

36
2es.



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**CONTENCION QUIMICA DEL VENADO COLA
BLANCA (Odocoileus Virginianus):
ESTUDIO RECAPITULATIVO.**

FALLA DE ORIGEN

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

Médico Veterinario Zootecnista

P R E S E N T A:

ROGELIO CAMPOS MORALES

ASESOR : MVZ. FERNANDO GUAL SILL



MEXICO. D. F.

1995



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 está 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.

DEDICATORIA:

**A MIS PADRES QUE SIEMPRE ME APOYARON DE UNA
U OTRA MANERA:**

ANA MARÍA MORALES SALAZAR

J. MANUEL CAMPOS MARTÍNEZ

A MIS HERMANAS

PATRICIA

ANGÉLICA

GABRIELA

ANA MARÍA

MARIBEL

AGRADECIMIENTOS:

A MI JURADO:

M.V.Z. MARÍA DE LOS ÁNGELES ROA RIOL

M.V.Z. DAVID PÁEZ ESQUILIANO

M.V.Z. JESUS PAREDES PÉREZ

M.V.Z. DULCE M. BROUSSET HERNÁNDEZ JAUREGUI.

ESPECIALMENTE A MI ASESOR Y TAMBIÉN MIEMBRO DEL JURADO:

M.V.Z. FERNANDO GUAL SILL

A LA UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO.
Y PARTICULARMENTE A LA FACULTAD DE MEDICINA
VETERINARIA Y ZOOTECNIA.

A TODAS AQUELLAS PERSONAS QUE DE ALGUNA MANERA
CONTRIBUYERON PARA QUE ESTA TESIS FUERA
REALIZADA.

GRACIAS POR TODO.

CONTENIDO

Página

RESUMEN.....	1
INTRODUCCIÓN.....	2
PROCEDIMIENTO.....	7
ANÁLISIS DE LA INFORMACIÓN.....	9
TAXONOMÍA DEL VENADO COLA BLANCA.....	9
GENERALIDADES ACERCA DE LA CONTENCIÓN DE CÉRVIDOS.....	12
MÉTODOS DE CONTENCIÓN.....	12
CONTENCIÓN FÍSICA.....	13
CONTENCIÓN QUÍMICA.....	16
EL FÁRMACO IDEAL PARA LA CONTENCIÓN QUÍMICA.....	16
FACTORES QUE ALTERAN LA RESPUESTA A LOS FÁRMACOS.....	17
CALCULO DE LA DOSIS DEL FÁRMACO PARA LA CONTENCIÓN QUÍMICA.....	20
VÍAS DE ADMINISTRACIÓN DE FÁRMACOS.....	22
CLASIFICACIÓN DE LOS FÁRMACOS UTILIZADOS EN LA CONTENCIÓN QUÍMICA.....	25
EQUIPO Y MÉTODOS DE ADMINISTRACIÓN DE FÁRMACOS.....	32
CONSIDERACIONES DE SEGURIDAD Y MÉDICAS.....	40
SEGURIDAD ANIMAL.....	41
SEGURIDAD HUMANA.....	47
PROBLEMAS MÉDICOS.....	51
FÁRMACOS UTILIZADOS PARA LA CONTENCIÓN QUÍMICA DEL VENADO COLA BLANCA.....	60
FENOTIACINAS.....	60
ACEPROMACINA.....	60
PROMACINA.....	61

BARBITÚRICOS.....	62
PENTOBARBITAL SÓDICO.....	62
BENZODIACEPINICOS (AGONISTAS Y ANTAGONISTAS).....	63
DIACEPAM.....	64
ZOLACEPAM EN COMBINACIÓN CON TILETAMINA.....	65
ALFA2-ADRENÉRGICOS (AGONISTAS Y ANTAGONISTAS).....	69
XILAZINA.....	69
XILAZINA-MEZCLA DE TOXICIDAD DISPERSA.....	73
MEDETOMIDINA, MEDETOMIDINA-KETAMINA.....	74
MEDETOMIDINA-KETAMINA-PROPOFOL.....	78
CICLOHEXAMINAS.....	79
KETAMINA, KETAMINA-XILAZINA.....	79
KETAMINA-DETOMIDINA.....	84
FENCICLIDINA.....	84
NARCÓTICOS (AGONISTAS Y ANTAGONISTAS).....	85
ETORFINA, ETORFINA-XILAZINA.....	86
CARFENTANIL, CARFENTANIL-XILACINA.....	90
CONCLUSIONES.....	94
LITERATURA CITADA.....	98
FIGURA 1. SITIOS DE ELECCIÓN PARA LA APLICACIÓN DE FÁRMACOS POR MEDIO DE DARDOS EN EL VENADO COLA BLANCA.....	109
CUADRO 1. DOSIS DE FÁRMACOS UTILIZADOS EN LA CONTENCIÓN QUÍMICA DEL VENADO COLA BLANCA.....	110
CUADRO 2. FÁRMACOS DISPONIBLES PARA INDUCIR CONTENCIÓN QUÍMICA DEL VENADO COLA BLANCA.....	111
CUADRO 2.1 FÁRMACOS QUE MODIFICAN EL EFECTO DE LOS AGENTES INMOVILIZANTES.....	112
CUADRO 3. ÍNDICE DE FABRICANTES Y DISTRIBUIDORES.....	113

RESUMEN

CAMPOS MORALES ROGELIO. Contención Química del Venado Cola Blanca (*Odocoileus virginianus*): Estudio Recapitulativo. (Bajo la dirección de: MVZ Fernando Gual Sill).

La contención química es una herramienta importante para el manejo del venado cola blanca, no únicamente hablando de aspectos clínicos, sino también del aspecto de investigación, pues se requieren estudios que permitan conservar y aprovechar a esta especie. Por ello, el objetivo del presente trabajo fue compilar y analizar la información acerca de la contención química del venado cola blanca, reuniéndola en un solo documento que pueda servir de guía para investigadores interesados en contener a este venado. La recopilación de información se efectuó en bibliotecas y hemerotecas de las Facultades de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Fes-Cuautitlan, Facultad de Ciencias, entre otras; asimismo, con la colaboración de médicos veterinarios se obtuvo literatura del tema. Se abarcan aspectos generales, como son una breve revisión de los métodos de contención física, aspectos de seguridad y médicos, vías de administración de fármacos, etcétera, y temas específicos, como los fármacos de elección para la contención química del venado y sistemas de administración de los mismos. Para la contención del venado cola blanca, la combinación de ketamina con xilazina o detomidina y su antagonización con yohimbina o atipamezole es una alternativa importante en muchos casos, tiletamina-zolacepam también lo es, pero no se puede antagonizar; la utilización de fármacos narcóticos ha pasado a segundo término con el surgimiento de nuevos fármacos no opioides y de sus antagonistas. La jeringa simple y el telecisto, dardos disparados con cerbatana, con pistola o rifle son los sistemas de administración de fármacos más usados en el venado cola blanca.

INTRODUCCIÓN

Desde el surgimiento del hombre como especie, la familia de los cérvidos ha contribuido al desarrollo de las diversas culturas; así lo demuestran las no raras escenas de caza grabadas en pinturas rupestres, entre las que destacan los astados (57,76). A partir de esas épocas, los cérvidos han sido una especie aprovechada integralmente, la carne, huesos, astas, pieles y tendones aportan alimento, vestido, material para herramientas, además de la influencia en los aspectos religiosos y tradiciones de cada pueblo que los utiliza (23,57,58,66).

En México, la importancia de los venados es conocida desde la época prehispánica; el venado era cazado pero contaba con grandes extensiones de tierra donde prosperar; el venado cola blanca formó parte de la colección zoológica de Moctezuma y se sabe que su carne y subproductos eran vendidos en el mercado de Tlatelolco (53,58,66). Con los españoles, no sólo se le dio caza con armas de fuego o lazándolo desde un caballo, sino que se introdujo el ganado doméstico, el cual ocupó poco a poco mayores extensiones territoriales desplazando al venado(23,66).

Hasta nuestros días el venado cola blanca ha seguido siendo un importante recurso faunístico, y quizá el más importante como animal de caza, pues en México se han reportado 14 subespecies, las cuales se distribuyen a lo largo de todo el territorio nacional, excepto en la Península de Baja California (23,58,97); por lo anterior, sin duda, ha formado parte de la dieta de las comunidades rurales. No obstante, las leyes de México solamente permiten la utilización del recurso faunístico de manera cinegética (es decir como animales de caza), y aunque esto debería haber garantizado la protección y sobrevivencia de las especies animales, únicamente propició la caza furtiva (23,66).

Aunado a esto, factores como las mal planeadas actividades forestales, agrícolas y ganaderas, por ejemplo, desmontes masivos de tierras para introducir cultivos y/o ganado, colocaron a muchos animales en la categoría de "especies en peligro de extinción (7,66).

Actualmente, a nivel nacional, el venado cola blanca no es considerado estrictamente una especie en peligro de extinción. No obstante, son pocos los estados del país que puedan proporcionar registros confiables acerca de las poblaciones de esta especie (23,66). Así, se considera que en algunas regiones el venado cola blanca ha desaparecido o se encuentra en estado vulnerable, incluso se prohíbe su caza; esto ocurre, por ejemplo, en Colima, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Estado de México, Morelos, Nayarit, Puebla, Querétaro, San Luis Potosí, Tabasco, Tlaxcala, Veracruz y Yucatán. En los otros estados se puede saber el número de permisos de caza otorgados, pero no el número de venados cazados con tales permisos y desde luego a esto se suma la ya mencionada caza furtiva (23). En contraparte, en los estados del noreste (Cohahuila, Nuevo León y Tamaulipas) y recientemente en el sureste (principalmente Quintana Roo), han surgido organizaciones interesadas en complementar sus actividades agropecuarias con el aprovechamiento del recurso faunístico, destacando el venado cola blanca (7,23,66,72). En el noreste del país, tal interés inició hace aproximadamente 20 años y en 1987 oficialmente fundan la Asociación Nacional de Ganaderos Diversificados (ANGADI), logrando el reconocimiento del Gobierno Federal, el cual les otorgó la categoría de "organizadores cinegéticos" (4,7,57). Las metas se han ampliado y ya se habla, tanto en las organizaciones del noreste como del sureste, del aprovechamiento "no consumista" (como es el turismo ecológico) de las especies, pues es un hecho que con la protección y utilización racional de las especies de

caza también se benefician otras especies animales y vegetales (7,23,72).

Por otra parte, aunque a nivel mundial el aprovechamiento de los venados ha sido tradicionalmente cinegético, en años recientes han empezado a criarlos, explotándolos intensivamente estabulados o semiestabulados (9,57). Por ejemplo, en Australia se producen en varias granjas de venados unas 40 toneladas de carne al año que se destina a 150,000 restaurantes. Otros países con similares sistemas de producción de cérvidos son China, Noruega, Suecia, Islandia, Sudáfrica, Suiza, y en Estados Unidos se empieza a trabajar con el venado cola blanca (57).

