicine and surgery*. Philadelphia: WB Saunders Co, 1997; 807-827.
145. Sinn LC. Anesthesiology. In: Ritchie BW, Harrison GJ, and Harrison LR, eds. *Avian Medicine: Principles and Applications*. Lake Worth: Wings Publishing Inc., 1994; 1066-1074.
146. Muir WW, Hubbell JAE, Skarda RT, et al. Anesthetic procedures in exotic pets. In: Duncan LL, Steube M, Cusick Drone M, et al, eds. *Handbook of Veterinary Anesthesia*. Footh Cray High St.: Harcourt Publishers Ltd., 1995; 341-371.
147. James W. Carpenter. *Exotic animal formulary*. Philadelphia, Pennsylvania : W. B. Saunders, 2005

148. Lin H, Todhunter PG, Powe TA, et al. Use of xylazine, butorphanol, tiletamine-zolazepam, and isoflurane for induction and maintenance of anesthesia in ratites. *J Am Vet Med Assoc* 1997; 210(2):244-248.
149. Raath JP, Quandt SKF, and Malan JH. Ostrich (*Struthio camelus*) immobilisation using carfentanil and xylazine and reversal with yohimbine and naltrexone. *J South African Vet Assoc* 1992; 63(4):138-140.
150. Gandini GCM, Keffen RH, Burroughs REJ, et al. An anaesthetic combination of ketamine, xylazine and alphaxalonealphadolone in ostriches (*Struthio camelus*). *Vet Rec* 1986; 118(26):729-730.
151. Ostrowski S and Ancrenaz M. Chemical immobilisation of red-necked ostriches (*Struthio camelus*) under field conditions. *Vet Rec* 1995; 136(6):145-147.
152. Cornick JL and Jensen J. Anesthetic management of ostriches. *J Am Vet Med Assoc* 1992; 200(11):1661-1666.
153. Van Heerden J and Keffen RH. A preliminary investigation into the immobilising potential of a tiletamine/zolazepam mixture, metomidate, a metomidate and azaperone combination and medetomidine in ostriches (*Struthio camelus*). *J S Afr Vet Assoc* 1991; 62(3):114-117.
154. Hughes RA. Strain-dependent morphine-induced analgesic and hyperalgesic effects on thermal nociception in domestic fowl (*Gallus gallus*). *Behav Neurosci* 1990; 104(4):619-624.
155. Concannon KT, Dodam JR, and Hellyer PW. Influence of a mu- and kappa-opioid agonist on isoflurane minimal anesthetic concentration in chickens. *Am J Vet Res* 1995; 56(6):806-811.

156. Biester HE, Schwarte LH. Diseases of Poultry. 3rd ed. Ames, Iowa: Iowa State College Press, 1952.
157. Harrison GJ. Selected surgical procedures. In: Harrison GJ, Harrison LR eds. Clinical Avian Medicine and Surgery. Philadelphia: W.B. Saunders, 1986; 577-595.
158. Cooper JE. Veterinary aspects of captive birds of prey. 2nd ed. Gloucestershire, England: Standfast Press, 1985.
159. Concannon KT, Dodam JR, Hellyer PW. Influence of mu- and kappa-opioid agonist on isoflurane minimal anesthetic concentration in chickens. Am J Vet Res 1995; 56:806-811.
160. Ludders JW, Mitchell GS, Schaefer SL: Minimum anesthetic dose and cardiopulmonary response for halothane in chickens. Am J Vet Res 1988; 49:929-932.
161. Naganobu K, et al. Determination of the minimum anesthetic concentration and cardiovascular dose response for sevoflurane in chickens during controlled ventilation. Vet Surgery 2000; 29:102-105.
162. Ludders JW, Mitchell GS, Rode J: Minimal anesthetic concentration and cardiopulmonary dose response of isoflurane in ducks. Vet Surg 1990; 19:304-307.
163. Ludders JW: Minimal anesthetic concentration and cardiopulmonary dose-response of halothane in ducks. Vet Surg 1992; 21:319-324.
164. Goelz MF, Hahn AW, Kelley ST. Effects of halothane and isoflurane on mean arterial blood pressure, heart rate, and respiratory rate in adult Pekin ducks. Am J Vet Res. 1990; 51:458.

165. Greenlees KJ, et al. Effect of halothane, isoflurane, and pentobarbital anesthesia on myocardial irritability in chickens. *Am J Vet Res* 1990; 51:757.
166. Ludders JW, Rode J, Mitchell GS. Isoflurane anesthesia in sandhill cranes (*Grus canadensis*): minimal anesthetic concentration and cardiopulmonary dose-response during spontaneous and controlled breathing. *Anesth Analg (Cleve)* 1989; 68:511.
167. Comunicación personal de Naganobu K, Universidad Miyazako, Miyazaki, Japón; enero 2001.
168. Reynolds WT. Unusual anesthetic complication in a pelican. *Vet Rec* 1983; 113:204.
169. Nicholson A, Ilkiw JE. Neuromuscular and cardiovascular effects of atracurium in anesthetized chickens. *Am J Vet Res* 1992; 53:2337-2342.
170. Fedde MR. Structure and gas-flow pattern in the avian respiratory system. *Poultry Sci* 1980; 59:2642.
171. Calle PP and Morris PJ. Anesthesia for Nondomestic Suids. In: Fowler ME and Miller RE (eds). *Zoo and Wild Animal Medicine: Current Therapy IV*. WB Saunders Company 1999; 639-46.
172. Alonso Aguirre A, Principe B, Tannerfeldt M, Angerbjorn A and Morner T. Field Anaesthesia of Wild Arctic Fox (*Alopex lagopus*) cubs in the Swedish Lapland using Medetomidine-Ketamine-Atipamezole. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 2000; 31(2): 244-6.
173. Green H: New techniques for using the CAP-CHUR gun. *J Wildl Man* 1963, 27: 292-296.

174. Instituto Nacional De Ecología. Manual Técnico Para Manejo Y Operación De Los Centros De Rescate Y Rehabilitación Para Fauna Silvestre CITES. 1ª ed. 1994. Impreso y hecho en México.
175. Tracy CH. Short: CE. Clark Br. comparing the effects of intravenous and intramuscular administration of Telazol. Vet Med 1988; 83:104-111.
176. Taylor SK. Land ED, Roelke-Parker ME, et al. Anesthesia of free ranging Florida panthers (*Puma concolor coryi*). 1981-1998. Proc. AAZW 1998.
177. Wetzel RW, Ramsay EC. Comparison of four regimens for intra-oral administration of medication to induce sedation in cats prior to euthanasia. JAVMA 1998; 213: 243-245.
178. Whiteside DP, Black SR. The use of meloxicam in exotic felids at the Calgary Zoo. Proceedings of the AAZW and WDA Joint Conference, San Diego. CA. 2004: 346-348.
179. Lin HC, Thurmon JC, Benson GJ et al. Telazol: A review of its pharmacology and use in veterinary medicine. J Vet Pharmacol Ther 1992; 6:383-418.
180. Pypendop BH, Verstegen JP. Hemodynamic effects of medetomidine in the dog: a dose titration study. Vet Surg 1998