Para México, algunos autores consideran que es recomendable el aprovechamiento de la fauna a base de ranchos cinegéticos, beneficiándose así tanto de las especies domésticas como de las silvestres y conservando el hábitat. Además, se menciona que es factible desarrollar prácticas como las de Sudáfrica, donde la carne de las especies de trofeo es comercializada. Adicionalmente, en el más reciente simposio sobre venados de México (1994), ya se menciona la posibilidad de "enriquecer nuestra ganadería con una nueva opción, la cervicultura" (66). Es oportuno comentar que hace poco se introdujeron al país a 780 ciervos rojos (*Cervus elaphus scoticus*) procedentes de Nueva Zelanda, con propósitos de investigación y de reproducirlos y explotarlos a gran escala. Quizá se está menospreciando el potencial del venado cola blanca, el cual podría llegar a convertirse en la especie guía para ordenar a lo largo del territorio nacional el aprovechamiento de la fauna silvestre (23). Cabe recordar que en México sólo se permite el aprovechamiento cinegético de los venados machos (por sus astas) y no está permitido comercializar su carne u otros productos; por lo tanto, para aprovechar racionalmente el recurso, también es necesario que el marco jurídico se modifique (23,66).

Aunado a las perspectivas antes mencionadas se suma la importancia del venado cola blanca como animal de investigación, por ejemplo, de enfermedades como la piroplasmosis y la anaplasmosis en los que ha fungido como "modelo vivo" (88). También es un especie importante en los zoológicos de México, principalmente debido a su amplia distribución geográfica y adaptabilidad, aunque esto último a su vez resulta en que frecuentemente las instalaciones resulten insuficientes e inadecuadas para albergar al venado cola blanca, pues prolifera con rapidez, favoreciendo la presentación de lesiones como fracturas, traumatismos, etcétera; y en casos como estos, los animales tendrán que ser contenidos químicamente (6,59).

Para conservar y aprovechar al venado cola blanca como recurso faunístico, es necesario conocer aspectos básicos como son: fisiología, reproducción, alimentación, manejo, epidemiología, ecología, etcétera (69,70); sobre todo es importante que dichos conocimientos se generen en México, porque aunque en Estados Unidos esta especie ha sido parte de numerosas investigaciones, las diferencias en cuanto a vegetación, suelo y clima hacen que en la mayoría de los casos la traspolación de conocimientos responda poco a las necesidades nacionales (60,59). Esta necesidad de conocimientos hace que las personas interesadas en manejar al venado cola blanca deban recurrir en algún momento a la contención del animal (19,51,61,67).

Para realizar la contención, en lo referente a mamíferos silvestres, se cuenta con tres métodos: el psicológico o por entrenamiento (consiste en la voz de mando y básicamente es útil con animales domesticados o domados); los métodos de contención físicos (por ejemplo, contención manual, uso de redes, etcétera); y los métodos de contención químicos (que consiste en la aplicación de fármacos con propiedades sedantes, tranquilizantes y/o anestésicas) (13,27). En general, los procedimientos de

contención son los eventos más traumáticos para un animal silvestre, pero sobre todo los métodos físicos son altamente estresantes (69), lo que ha propiciado el actual auge de la utilización de la contención química. Las técnicas de contención química tienen muchas ventajas, particularmente desde el punto de vista del bienestar animal (45) y en comparación con la contención física, la química minimiza el grado de estrés y traumatismos, ambos responsables de lamentables accidentes y muertes ocurridas durante procedimientos de captura (12,45). Idealmente la contención química provee una inmovilización controlable y reversible. Además ofrece un rango bastante aceptable de seguridad al personal operario (13). La utilización de fármacos para el manejo de los cérvidos es la técnica más humanitaria, sobre todo tratándose de especies altamente excitables, como lo es el venado cola blanca (45,75,95). Así, la contención química es importante por ser una herramienta valiosísima para la realización de diversos estudios, como los mencionados anteriormente y tanto en condiciones de cautiverio como de vida libre; es más valiosa cuando el procedimiento a realizar es tardado o si se requiere contener varias ocasiones a un mismo animal (21,65). Indudablemente en la práctica clínica es fundamental ya sea para realizar un examen físico adecuado, para transportar y reubicar a los individuos o para realizar gran variedad de prácticas terapéuticas y en ocasiones es la única alternativa para manejar a un animal (18,19,38,67,70).

Sin embargo, realizar la contención química de un animal silvestre, en este caso del venado cola blanca, implica conocer muchos factores como los fármacos que se pueden emplear y sus factibles combinaciones, sus dosis, sus ventajas y desventajas, su seguridad (tanto para el animal como para el personal), vías y métodos de administración, disponibilidad, etcétera (69,70). También hay que considerar que la respuesta de los individuos

contención son los eventos más traumáticos para un animal silvestre, pero sobre todo los métodos físicos son altamente estresantes (69), lo que ha propiciado el actual auge de la utilización de la contención química. Las técnicas de contención química tienen muchas ventajas, particularmente desde el punto de vista del bienestar animal (45) y en comparación con la contención física, la química minimiza el grado de estrés y traumatismos, ambos responsables de lamentables accidentes y muertes ocurridas durante procedimientos de captura (12,45). Idealmente la contención química provee una inmovilización controlable y reversible. Además ofrece un rango bastante aceptable de seguridad al personal operario (13). La utilización de fármacos para el manejo de los cérvidos es la técnica más humanitaria, sobre todo tratándose de especies altamente excitables, como lo es el venado cola blanca (45,75,95). Así, la contención química es importante por ser una herramienta valiosísima para la realización de diversos estudios, como los mencionados anteriormente y tanto en condiciones de cautiverio como de vida libre; es más valiosa cuando el procedimiento a realizar es tardado o si se requiere contener varias ocasiones a un mismo animal (21,65). Indudablemente en la práctica clínica es fundamental ya sea para realizar un examen físico adecuado, para transportar y reubicar a los individuos o para realizar gran variedad de prácticas terapéuticas y en ocasiones es la única alternativa para manejar a un animal (18,19,38,67,70).

Sin embargo, realizar la contención química de un animal silvestre, en este caso del venado cola blanca, implica conocer muchos factores como los fármacos que se pueden emplear y sus factibles combinaciones, sus dosis, sus ventajas y desventajas, su seguridad (tanto para el animal como para el personal), vías y métodos de administración, disponibilidad, etcétera (69,70). También hay que considerar que la respuesta de los individuos

puede variar según su especie, estado fisiológico y de salud, grado de domesticación, etcétera (13,60). Otra variable a considerar es el objetivo de la contención, si el venado solamente será trasladado el fármaco de elección puede ser distinto a que si se requiriera practicarle una cirugía, pues en éste último caso se tendrá que lograr un estado de analgesia y anestesia general (67,69,89). Asimismo, conocer los aspectos de seguridad y médicos más importantes y/o frecuentes durante los procedimientos de contención es un factor que no se puede ignorar.

Los puntos anteriormente señalados, y recalcando la necesidad de estudios que permitan conservar y aprovechar racionalmente al venado cola blanca, ponen de manifiesto la necesidad de conocer de manera íntegra los métodos de contención química para el venado cola blanca. Así, el objetivo del presente tema de tesis es compilar en un solo documento la información bibliográfica acerca de la contención química del venado cola blanca, incluyendo fármacos utilizados para realizarla, sus dosis, su efecto farmacológico, sus antagonistas, métodos de administración, los aspectos de seguridad y los médicos, entre otros aspectos relevantes.

PROCEDIMIENTO

Para la obtención de la información se consultó, en primer lugar, en la Biblioteca de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UNAM, en Ciudad Universitaria; se solicitó una búsqueda bibliográfica en el Banco de Información Veterinaria, que sirvió como guía para consultar la hemeroteca de la misma Facultad y del Centro de Información Científica y Humanística; en éste último se consultó en que bibliotecas se localizaban algunos

artículos y revistas. También se consultó el acervo de libros, revistas y tesis de la Facultad de Medicina y Zootecnia, Facultad de Ciencias, FES-Cuautitlán, FES-Zaragoza, Instituto de Biología de la UNAM y Biblioteca Central de la UNAM . Se consultaron revistas especializadas en fauna silvestre, como son las siguientes: Wildlife Disease Review, Journal of Wildlife Disease, Journal of Wildlife Management, Journal of Zoo and Wildlife Medicine, Journal of Zoo Animal Medicine. Asimismo, se consultaron Memorias de Simposios, Seminarios y Cursos sobre fauna silvestre. Con la colaboración de veterinarios especialistas en fauna silvestre se obtuvo literatura actual sobre el tema.

ANÁLISIS DE LA INFORMACIÓN.

TAXONOMÍA DEL VENADO COLA BLANCA.

Hoy en día la taxonomía de las especies es aún confusa y varía grandemente según el autor; los cérvidos no son la excepción y su clasificación varía, sobre todo en cuanto al número de especies y sub especies reconocidas. A reserva de lo anterior, fueron recopilados los siguientes datos acerca de la taxonomía del venado cola blanca.

Los cérvidos son un tipo de mamíferos que pertenecen al Superorden de los Ungulados, denominados así los mamíferos en los cuales sólo la pezuña está en contacto con el suelo. Luego, son miembros del Orden Artiodactyla, comúnmente llamados mamíferos de pezuña hendida, el cual se caracteriza por que sus integrantes poseen número par de dedos en sus extremidades, pasando el eje del pie entre el tercer y cuarto dígitos (denominándose de eje paradójico) que son iguales en tamaño e importancia, los cuales soportan el peso del animal. En la mayoría de los artiodáctilos el segundo y quinto dedos son poco desarrollados y ubicados más o menos detrás del tercero y cuarto, como sucede en los cérvidos; en las jirafas y camellos están completamente ausentes, mientras que en los hipopótamo sí están bien desarrollados (6,9,12,58,79,97).

Con base en el número de compartimientos de su estómago, los cérvidos se encuentran en el Suborden Ruminantia, es decir son verdaderos ruminantes pues poseen cuatro compartimientos en el estómago; los otras familias de este suborden son la Tragulidae, Girafidae, Antilocapridae y Bovidae. Es interesante indicar que existen otros dos subórdenes, el de los Suiformes (con las familias Suidae, Tayasuidae e Hippopotamidae, las cuales poseen dos o tres compartimientos) y el Tylopoda (familia Camelidae, quienes poseen tres compartimientos, aunque se menciona que la familia Tragulidae también posee tres compartimientos) (9,79).

La familia Cervidae abarca 5 subfamilias: Moschinae (ciervo almizclero, Moschus moschiferus, única especie); Hydropotinae (ciervo acuático, Hydropotes inermis, única especie); Muntiacinae; Cervinae, y Odocoilinae (venados americanos y corzo) (9,79).

La característica más sobresaliente en los cérvidos es la presencia de astas en los machos, excepto el ciervo almizclero y el acuático que carecen de astas, en contraste en el caribú (Rangifer tarandus) las hembras también tienen astas. Las astas consisten en tejido óseo puro y en la mayoría de los venados son de forma ramificada; son mudadas cada año (aproximadamente a mediados del invierno) después de la época de celo y a la siguiente primavera crecen otras nuevas. Es importante resaltar que cuando las astas están en crecimiento son blandas y altamente susceptibles a traumatismos; es reconocible cuando están en dicha etapa ya que las cubre la gamuza (piel altamente vascularizada y con pelo fino y se dice que están en estado de "terciopelo"); al finalizar su crecimiento y osificarse la gamuza cae y entonces son duras y útiles como armas contra machos rivales. En venados habitantes de zonas tropicales el ciclo de crecimiento y caída de las astas es muy irregular (9,12,29,58,79). La forma de las astas es un criterio para clasificar a las especies de cérvidos (79,12).

Otras características anatómicas de la familia Cervidae son: presencia de cuatro pezones; no poseen vesícula biliar (excepto el ciervo almizclero); siempre tienen varias glándulas en la piel, p.ej., periorbital, interdigital, tarsal, y frontal; dentición reducida (ausencia de incisivos y caninos superiores), aunque hay varias excepciones, p.ej., las especies sin astas presentan caninos superiores largos y curvos, el wapiti (Cervus canadensis) también suele presentarlos pero son semejantes a un incisivo; la arcada inferior posee seis incisivos y dos caninos,

éstos últimos migran cranealmente y funcionan como incisivos (9,58,60).

En México tenemos cuatro cérvidos nativos, comprendidos en la subfamilia *Odocoileinae*, y son el venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*, también conocido como venado de virginia, venado real, venado saltón, o cariacú); el venado bura (*Odocoileus hemionus*, venado cola prieta o cola negra, venado mulo, o buro); y dos especies de temazate (*Mazama americana*, *M. gouazambia*, corzogamo, venadito rojo, corzuelo, venado cabrito o coachico). La mayoría de los autores consideran que en México habitan 14 de las 38 subespecies de venado cola blanca reportadas, que como ya se mencionó se distribuyen en casi todo el país (6,29,57,58,76,97).

El biólogo Medina González describió cada una de estas subespecies (58). Para fines del presente trabajo de investigación, solamente es necesario conocer las características generales del venado cola blanca, es decir aquellas que nos permitan identificarlo independientemente de la subespecie. Las características distintivas del venado cola blanca son: Color del pelaje.- leonado o pardo amarillento en verano, se dice que el ciervo esta en rojo; en época invernal el pelaje cambia a un color castaño grisáceo y es más largo. Las crías son moteadas. Estampa.- vivaz y elegante, esbelta. Cola.- larga, por el dorso es castaña, blanca ventralmente y en la orilla, la lleva levantada cuando corre. Orejas más o menos largas. Las astas se ramifican desde el haz principal, cada asta tiene de 7 a 8 puntas, dirigidas hacia el interior y encorvadas hacia el exterior y crecen hacia adelante (ver figura 1). Altura a la cruz, se cita un rango de 65 a 104 cm; largo, de punta de la nariz a punta de la cola, de 134 a 180 cm; peso corporal de 30 a 80 kg (aunque se reportan tan bajos como 18 y tan alto como

136kg), en general las hembras son más pequeñas que los machos (6,12,29,58).

Finalmente, la clasificación taxonómica del venado cola blanca queda así:

Reino: Animal
 División: Chordata
 Clase: Mammalia
 Subclase: Theria
 Superorden: Ungulados
 Orden: Artiodactyla
 Familia: Cervidae
 Subfamilia: Odocoilinae
 Genero y especie: Odocoileus virginianus

GENERALIDADES ACERCA DE LA CONTENCIÓN DE CÉRVIDOS

La necesidad de manejar a la fauna silvestre ha favorecido que en los últimos 30 años las técnicas de contención y captura se hayan modificado y perfeccionado e incluso han sido desarrollados nuevos métodos; por lo tanto es necesario conocer, aunque sea de manera general, a los métodos de contención física existentes. Asimismo es importante tener presente que al contener un animal se asume la responsabilidad de la seguridad tanto del animal como del personal que colabora en el procedimiento, así que también es necesario conocer los principales aspectos de seguridad y médicos relacionados con la captura de animales silvestres (27,94,95).

MÉTODOS DE CONTENCIÓN

Los diferentes métodos de contención son clasificados en alguna de las siguientes categorías: a) Psicológicos o por entrenamiento; b) Físicos, y c) Químicos. Los psicológicos son

básicamente útiles en el manejo de animales domesticados, así que sólo serán analizados los aspectos más relevantes de los métodos restantes (13,27).

CONTENCION FISICA

Este tipo de método es una importante herramienta para el manejo de venados y artiodáctilos silvestres en general. A continuación se describen los métodos físicos útiles para contener cérvidos.

Captura manual:

Esencialmente es factible utilizar éste método con animales pequeños o aquellos que están semidomesticados, o en venados atrapados con redes (13,27,90).

Cajas y jaulas de captura:

Es una de las técnicas más tradicionales, las dimensiones varían según la especie a capturar, en general deben permitir que el animal pueda echarse y levantarse pero no darse vuelta. La caja debe proporcionar un medio oscuro, pero con buena ventilación. Es un método recomendable cuando no hay prisa en capturar al animal y si su traslado es el único objetivo. La técnica puede ser empleada en parques o en el campo (con animales de vida libre) y el requisito indispensable es cebar las trampas, pues el animal deberá acostumbrarse primero a la presencia de la caja y luego a entrar en ella, lo cual puede tardar de días a semanas. Se recomienda usar como cebo (alimento para atraer al animal) alfalfa, manzanas fermentadas, sal, o aceite de anís. Una vez capturado el venado, se evitarán sonidos, olores, o contactos innecesarios, o cualquier otro factor estresante.

Cuando el animal es capturado en jaulas deberá sujetarse rápidamente y según el procedimiento a realizar puede ser recomendable tranquilizarlo con algún fármaco. Por otra parte, las cajas de captura también son utilizadas como cajas de "recuperación" cuando un animal es contenido químicamente,

permaneciendo en ellas hasta que pasan los efectos del fármaco; también son útiles para transportar animales individualmente (27,90,94).

Redes.

Existen desde pequeñas redes manuales hasta grandes redes para hacer trampas. Las manuales, de aproximadamente 70 cm de diámetro por 100 cm de profundidad, son útiles para el manejo de venados jóvenes, principalmente de unas semanas de edad cuando suelen permanecer echados lejos de su madre (45). Las redes medianas a grandes se pueden usar lanzándolas sobre los animales, ya sea de forma manual o con la ayuda de ciertos dispositivos, como son las llamadas redes de cañón o las de rifle (18,19,65,85,94,95); en Estados Unidos es más o menos común la técnica de captura con redes lanzándolas desde un helicóptero; en México se utiliza en el noreste del país (1,7). Evidentemente se requiere adiestramiento especial para emplear las técnicas de lanzamiento de red con cañón o rifle o desde un helicóptero.

Las redes grandes también son útiles para hacer trampas tipo carpa o tipo corral. La primera consiste en colocar la red suspendida a cierta distancia del piso, donde se coloca el alimento que sirve como cebo, el operador estará atento para dejarla caer cuando entran los animales debajo de la red; además se pueden adaptar para ser accionadas a control remoto (45,95,). Las trampas tipo corral consisten en colocar una red larga y alta (2.5 m) entre dos o más postes flexibles (es recomendable ubicarlas entre la maleza, en transectos o rutas de huida), se colocan en forma de arco, semicírculo o en zigzag y usando secciones de red como costado para evitar que los animales escapen siguiendo la orilla, un grupo de personas hace que los venados corran hacia la red o se usa un helicóptero, y otro grupo está preparado para contener a cada animal, inicialmente

con una red individual, luego le cubren los ojos y le amarran las patas (10,45,94,95).

Corrales de manejo:

Las cercas que formen un corral deben ser de por lo menos 2.5 m de altura. Es conveniente implementar este tipo de corrales en zoológicos, grandes parques o en el campo, pues sí se habitúa a los animales a entrar en ellos, cuando requieran ser manejados sera más fácil y se evitará perseguir al animal. Además en estos corrales se pueden colocar trampas tipo caja o incluso chutes para dirigir a los animales a cajas o camiones de transporte, o bien si serán contenidos químicamente se tendrá a los animales a una distancia razonable para poder hacer blanco en ellos (27,94,95).

Cuerdas y brazaletes:

Las cuerdas y brazaletes de cuero (hoobles) son indispensables en los procedimientos de captura, inclusive si se realizará contención química, ya que nunca debe confiarse solamente del fármaco (94,96). Al utilizar cuerdas es necesario saber hacer nudos que sean fácilmente desamarrables; si no se posee tal habilidad, es mejor emplear los brazaletes, colocándolos en las patas de los individuos como un cinturón y habrá que ajustarlos bien. (27,94,95).

Hojas de plástico:

Los ungulados también pueden ser manejados efectivamente usando hojas de plástico opaco como barrera (pues a veces no reconocen alambrados o cercas como tales), dirigiéndolos entonces hacia mangas de manejo o a corrales (27,90). Asimismo, si los animales son colocados en pequeños corrales rodeados con plástico opaco podrán ser dardeados fácilmente a través de mirillas u agujero hechos en el plástico (45).

No debe retenerse a un animal por métodos físicos más tiempo del necesario, si están forcejeando por periodos de más de 10 ó 15 minutos es muy probable que desarrollen miopatía por captura y muchos pueden morir, por ello es recomendable sedar al animal que inicialmente fue contenido físicamente (61,94,95).

CONTENCIÓN QUÍMICA

EL FÁRMACO IDEAL PARA LA CONTENCIÓN QUÍMICA.

El fármaco que reúna todas las características deseables para contener a un animal no existe, por ello, constantemente surgen nuevos productos y otros dejan de utilizarse. Básicamente, tales características son las mismas que las descritas para el llamado "anestésico ideal". Las características que debe reunir el fármaco ideal para la contención química de animales silvestres son las siguientes:

1. Ser útil para todas las especies y tener un amplio margen de seguridad (alto índice terapéutico, dosis letal/dosis efectiva)
2. Aplicable por distintas vías, sobre todo intramuscular e intravenosa y que posea una buena biodisponibilidad después de su aplicación.
3. Producir una rápida y suave inducción, algunos de los agentes químicos requieren en promedio de 10 a 20 minutos antes de que la contención sea efectiva.
4. Producir adecuada analgesia, inconsciencia, relajación muscular y no promoviendo o reduciendo el sangrado capilar, para procesos quirúrgicos.
5. No deprimir las funciones vitales, no inhibir los reflejos normales.

6. Poseer alta solubilidad en agua; alta potencia en pequeños volúmenes; debe ser estable en solución, conservando su potencia por largos periodos de almacenamiento a temperatura ambiente; ser miscible con otros fármacos.

7. No ser irritante, tóxico, ni producir efectos colaterales (p.ej. excitación durante la inducción).

8. El efecto anestésico (de contención) debe ser fácil, completa y permanentemente reversible.

9. Seguro para el operador y fácil de manejar. No estar sujeto a licencia para fármacos peligrosos; aprobado para su uso en animales de abasto; carecer de residuos tóxicos para el hombre. No ser inflamable o explosivo.

10. Barato y fácil de adquirir (27,33,46,47,62,87).

FACTORES QUE ALTERAN LA RESPUESTA A LOS FÁRMACOS.

En ocasiones los fármacos administrados para realizar la contención química no producen los resultados esperados o a veces no provocan respuesta alguna; la causa más simple para que esto suceda quizá sea que el fármaco no haya sido administrado, p.ej., si el mecanismo del dardo para la inyección del fármaco no funcionó; sin embargo, esto sucede sólo en contados casos. La mayoría de la ocasiones las causas son otras, los principales factores que en mayor o menor grado pueden alterar la respuesta a los fármacos utilizados para la contención química son descritos en seguida.

a) Diferencias debidas a la especie.- la experiencia ha demostrado que la mayoría de los fármacos tiene estrictas limitaciones de especie; no existe en la actualidad ningún fármaco de contención igualmente eficaz y seguro para usarse en todas las especies. Es necesario conocer la farmacología de los medicamentos y saber las limitaciones de especie que poseen (27,35,87). Se tendrá siempre presente que las dosis recomendadas

para un fármaco son establecidas en base a un "promedio", por lo que es de esperar que, en ocasiones, unos individuos respondan levemente y otros exageradamente (87).

b) Ritmo metabólico.- es un factor relacionado con la especie, pues varía entre reptiles, aves y mamíferos, así como entre órdenes e inclusive en una misma especie hay variaciones entre los animales muy jóvenes y los muy viejos. Por otro lado, se dice que los animales son más sensibles a los efectos de fármacos depresivos al final del día del animal, cuando está "cansado" debido a la fatiga normal por sus actividades diarias. La ingestión de alimentos antes de la contención también afecta, un estómago lleno retarda el tiempo de absorción de los fármacos (87,94,95).

c) Estado de salud.- un animal enfermo seguramente tendrá un ritmo metabólico alterado y padecerá de algún grado de malnutrición y emaciación, en tales condiciones es casi seguro que esté en equilibrio nitrogenado negativo y en estado de acidosis, lo cual puede modificar los efectos del agente químico utilizado (27,35,87,94,95). Por otra parte, pueden estar afectados órganos como el hígado o riñón y es factible que el fármaco no sea metabolizado o excretado normalmente (87). Aunque las reacciones de un animal enfermo no son fácilmente predecibles, en general se cita que tienden a ser más sensibles a los fármacos utilizados en la contención química (95).

d) Condición física.- la dosificación de un fármaco esta basada en el peso corporal del animal. Aunque la grasa no esta muy relacionada con la distribución de muchos fármacos, controversialmente, algunos fármacos liposolubles pueden almacenarse en la grasa; adicionalmente, si un fármaco es administrado subcutáneamente o directamente en la grasa, ésta provoca que la absorción sea lenta y no se producen los resultados deseados. Es importante desarrollar la habilidad de

calcular el peso del animal, tratando de visualizarlo "separado" de su grasa corporal (27,87,94,95).

e) Estado emocional.- quizá sea el factor más importante a evaluar; un gran forcejeo o excitación del animal puede requerir de dosis mayores de fármaco para tranquilizarlo. Sin embargo, inyectar un fármaco sedante a un animal en estado de alarma puede causar efectos opuestos a los que ocurren en un animal tranquilo, incluso podría sufrir muerte súbita. Al contrario, animales muy tranquilos podían ser profundamente afectados por dosis que no producen efectos visibles en otros animales de la misma especie (27,87,95).

f) Sexo.- hembras gestantes y machos en celo pueden mostrar respuestas alteradas (95,99). Sin embargo, otros autores señalan que el sexo raramente afecta la respuesta a los fármacos de contención química (51,87).

g) Desarrollo de tolerancia.- la tolerancia puede ocurrir normalmente en líneas de ciertas especies y ocasionalmente en forma individual (87,94,95). Puede inducirse tolerancia al fármaco si los individuos son contenidos químicamente en repetidas ocasiones y en periodos cortos; esto puede revertirse después de largos periodos durante los cuales el fármaco no es aplicado (94,95).

h) Diferencias por idiosincrasia.- éstas se presentan totalmente al azar en individuos aparentemente iguales a otros que responden normalmente a la aplicación del fármaco, "un gran número de animales puede ser contenido químicamente de forma adecuada, pero en alguna ocasión alguno responde inesperadamente" (87,95).

i) Diferencias debidas a interacción medicamentosa.- es bien conocido que algunos fármacos causan un corto periodo de excitación durante la inducción y otros tienen efectos calmantes, esta situación se supera muchas veces con la combinación de

fármacos, con el objeto de inducir una contención química de mejor calidad o balanceada (62,87,94,95). Cuando se combinen fármacos anestésicos, hay que tener presente que suele ser necesario reducir la dosis de por lo menos uno de los fármacos que componen la mezcla. La interacción también puede ser negativa al combinar ciertos fármacos, por ejemplo., está contraindicado el uso de succinilcolina en animales que recientemente hayan o vayan a ser desparasitados con organofosforados (62,87).

CÁLCULO DE LA DOSIS DEL FÁRMACO PARA LA CONTENCIÓN QUÍMICA.

La dosis de un fármaco es usualmente expresado como unidades de fármaco/unidades de peso corporal del animal, por ejemplo, miligramos/libra (mg/lb) o miligramos/kilogramo (mg/kg). Así, para calcular la dosis requerida de fármaco (volumen a inyectar) se requiere conocer: peso del animal, concentración del fármaco, y dosis recomendada (51,94,95).

1. **Peso del animal.**- idealmente se pesará al animal para conocer su peso exacto; sin embargo, en muchas ocasiones esto no es posible y el peso será calculado con base en la experiencia, si ésta no se tiene los pesos registrados de capturas anteriores pueden ser consultados o incluso los registros de caza. Cabe mencionar que hay reportes, sobre todo en condiciones de campo, en los que se declina el cálculo de dosis individuales y se "simplificó" al utilizar *dosis estandarizadas* para grupos de animales, por ejemplo, una dosis para machos adultos y otra para hembras (51,94,95).
2. **Concentración del fármaco a utilizar (miligramos/mililitro),** siempre está indicada en la etiqueta o en el instructivo del producto comercial.

3. Dosis recomendada (mg/lb o mg/kg). - se deberá estar seguro de que la dosis es para la especie a contener, ya que los laboratorios generalmente recomiendan dosis sólo para algunas especies y comunmente son las especies domésticas.

No deben realizarse operaciones matemáticas mezclando las unidades de medición (libras con kilogramos o viceversa). El peso del animal normalmente lo tenemos en kilogramos, entonces de ser necesario se realizará la conversión de dichas unidades. Para ello, en primer lugar hay que recordar que $1 \text{ kg} = 2.2 \text{ lb}$ y $1 \text{ lb} = 0.4536 \text{ kg}$.

Para convertir de mg/kg a mg/lb multiplique los mg por 0.4536 y el resultado se expresa en mg/lb. Por ejemplo: Si la dosis recomendada fuera de 4mg/kg, entonces $4 \times 0.4536 = 1.81 \text{ mg/lb}$ o aproximadamente 1.8 mg/lb. Si se utiliza 0.5 en lugar de 0.4536 el resultado varía considerablemente ($4 \times 0.5 = 2 \text{ mg/lb}$).

Para convertir de mg/lb a mg/kg multiplique los mg por 2.2, el resultado se expresa en mg/kg. Por ejemplo: Si la dosis recomendada es de 1.8 mg/lb, entonces $1.8 \times 2.2 = 3.96 \text{ mg/kg}$ o aproximadamente 4 mg/kg.

4. Cálculo de los miligramos requeridos. Miligramos requeridos es igual a dosis recomendada (mg/kg o mg/lb) multiplicada por el peso del animal (en libras o kilogramos respectivamente); ejemplo: si la dosis recomendada es 4 mg/kg y el peso del animal 50 kg, entonces $4 \text{ mg} \times 50 \text{ kg} = 200 \text{ mg}$ de fármaco requerido.

5. Cálculo de mililitros de fármaco requeridos. Mililitros requeridos es igual a miligramos requeridos (calculados en el paso anterior) dividido por la concentración del fármaco (mg/ml); ejemplo: son 200 mg de fármaco requeridos, y la concentración del fármaco 100 mg/ml, entonces $200 \text{ mg/ml} \div 100 \text{ mg} = 2.0 \text{ ml}$ requeridos del fármaco.

VÍAS DE ADMINISTRACIÓN DE FÁRMACOS.

La vía de administración de fármaco generalmente está relacionada con el tiempo en el cual inicia la manifestación de su efecto y en muchos casos con la dosis requerida del fármaco (33,94,95). Muchos fármacos se comportan de manera similar en cuanto su rapidez de absorción con respecto de la vía de administración; a su vez esto se relaciona con el tiempo en el cual los fármacos utilizados para la contención química comienzan a manifestar sus efectos (33,94,95). En general, la rapidez de absorción del fármaco se da de la siguiente manera (87,94,95):

Por vía intravenosa (IV) ocurre en unos segundos, de hecho el fármaco es puesto directamente en el torrente sanguíneo y suele decirse que se evita la absorción.

Por vía intraosea de segundos a minutos.

Por vía inhalada ocurre en unos minutos.

Por vía intramuscular (IM) ocurre en 10-15 minutos.

Por vía subcutánea (S.C.) ocurre en 15-30 minutos.

Por vía oral el tiempo de absorción es altamente variable.

Existen otras vías para la administración de fármacos anestésicos (p.ej., intraperitoneal, rectal, etcétera), pero las citadas en el párrafo anterior son los comunes en medicina veterinaria (62,90).

Vía intramuscular.

Es por mucho la vía más útil e importante para realizar la contención química de los artiodáctilos y en general de fauna silvestre (9,90,94). Las áreas óptimas para la inyección son las grandes masas musculares, las cuales tienen una rica irrigación sanguínea, resultando en una rápida absorción del fármaco (33,65,87). Los grandes ungulados pueden ser inyectados en las masas musculares de la parte posterior de la pierna, en la nalga, en el hombro, o en el cuello; los pequeños ungulados tienen masas musculares más pequeñas, por lo cual preferentemente deben

ser inyectados en la parte posterior de la pierna o de la nalga y opcionalmente en el la región de la escápula (ver figura 1) (9,13,34,90).

La inyección en áreas menos óptimas (p.ej., los costados o flancos del animal, parte baja de la pierna, torax, etc.) puede ser asociada con un rango variable de inducción desde rápida a prolongada o producción de un efecto parcial al esperado (33,34,62).

Los fármacos pueden ser administrados por vía intramuscular manualmente con jeringa o con telecisto (jeringa de bastón), o bien se emplean dardos proyectados por dispositivos como cerbatana, rifle o pistolas (27,45,87,90,95). Cabe mencionar que cérvidos pequeños, como el venado cola blanca, tienen piel delgada y músculos ligeros los que los hace más susceptibles a ser lesionados por el impacto de un dardo proyectado por un rifle o pistola, sobre todo si son dardos metálicos (9,11,90).

La vía intravenosa.

Aunque el efecto del fármaco administrado por esta vía comienza de inmediato, puede tardar varios minutos en alcanzar el máximo efecto. La duración de la acción es más corta y los efectos son generalmente más intensos que por otras vías (62). La inyección IV de un fármaco anestésico puede requerir solamente la mitad de la cantidad del fármaco (necesario por cualquier otra vía) para alcanzar una determinada concentración en el cerebro y ejercer su acción. Desde luego que tal afirmación no puede ser generalizada para todos los fármacos, pero ésta es una regla valiosa que es aplicable a muchos de los fármacos utilizados en la contención química (95).

Esta vía tiene un papel importante en las prácticas de contención química. La vía IV es de elección en los casos en que un animal es contenido inicialmente por métodos físicos y si es necesario aplicar un fármaco tranquilizante, también se prefiere

ser inyectados en la parte posterior de la pierna o de la nalga y opcionalmente en el la región de la escápula (ver figura 1) (9,13,34,90).

La inyección en áreas menos óptimas (p.ej., los costados o flancos del animal, parte baja de la pierna, torax, etc.) puede ser asociada con un rango variable de inducción desde rápida a prolongada o producción de un efecto parcial al esperado (33,34,62).

Los fármacos pueden ser administrados por vía intramuscular manualmente con jeringa o con telecisto (jeringa de bastón), o bien se emplean dardos proyectados por dispositivos como cerbatana, rifle o pistolas (27,45,87,90,95). Cabe mencionar que cérvidos pequeños, como el venado cola blanca, tienen piel delgada y músculos ligeros los que los hace más susceptibles a ser lesionados por el impacto de un dardo proyectado por un rifle o pistola, sobre todo si son dardos metálicos (9,11,90).

La vía intravenosa.

Aunque el efecto del fármaco administrado por esta vía comienza de inmediato, puede tardar varios minutos en alcanzar el máximo efecto. La duración de la acción es más corta y los efectos son generalmente más intensos que por otras vías (62). La inyección IV de un fármaco anestésico puede requerir solamente la mitad de la cantidad del fármaco (necesario por cualquier otra vía) para alcanzar una determinada concentración en el cerebro y ejercer su acción. Desde luego que tal afirmación no puede ser generalizada para todos los fármacos, pero ésta es una regla valiosa que es aplicable a muchos de los fármacos utilizados en la contención química (95).

Esta vía tiene un papel importante en las prácticas de contención química. La vía IV es de elección en los casos en que un animal es contenido inicialmente por métodos físicos y si es necesario aplicar un fármaco tranquilizante; también se prefiere

esta vía si se requiere aplicar dosis adicionales de fármaco a un animal que será retenido más tiempo que el proporcionado por la dosis inicial. Asimismo, muchos de los fármacos utilizados para revertir los efectos de los agentes sedantes deberán ser aplicados intravenosamente (90,95,96).

El vaso sanguíneo de elección, para los unglados, es en primer lugar la vena yugular y opcionalmente las venas femoral, cefálica y safena (62). En general se puede seleccionar una gran vena que sea visible o palpable (95).

La vía oral.

En realidad es una vía poco utilizada para la contención química de animales silvestres. Existen muy pocos fármacos que se puedan administrar por esta vía y aún menos los que son útiles en rumiantes (p.ej., se ha probado con la promacina y el diacepam) debido a las particularidades de su tracto digestivo. Cuando se elige esta vía se piensa básicamente en adicionar el fármaco al alimento, pues sería contradictorio tener que capturar al animal para darle el fármaco. Desventajas adicionales son que el animal puede rehusar a comer al alimento medicado o solamente lo come parcialmente y el efecto esperado no es obtenido y/o tarda demasiado en presentarse tanto como una hora o más (87,90).

La vía subcutánea.

Esta vía no es precisamente útil para realizar la contención química, aunque accidentalmente un medicamento puede ser administrado subcutáneamente. Sin embargo, varios de los agentes antagonistas de los efectos sedantes están indicados por esta vía, por ejemplo, la naltrexona (antagonista narcótico) revierte los efectos producidos por el carfentanil y se recomienda su aplicación intravenosa y subcutánea.

CLASIFICACIÓN DE LOS FÁRMACOS UTILIZADOS EN LA CONTENCIÓN QUÍMICA.

Una variedad de fármacos inyectables pueden ser usados para inducir contención química (62). Muchos de tales fármacos son clasificados, en los textos de anestesia, como medicamentos preanestésicos y son categorizados como tranquilizantes, sedantes, hipnóticos, narcóticos, neuroleptoanalgésicos, entre otros. Cabe mencionar que la clasificación anterior a veces varía según el autor; también hay que tener en cuenta que un fármaco puede tener diferentes efectos según la dosis aplicada (35,52,62,75,87).

Los fármacos utilizados para la contención química de animales silvestres pueden ser clasificados de la siguiente manera:

1. Tranquilizantes.

Los tranquilizantes o atarácicos producen en el animal un estado de calma e indiferencia a lo que sucede a su alrededor, no siente dolor de poca intensidad y comunmente causan incoordinación (35,62,87,94,95). Los tranquilizantes no "inmovilizan" al animal, ya que el dolor intenso o miedo los puede excitar (95). Debido a lo anterior, para utilizarlos en la contención química, son combinados frecuentemente con agentes narcóticos o con disociativos (62,95,87). En general, la combinación de fármaco se realiza buscando evitar los efectos colaterales de alguno o ambos componentes de la mezcla, asimismo se logrará disminuir la dosis a administrar, potencializar el efecto de los fármacos y la recuperación del animal suele ser más rápida (52,62,87,94,95).

2. Sedantes.

La sedación es un estado similar a la tranquilización (de calma e indiferencia) acompañado de somnolencia, el animal se mantiene despierto pero calmado, libre de nerviosismo e incapaz

de responder completamente a la estimulación externa (62,87,94,95).

3. Hipnóticos.

Los hipnóticos producen un estado de depresión equivalente al sueño, con pérdida parcial de la conciencia y sin analgesia. La mayor parte de los anestésicos no volátiles producirá tal estado al ser administrados en dosis adecuadas (87,94,95).

Los sedantes, hipnóticos y tranquilizantes causan depresión de muchas funciones del sistema nervioso central (SNC) y, a altas dosis, profunda depresión respiratoria y cardiaca con riesgo de choque y muerte (33,62,87,95). Estos tres términos frecuentemente son utilizados de manera intercambiable, así que para ejemplificarlos, a continuación se mencionan las categorías en las cuales son subdivididos.

A) *Fenotiacínicos*, principalmente se dice que ejercen un efecto sedante, ejemplos:

Clorhidrato de promacina (CDP/WYETH-VALES, Sparina, Promazine)

Propiopromacina (Combelen/BAYER)

Clorpromacina (Thorazine)

Acepromacina (Atravet/AYERST-LAB., Acetylpromacine/BOOTS-U.K.) (33,35,62,87,94,95).

B) *Butiroferonas*, de acuerdo a la dosis producen desde sedación hasta inmovilización (87), ejemplos:

Azaperona (Stresnil/CHINOIN PROD.FARM.)

Haloperidol (Haldol/JANSEN FARMACEUTICA)

Droperidol (Dehidrobenzperidol/JANSEN FARM.)

(35,52,62,75,87,95)

C) *Barbitúricos*, son capaces de producir todos los grados de depresión del SNC, de somnolencia hasta anestesia quirúrgica. Básicamente son empleados como anestésicos de aplicación intravenosa, pues en general son muy irritantes si se aplican por

otra vía (62,87). Por lo anterior, son de escaso valor para contener químicamente animales silvestres, pero en ocasiones se utilizan para mantener la anestesia, para poder realear la intubación intratraqueal, etcétera, ejemplos:

Pentobarbital (Anestesal/NORDEN DE MEXICO)

Amobarbital (Amytal)

Tiaminal (Surital), autorizado para utilizarse en vacas y caballos (35,62,87,94,95)

D) Agonistas alfa-2 adrenérgicos, muchos de los efectos de éste tipo de fármacos pueden ser atribuidos a su afinidad por los receptores alfa-adrenérgicos pre y postsinápticos en el SNC y periférico (46). Se caracterizan por poseer propiedades sedantes, analgésicas y de relajación muscular; si se administran solos no producen una contención confiable, por lo cual suelen ser combinados con opioides o con ciclohexaminas, ejemplos:

Xilazina (Rompun/BAYER, Rompun/HARVER-LOCKHART)

Medetomidina (Dormitor/WILDLIFE PHARMACEUTICALS)

Detomidina (Domosedan/FARMOS GRUPO) (35,39,46,62,87)

Antagonistas alfa-2 adrenérgicos, la mayoría son relativamente recientes, su capacidad antagonista es variable, dependiendo principalmente de la especie que se trate y fármaco a antagonizar, ejemplos:

Yohimbina (Antagonil/WILDLIFE PHA., Yobine/LLOYD LAB.)

Idaxozan

Atipamezole (Antisedan/WILDLIFE PHA.)

Tolazoline (Priscoline/CIBA PHARMACEUTICAL) (35,46,98)

E) Agonistas benzodiazepínicos, también llamados tranquilizantes menores, poseen propiedades hipnóticas, sedantes, de relajación muscular y anticonvulsivas en muchos animales. Pueden causar desorientación y agitación si son administrados rápidamente por vía intravenosa, ejemplos:

Diazepam (Validium/ROCHE LAB., Valium/HOFFMAN LaROCHE)

Midazolam (Versed/ROCHE LAB.)

Zolacepam (expedido junto con tiletamina como
Telazol/A.H.ROBINS, Zoletil/VIRBAC MEXICO)

Climazolam (Ro21-3892/HOFFMAN LaROCHE) (46,62,87,95,94)

Antagonista benzodicepínico, el Flumazenil es reportado como antagonista de las benzodicepinas y básicamente ha sido utilizado en medicina humana (35,46,50).

4. Narcóticos.

Agonistas opioides, la narcosis es un estado de depresión general y no específica de la excitabilidad neuronal, resultando en varios efectos como son sedación, euforia, excitación, disforia y generalmente analgesia, sin que haya anestesia (aunque se menciona que a grandes dosis y/o con otros fármacos sí la producen) (52,62,75,87,95). Las especies animales varían tremendamente en cuanto a su sensibilidad a los narcóticos, el ser humano es uno de los más susceptibles (33,94,95). Frecuentemente se emplean opioides solos o junto con otros fármacos para contener animales silvestres (27,48,90); ejemplos:

Morfina

Meperidina (Pethidine/GLAXO VET., Toronto-Canada)

Oximorfina (Numorphan)

Butorfanol (Turbogestic/AYERST LAB.)

Fentanil (Fentanil/JANSSEN LAB.)

Etorfina (M99/LEMMON Co., Imobilon/CVET LIMITED,
Imobilon L.A/RECKITT AND COLMAN-Hull, U.K.)

Carfentanil (Wildnil/WILDLIFE LAB.)

Sufentanil (Sufena/JANSSEN LAB.)

A3080 (Anestall/ANESTA Ltd.) (27,33,35,48,90,94,95)

Antagonistas opioides, distintos antagonistas pueden emplearse para revertir el efecto de los narcóticos mencionados arriba. Similarmente a los agonistas, tienen diferencias en cuanto a potencia, vida media y otras propiedades. Por lo menos

dos antagonistas, la Nalorfina (Lithidrone/BURROUGH, WELLCOME, AND COOPER, Australia, -Ltd., Nalline/MERCK) y Levalorfan (Lorfan/HOFFMAN-La ROCHE) tienen propiedades agonistas, por lo que debe tenerse cuidado al aplicarlos para no sobredosificar a los animales (33,35,62); incluso en dosis terapéuticas pueden producir ligera depresión del SNC, euforia y analgesia (62), otros ejemplos:

Diprenorfina (M5050/LEMMON Co.)
 Ciprenorfina (M285/RECKITT AND COLMAN)
 Naloxona (Narcan/WILDLIFE LAB., Narcanti/RHONE POULENC RORER)
 Naltrexona (Naltrexona/SIGMA CHEMICALS)
 Nalmefene (Nalmefene HCL/KEY PHARMACEUTICAL) (33,62, 94,95)

5. Ciclohexaminas (agentes disociativos).

Los disociativos son clasificados como anestésicos; producen un estado de indiferencia e incapacidad para integrar, clasificar y responder a los estímulos del medio. Separan la conciencia mental de la sensorial y motora o mecanismos de control en el cerebro. Causan rápida analgesia (dependiendo de la dosis), amnesia y catalepsia; el tono muscular generalmente incrementa (35,62,75,87,94,95). Salivación abundante y convulsiones son efectos colaterales frecuentes, sobre todo con dosis excesivas (62,87). La recuperación puede ser larga y tormentosa (52,75,95). Debido a éstos efectos adversos, las ciclohexaminas suelen combinarse con fármacos tranquilizantes, frecuentemente diazepam o agonistas alfa-2 adrenérgicos (87), ejemplos:

Ketamina (Imalgen 1000/RHONE MERIEUX, Ketaset/BRISTOL, Vetalar/PARK DAVIS)
 Tiletamina (combinado con zolacepam como Telazol/A.H. ROBINS, Zoletil/VIRBAC)

Fenciclidina (Sernylan, Sernyl) (35,62,87,95)

6. Agentes esteroidales.

Estos fármacos son básicamente una opción cuando se realizará una cirugía, principalmete como relajantes musculares y no propiamente como método inicial de contención. El volumen requerido es demasiado como para pensar en administrarlo en un dardo, además son fármacos de aplicación intravenosa. Los comunmente reportados para ruminantes son:

Gliceril guayacol eter (Guaifenesin, Gecolate)

Hidrato de cloral (62,75,87)

7. Neuroleptoanalgesia.

Es un estado de depresión del SNC y analgesia producida por la combinación de un fármaco tranquilizante (o neuroléptico) y un fármaco analgésico (52,62,87). Generalmente el paciente no pierde la conciencia, pero no responde a los estímulos del medio (62,87); no obstante se menciona que puede responder a estímulos auditivos (52,62). En el punto referente a tranquilizantes ya se mencionaron las ventajas obtenidas al combinar fármacos. La realización de neuroleptoanalgesia es más valiosa en el caso de pacientes de "riesgo" (en estado general de salud deficiente), p.ej., animales viejos, ya sea para facilitar su manejo o para realizar intervención quirúrgica sencilla o mayor (87); ejemplos:

Fentanil-Droperidol (Innovar-Vet/PRITMAN MOORE)

Azaperona-Metomidato

Etorfina-Acepromacina (Immobilon/CVET LIMITED,

Immobilon L.A./RECKITT AND COLMAN) (52,62,87,90)

8. Otros fármacos.

A) Bloqueadores neuromusculares. La acción paralizante de estos fármacos es debida al bloqueo de la transmisión entre los

nervios motores y músculos (87,95). Los agentes bloqueadores musculares fueron utilizados con cierta frecuencia para la contención de animales silvestres. Actualmente ni siquiera se recomiendan para tal fin, ni en cérvidos ni en fauna silvestre en general, pues tienen un estrecho margen de seguridad y el animal puede morir por parálisis de los músculos diafragmáticos e intercostales. Además los animales inyectados con estos fármacos permanecen totalmente concientes y susceptibles al dolor o cualquier otro estímulo; exhiben todos los signos de alarma excepto la respuesta motora (52,87,95). Tampoco son utilizados como relajantes musculares en cirugías pues hay otros fármacos elegibles en primer lugar; ejemplos:

Succinilcolina (Sucostrin/SQUIBB, Anectine, Quelicin)
 Galamina (Flaxedil)
 Curare (d-Tubocurarina)
 Nicotina (35,62,87,94,95)

B) **Anticolinérgicos**, los anticolinérgicos antagonizan competitivamente la acción de la acetilcolina en estructuras inervadas por fibras nerviosas postganglionares parasimpáticas (colinérgicas o muscarínicas) y en músculos lisos que son influenciados por acetilcolina pero carecen de inervación (35,52,62,87,95). Producen los siguientes efectos: disminución de las secreciones del tracto respiratorio y gastrointestinal, disminuyen el tono de la vejiga, bloqueo vagal (taquicardia, dilatación de la pupila) y disminución de la motilidad intestinal. La atropina y la escopolamina pueden producir somnolencia y potencializar el efecto de fármacos depresores del SNC (62,87). En ruminantes el empleo de anticolinérgicos es cuestionable, al disminuir la motilidad intestinal, particularmente la ruminal, predisponen a timpanismo y regurgitación; las secreciones, más que disminuir, se hacen espesas; inhiben la sudoración predisponiendo a hipertermia

(35,62,75,86,87,94,95). El único beneficio aparente es el bloqueo vagal. La dosis de sulfato de atropina para rumiantes es de 0.045mg/kg de peso corporal, vía IM o SC, o por vía IV en casos de emergencia, como es por bradicardia colinérgica (28,87).

C) *Hialuronidasa* (Alidase, Widase) los fármacos mezclados con esta enzima proteolítica incrementan su velocidad de absorción al ser aplicados por vía IM o SC. Además los fármacos anestésicos mezclados con hialuronidasa no sólo reducen su periodo de inducción, sino también hay una reducción de la dosis efectiva requerida (94,95).

D) *Dimetil sulfoxido* (Domoso/SINTEX, S.A., DMSO), en medicina veterinaria es utilizado como antiinflamatorio y analgésico local (vía tópica). También es empleado como disolvente de gran cantidad de fármacos, facilita e incrementa su absorción. Puede ser peligroso para el hombre y animales debido a que los fármacos (p.ej., narcóticos potentes) mezclados con este compuesto son absorbidos por piel intacta (94,95). Otras sustancias con propiedades similares son la dimetilacetamida y la dimetilformamida (87).

EQUIPO Y MÉTODOS DE ADMINISTRACIÓN DE FÁRMACOS.

Los dispositivos para la administración tienen por objeto facilitar la inyección del fármaco líquido desde distintos rangos de distancia (11,26,44,94,95). Existen muchos tipos y diseños, no hay uno que sea el mejor, se elegirán de acuerdo a cada situación; por ejemplo, las pistolas se consideran de corto alcance y de poco uso práctico en el campo, en cambio los rifles, en general son considerados de largo alcance y poco prácticos cuando hay que aplicar un fármaco a un animal en un rango corto, como cuando está en una jaula (27,94,95).

En los artículos revisados acerca de la contención química del venado cola blanca reporta la utilización de los siguientes sistemas de administración de fármacos: jeringa manual, jeringa de bastón, cerbatana, sistema Cap-Chur (principalmente la pistola), sistema Pneu-dart, sistema Telinject y collar de recaptura. A continuación se dan las características más importantes de estos equipos.

1. Jeringas y agujas.

Las jeringas son útiles en diversas ocasiones, por ejemplo, cuando se aplicará fármaco a un animal contenido, a uno dócil o semidomesticado, para redosificar, etc.. Básicamente hay dos tipos de jeringas, unas tienen una especie de rosca donde se "atornilla" la aguja, éste modelo es el más seguro; en el otro tipo, la aguja se coloca a "presión" y hay mayor riesgo de que se zafe (90,94,95).

En cuanto a las agujas, hay que recordar que generalmente vienen marcadas con dos números, p.ej., 2ga y 1 1/2"; el primer número se refiere al diámetro (ga), mientras menor es el número, mayor es el diámetro, el segundo número se refiere al largo de la aguja medido en pulgadas("). Por su diámetro el uso más frecuente de las agujas es como sigue:

14ga para inyectar con jeringa de bastón o de extensión (telecisto)

16ga y 18ga para teleciclista, inyección manual, muestreo de sangre, o para dardos de cerbatana.

18ga y 20ga para inyección manual y extracción de fármaco de los frascos ampula o vial.

22ga para inyección manual de líquidos poco viscosos.

Por su largo, se prefieren las agujas cortas para facilitar la penetración e inyección, excepto en el caso de animales con una capa gruesa de grasa subcutánea y/o de piel gruesa, en los cuales se requerirá un largo de cuando menos 1 1/2" (26,94,95).

Recomendaciones para el uso de agujas y jeringas. Por ninguna causa deben utilizarse agujas contaminadas. Nunca reinsertar la aguja en los viales después de haber tocado con ella al animal. No usar la misma jeringa en dos animales diferentes. Cuando se usen dos fármacos para la contención, no insertar la misma aguja en ambos frascos, se cambiará de aguja o se utilizarán dos jeringas. Cuando inyecte por vía intravenosa, comprobar que verdaderamente se trata de una vena, si la sangre que se observe al jalar el émbolo es rojo cereza y pulsante, indica que es una arteria, por lo que será necesario retirar la aguja e insertarla en otro vaso sanguíneo (94,95).

Los dardos para la aplicación remota de fármacos vienen equipados con sus propias agujas, las que se caracterizan por poseer algún dispositivo para permitir que sean retenidas en el animal hasta completarse la inyección del fármaco, idealmente, después deben desprenderse del animal para no causar mayor estrés. Tal dispositivo es un "collar" o un "gancho", el primero causa menor trauma a los tejidos pero suele ser menos eficaz para retener al dardo el tiempo suficiente para que se complete la inyección del fármaco, sobre todo en animales de piel delgada. Las agujas de gancho retienen mejor al dardo pero son más traumatizantes. Los collares o ganchos pueden ser recomendables cuando se administrará más de 1 centímetro cúbico de fármaco. Otra característica de las agujas de los dardos (de acuerdo a la constructora o modelo) es que el orificio de salida del fármaco puede estar lateralmente o, como una guja normal, por el frente. Las de salida frontal pueden ser más traumatizantes debido a que el fármaco sale proyectado con mayor fuerza e incluso favoreciendo que el dardo sea propulsado hacia atrás y caiga (94,95,11,44); adicionalmente, si la aguja es de gran calibre

puede cortar un "tapón" cuando pasa la dermis e impedir la descarga del contenido. Las agujas que descargan por los lados pueden evitar esto (26,44).

2. Jeringa de bastón o de extensión (Telecisto).

Básicamente, consiste en una jeringa a la cual se sustrajo el vástago del émbolo (tallo del émbolo) y se le colocó otro mucho más largo, de tal manera que se puede inyectar a un animal desde una corta distancia. Existen en distintos modelos, marcas y materiales. El largo habitual es de 1.25 metros, pero llegan a construirse de 3.5 a 4 metros, el largo excesivo aumenta el peso y reduce la exactitud de la inyección. La técnica de inyección consiste en acercarse al animal lentamente y aproximar la jeringa al sitio de inyección, rápidamente y con fuerza se clava la aguja y se sigue presionando hasta inyectar completamente el fármaco; este método quizá resulte problemático cuando se aplican volúmenes de más de 6 ml. Como se dijo con anterioridad la aguja deberá ser gruesa (11,26,94,95). Actualmente existen telecistos con mecanismo de resorte que inyecta el medicamento al contacto con la zona en la que se presiona.

3. Cerbatana.

La cerbatana, en general, consiste en un tubo dentro del cual se coloca un dardo con fármaco y por un extremo se sopla (o para tal fin se han creado aparatos, por ejemplo, pistolas de aire comprimido), y el dardo sale proyectado por el extremo contrario. Puede ser usada para propulsar un dardo ligero a un animal confinado en un corral más o menos pequeño y cuando no es posible utilizar una jeringa de bastón. Una de las mayores ventajas de la cerbatana es que no hace ruido y el dardo es menos traumático al impactar en el animal, lo cual es especialmente adecuado para animales con masas musculares pequeñas (11). El rango efectivo de proyección varía de 8 a 15 m, de acuerdo al largo del tubo, tamaño y peso del dardo y habilidad del operador (26,94,95); el

rango aumenta cuando la cerbatana es ensamblada con pistolas o rifles de aire comprimido o de gas CO₂, mencionándose alcances de 30, 60 u 80 metros . Usualmente los sistemas mencionados pueden ser ajustados para controlar la presión del gas y por ende el rango de alcance (11,94,95). Algunos de los sistemas de cerbatana disponibles comercialmente son el Telinject, Blo-jector (Pneu-Dart), el Maxinject y DanInject, cada uno de estos sistemas cuenta con sus propios diseños de dardos y generalmente son intercambiables . Fácilmente puede construirse una cerbatana con tubo de aluminio, PVC, cobre, conductor eléctrico, u otros tipos de tubo, el interior del tubo debe ser liso y pulido para minimizar la fricción del dardo al pasar a través de éste, el largo mínimo recomendable es de 90 cm y máximo de 180 cm. (11,26,94,95). No es recomendable usar dardos con potentes fármacos, principalmente opioides, con una cerbatana, pues la boquilla (lado de la cerbatana por el cual se sopla) se puede contaminar con el fármaco (95).

4. Rifles y Pistolas.

El sistema *Cap-chur* (Palmer Chemical and Equipament Company, Inc.) es de los primeros sistemas disponibles y es uno de los más utilizados para la aplicación remota de fármacos a fauna silvestre en general; muchas de sus partes son intercambiables reusables y cuentan con un servicio de reparación adecuado (11,26,94,95). Hay tres tipos de proyectores *Cap-chur*. El primero es tipo pistola (*Cap-chur short range CO₂*), la cual utiliza un cilindro de gas, siendo suficiente para propulsar unos 20 dardos a una distancia de 6 a 12 metros dependiendo del tamaño del dardo. Es un sistema de elección para dardear animales que estén en corrales o trampas. El segundo proyector (*Cap-chur long range CO₂*), es tipo rifle, consta de 2 cilindros de gas, los cuales pueden proyectar 15 a 20 dardos a una distancia de 20 a 35 metros con exactitud considerable. El tercer proyector (*Cap-chur extra*

long range CO2), también es tipo rifle, pero proyecta los dardos por medio de fulminantes (o cargas de poder), los cuales pueden ser de cuatro tipos; además posee un sistema que permite ajustar a distintos rangos según la carga utilizada. Si se utilizan las cargas más bajas (color marrón) se logran rangos de 10 a 30 metros; con las cargas bajas (verdes) el rango será de 20 a 40 metros; con las cargas medias (amarillas) el rango es de 40 a 60 metros y con las cargas altas (rojas) de 60 a 90 metros. No se recomienda usar cargas medias o altas en animales con peso menor de 50 kg a distancias menores de 50 metros (11,26,94,95).

Por otra parte, el dardo cap-chur es de aluminio y, como se mencionó, varias partes son intercambiables y reusables, es fácilmente llenado con fármaco, y si un dardo preparado no es utilizado, es fácilmente descargado. Están disponibles dardos de 1 a 15 ml de capacidad. Es un dardo pesado, por lo cual se tendrá especial cuidado en calcular adecuadamente la distancia de disparo y el tipo de proyector a usar. El fármaco es inyectado por un pequeño mecanismo de explosión colocado en el dardo, cuando el dardo impacta en el animal, el golpe causa que la carga explote empujando al émbolo hacia adelante e inyectando así al fármaco. Cabe mencionar que la carga debe ser colocada con la parte sólida insertada en el émbolo y el extremo sellado (con dobleces) hacia atrás, quedando en contacto con el tapón trasero (que forma parte de la cola estabilizadora); si se coloca al revés, la carga puede explotar cuando el dardo es disparado y aún estando en el cañón del arma, esparciendo al fármaco en todas direcciones y creando una situación potencialmente fatal (11,26,94,95). Los dardos cap-chur, al igual que otros, tienen una pieza estabilizadora (o colilla estabilizadora) la cual deberá estar limpia e íntegra para garantizar que cumpla su función, evitando desvíos en la trayectoria de los dardos (26).

El sistema *Pneu-Dart* (*Pneu-Dart, Inc., Williams port, PA 17703 USA*) fabrica proyectores tipo pistola, tipo rifle y tipo cerbatana (*Blo-Jector*), se dice que quizá sea el equipo que proporciona mayor exactitud y alcance (hasta 100 metros). Los dardos son de plástico, ligeros y baratos, pero sólo pueden utilizarse una vez, y si un dardo cargado no es utilizado es un tanto complicado y peligroso descargarlo (95). El sistema de inyección del dardo es a base de una carga explosiva que se activa al impactar el dardo en el animal. Los dardos están marcados con una "C" o una "P" indicativo del tipo de arma a utilizar (de carga o neumática, respectivamente); la capacidad de los dardos disponibles es de 1 a 6 ml (94,95).

El sistema *Telinject*, consta de un dardo de plástico, ligero, atraumático, que en condiciones favorables es muy preciso (a veces la ligereza de los dardos les resta exactitud a mayor distancia de disparo, sobre todo si hay viento); además es reutilizable, aunque con el uso llega a deformarse o a fracturarse, esto último ocurre principalmente si se disparan con sistemas de alto poder. Un rifle a base de poder de gas, de potencia ajustable, puede disparar los dardos *Telinject* a un rango máximo efectivo de 30 metros; también pueden proyectarse con una cerbatana o bien ésta se ensambla con su pistola de gas (*Vario*) y funciona similarmente a un rifle. El dardo puede ser llenado con el fármaco y luego presurizado (inyectando aire a través de una válvula de una vía), no obstante pueden perder presión si no se utilizan rápido; para presurizar a los dardos se recomienda inyectar, en la cámara de aire, 12 ml de aire, si bien algunos investigadores emplean mucho más para que el fármaco sea inyectado de manera más rápida y completa (11,95). El sistema *DanInject* es muy similar al *Telinject*, aunque su alcance puede ser mayor, hasta 80-100 metros.

5. Collar de recaptura.

La necesidad de recaptura de especies de vida libre en terrenos difíciles condujo al desarrollo de un collar de recaptura o autoinyección. El collar que se pone a los animales contiene dos inyectores (cada uno con 4 ml de fármaco); pueden ser activados por control remoto, desde tierra a una distancia de 3 km y desde el aire hasta a 26.5 km. El sistema permite elegir cual inyector accionar, así que se puede colocar en uno fármaco anestésico y en otro medicamento (p.ej. antibiótico) o ambos con medicamento; en éste último caso, el collar también puede ser liberado a control remoto. Cuando los inyectores son disparados el fármaco se inyecta en el cuello, entonces el animal es "contenido a control remoto". Un radiotransmisor en el collar permite una rápida localización del animal anestesiado. El prototipo de este sistema ha sido probado exitosamente en animales de campo como son el venado cola blanca (Odocoileus virginianus), lobos (Canis lupus), puma (Felis concolor), entre otros (11,19,56).

Observaciones acerca de la utilización de los sistemas de administración de fármacos: a) Cuando el dardo esté lleno

cualquier exceso de aire en la cámara del fármaco debe ser ocupado, puede usarse agua destilada, solución salina fisiológica o solución dextrosa al 5% para llenar completamente la cámara.

b) Por seguridad siempre que se presurise a los dardos (de sistema de inyección de aire comprimido, p.ej., telinjet) se colocará una cubierta a la aguja y que cubra hasta la mitad del dardo.

c) Es importante respetar los rangos de alcance del equipo con el que se cuente, si se utiliza un proyector de largo alcance en un rango menor el dardo se puede enterrar en el animal; por el contrario, si se utiliza un proyector de corto alcance a una distancia mayor, el impacto del dardo puede no activar al mecanismo inyector o quizá no llegue al animal. d)

El peso del dardo es directamente proporcional a la fuerza de impacto, por tal motivo, se usará el dardo más ligero que sea compatible con la operación a realizar y el menor volumen de fármaco posible (fármaco más concentrado). e) A pesar del gran alcance de algunos sistemas proyectores de dardos, su aplicabilidad puede reducirse a un rango de 30 metros, pues deberá acertarse en una área de unos 15 centímetros cuadrados, que es el tamaño del área glútea de cérvidos pequeños como el gamo (*Dama dama*) o el venado cola blanca (45). f) Puede haber diferencias particulares en cada equipo, p.ej., los cilindros de gas CO₂ aún nuevos suelen no ofrecer exactamente el mismo rango de propulsión; similarmente ocurre con rifles y pistolas del mismo modelo y con el mismo tamaño de dardo; los fulminantes deben mantenerse secos o también se verá afectada su funcionalidad. Así, es esencial familiarizarse con el equipo utilizado. g) Siempre se tratará de disparar perpendicularmente al animal a dardear, si el animal está en ángulo el dardo puede rebotar y sólo inyectar una parte del fármaco. h) Es recomendable estandarizar el equipo a calibre 50 para incrementar la capacidad de intercambiar los componentes (11,27,45,94,95).

CONSIDERACIONES DE SEGURIDAD Y MÉDICAS.

Arbitrariamente podemos dividir al procedimiento de contención en tres etapas: la preparación (la seguridad esta relacionada con las medidas que tomamos en nuestro entorno); la realización (aplicar el método elegido y lograr la contención o captura); y la conclusión, después de lograr el objetivo por el cual se contuvo al animal, habrá que asegurarse de que éste se recupere normalmente (26,42,43,95). Durante cualquiera de estas etapas pueden surgir diversos problemas médicos, algunos de los cuales

están bien identificados en fauna silvestre y es indispensable reconocerlos lo más rápido posible para actuar eficientemente. A continuación son descritos los principales aspectos de seguridad y métodos relacionados, básicamente, con la contención de artiodáctilos silvestres.

SEGURIDAD ANIMAL.

Aunque no siempre es posible realizar el procedimiento de contención química en las condiciones ideales el aproximarse a ellas seguramente reeditará en la obtención de los resultados deseados (27).

La seguridad animal inicia antes de que se administre el fármaco inmovilizante. Siempre se evitarán estresores como ruidos, olores, movimientos innecesarios, etc.. Para prevenir la regurgitación y el timpanismo, el alimento deberá ser retirado antes del procedimiento, por lo menos 12 a 36 hr, y el agua durante 18 a 12 hr a los grandes rumiantes y a los pequeños rumiantes retirar el alimento unas 12 a 24 hr antes (no es preciso privarlos de agua); para los animales muy jóvenes basta con retirar el pienso de 2 a 4 hr antes de la contención (9,35,62,86,90,94). Idealmente se colocará al animal en un encierro o corral pequeño que contenga una capa gruesa de paja. Con esto no solo se previenen lesiones sino que brinda otras ventajas, se logra tener un mejor control sobre el animal, si está excitado deberá esperarse a que se calme; también se evita inyectar accidentalmente a otros animales y/o estresarlos, o que éstos molesten al animal que está bajo los efectos del fármaco; se previene el acceso a bebederos, estanques, o a fosos (nunca se intentará la contención de un animal en un corral rodeado por un foso o alberca con agua), si esto no es posible las áreas con agua se drenarán. Los corrales adyacentes deberán estar vacíos y las puertas libres (9,45,90,94,95). No es conveniente contener a

más de un animal a la vez, porque si un animal tuviera problemas difícilmente se tendría acceso a él si el otro no está completamente anestesiado (9,90).

Si el animal será contenido en el campo, hay que considerar las características geográficas y vegetativas de la región, así como la presencia de posibles predadores. Recuerde que el animal tiene unos 15 minutos (min) para escapar y ocultarse mientras el fármaco hace efecto, podría ser atacado o accidentarse. Si las condiciones son propicias para que el animal se oculte quizá no deba intentarse la contención (37,96,95).

Se considerará si se cuenta con la asistencia necesaria, en relación al número de animales a manejar y el procedimiento a realizar (83,94,95).

Las características ambientales son importantes, hay que evitar condiciones climáticas extremas, sobre todo calor y humedad excesivos (superior a 32°C y de 70 % respectivamente), por ello la mañana es la hora preferida para iniciar el procedimiento; además hay que recordar que se mantendrá al animal en observación después de concluida la contención. De cualquier manera, siempre se prepararán ventiladores enfriadores, aspersores o se tendrá agua fría disponible (27,38,83,95,96). También se evitará, principalmente cuando se utilizan dardos de plástico, el viento excesivo, capaz de alterar la trayectoria de los dardos (27). En todo momento se tendrán a la mano los medicamentos que puedan llegar a utilizarse en caso de emergencia.

Durante la contención el operador se colocará a una distancia a la cual pueda observar al animal durante la inducción y en caso de que el animal no muestre los signos de sedación se determinará la causa, p.ej., el fármaco pudo ser administrado en la grasa o en otro sitio inadecuado o quizá simplemente el fármaco no fue

administrado (9,27,37,90). Se estará listo para prestar ayuda al animal, en caso de caer súbitamente y/o en una posición precaria.

Al tener acceso al animal siempre se vendarán sus ojos, una vez que se tiene control del animal (es común usar cuerdas o brazaletes para las patas) será movido a una área suave y con sombra. Asegurarse de no interferir con los mecanismos de termorregulación del animal, muchas especies dependen de la respiración para controlar la pérdida de calor, no se realizará presión innecesaria en pecho u abdomen; lengua y ollares deben permanecer húmedos (9,18,52,83,90,94). El animal será colocado en posición esternal para prevenir regurgitación, timpanismo, congestión pulmonar o que trague saliva y/o broncoaspire; la cabeza se mantendrá más alta que el cuello (86,96). Si el animal permanecerá varias horas en recumbencia, será necesario cambiarlo de posición cada media hora para prevenir congestión pulmonar, daño a músculos y/o nervios (94,95,96). Hay que recordar que las astas en estado de terciopelo son blandas y fácilmente dañadas, por lo que se evitará sostener al animal de éstas.

Un animal capturado siempre sufre algún grado de estrés, lo cual lo hace susceptible a padecer una infección; adicionalmente, ésta puede desarrollarse en el sitio de impacto del dardo o en cualquier lesión. Para prevenir esto, rutinariamente se aplica un antibiótico de amplio espectro y larga duración con el objeto de que el nivel terapéutico se mantenga por lo menos 3-5 días; algunos ejemplos son: Penicilina G procaínica y benzatínica; Penicilina-Estreptomicina, Tetraciclinas de larga acción. También suele aplicarse vitamina E y selenio como medida preventiva contra estrés por captura (43,83,87,94,95). Por otra parte, es preferible evitar contener hembras lactantes debido a que el estrés posiblemente cause agalactia en la madre y esto, consecuentemente, hipoglicemia en la cría (28,83).

Siempre que use contención química, si existe un antagonista deberá estar cargado en una jeringa y a la mano, listo para utilizarse (18,96).

Monitoreo del animal contenido.

Al realizar la contención de un animal es prioritario monitorear los signos vitales (principalmente respiración, circulación sanguínea, respuesta a estímulos y temperatura) inicialmente para asegurarse que no está en riesgo su vida y más tarde para evitar el desarrollo de condiciones adversas o bien para corregirlas a la brevedad posible (83,95,100). Para monitorear al animal, lo más común y práctico es la utilización de los sentidos, p.ej., observar o escuchar los movimientos respiratorios, ver el color de las mucosas, palpar el pulso, etc., y casi siempre auxiliados con un termómetro y estetoscopio (94,100).

Una vez que se tiene acceso al animal los signos vitales son evaluados:

a) *Respiración.*- observar los movimientos del pecho y/o abdomen; sentir y/o escuchar la respiración colocando una mano u oído cerca de los ollares del animal. Con el estetoscopio en el pecho se puede detectar gorgoreo o estertores, indicativo de neumonía o aspiración de saliva, líquido o contenido ruminal (94,95). Asimismo, se evaluará la frecuencia y profundidad respiratoria, generalmente un animal bajo la influencia de un fármaco anestésico presenta una frecuencia respiratoria disminuida y profunda, y la respiración se hace marcadamente abdominal.

b) *Frecuencia cardiaca.*- "ver o sentir" el latido cardiaco o escucharlo con estetoscopio. El pulso puede ser observado a lo largo de la vena yugular o sentirse en el triángulo femoral (37,94,95).

c) *Circulación sanguínea.*- si la presión sanguínea es normal las membranas mucosas son de color rosa. En venado, wapiti y otras especies con encías pigmentadas la observación de las mucosas se realizará en la conjuntiva del ojo, en el interior de los ollares, en el recto o en la vulva. Una coloración azulosa indica deficiencia de oxígeno; coloración pálido grisáceo indica descenso de la presión sanguínea, ambas coloraciones indican una situación de emergencia. El tiempo de llenado capilar (TLLC) también es útil para apreciar la presión sanguínea, lo normal es de 1-2 segundos, si es mayor de 3-4 segundos indica disminución de la presión sanguínea. La resequead de las membranas mucosas indica deshidratación (94,95).

d) *Respuesta a estímulos.*- se sabe que la respuesta involuntaria refleja es pérdida en una secuencia predecible, pero no hay que olvidar que la pérdida de reflejos puede variar según el fármaco utilizado (87). La presencia o ausencia de respuestas reflejas permite estimar la profundidad de la sedación. En general, la respuesta a estímulos visuales es la primera en afectarse, lo cual se verifica acercando y pasando las manos a la cara del animal. Cuando el reflejo auditivo es inhibido una palmada o ruido fuerte no puede "despertar" al animal. Tampoco responde al ser tocado si está adecuadamente sedado. La sensibilidad al dolor se pierde en planos profundos de anestesia, se verifica pinchando en un dedo, en la nariz u oreja. El parpadeo (reflejo parpebral) se pierde en la anestesia profunda (94,95). Cuando se contenga un animal, si se pierden todos los reflejos, asegurarse de que la respiración no sea irregular (deteniéndose ocasionalmente) y/o que la frecuencia cardiaca esté disminuida, irregular o ausente; lo anterior indica que la anestesia del animal está demasiado profunda (95).

e) *Temperatura corporal.*- es un parámetro crítico en los procedimientos de captura y más al utilizar algunos fármacos para

realizar la contención química, pues suelen inhibir el centro termorregulador (95). Es especialmente importante la hipertermia y es recomendable iniciar el tratamiento para enfriar al animal (ver miopatía por hipertermia) cuando la temperatura corporal rebasa los 40 grados centígrados (94,95).

En general, las constantes fisiológicas normales para los venados en general son: temperatura 38.4°C (101°F); frecuencia cardiaca 80/por minuto; frecuencia respiratoria 18/por minuto. Generalmente estos parámetros aumentan cuando el animal está excitado.

Una vez cumplido el objetivo por el cual se contuvo al animal, si se utilizó la contención química, colocar al animal en posición esternal con los miembros en ligera abducción para facilitar que se levante (52), aplicar el antagonista(s) en caso de que se cuente con ellos; no dar alimento o agua hasta que el animal recupere su comportamiento normal (9,52,90). El animal deberá permanecer en observación constante por lo menos 2 ó 3 semanas, para asegurarse de que no presente ninguna complicación médica (9,83,90).

Intubación endotraqueal (IE).

Este procedimiento previene la aspiración de contenido ruminal o de saliva, también proporciona una vía para administrar oxígeno en casos de emergencia respiratoria o para administrar anestesia inhalada; no obstante, como se mencionó antes, generalmente la IE no se realiza a menos que el procedimiento de contención química vaya a ser tardado o sí ocurre regurgitación. La IE no es fácil de realizar en venados pero puede lograrse con la siguiente técnica (25,27,94,95): preferentemente se colocará un abre bocas para facilitar el procedimiento; se coloca la cabeza y cuello del animal en posición atlanto occipital, se introduce un

laringoscopio o endoscopio en cavidad oral para lograr observar la epiglotis. Luego, es conveniente introducir primero un estilete de madera o acero delgado y largo y sobre él se deslizará la sonda, avanzándola suavemente, por último se retira el estilete, y se ajustará la sonda (inflar la camisa) (52,62,81).

SEGURIDAD HUMANA

Los riesgos a los que está expuesta la gente que trabaja con fauna silvestre son básicamente de tres tipos: riesgo de daño físico, riesgo de exposición a agentes biológicos o a químicos (84).

Como regla general, nunca se debe manejar fauna silvestre estando solo (95,96). Antes de manejar un animal sedado hay que asegurarse de que verdaderamente lo está, dar una palmada cerca del oído del animal o darle una palmada leve (38,94,95). Recordar que los cérvidos son principalmente peligrosos por sus astas y, al igual que muchos ungulados, por sus patas, además de lo fuertes que pueden ser; así que se evitará colocarse en una posición vulnerable (95). También es importante estar familiarizado con el comportamiento de los animales (24).

La exposición a agentes biológicos se refiere a los agentes infecciosos que pueden afectar al hombre (zoonosis), los animales serán siempre manejados con precaución y sobre todo si se sabe que padecen alguna enfermedad zoonótica (93).

La exposición a agentes químicos, siempre que se utiliza un agente anestésico potente (principalmente los opioides o narcóticos) la posibilidad de que ocurra un accidente serio es real (94,95). Debido a que la realización de un procedimiento de contención puede ser llevado a cabo en lugares distantes de ayuda médica de emergencia, los usuarios deben siempre prevenir

accidentes y estar preparados para enfrentarlos cuándo se presenten (96).

Los principales lineamientos para prevenir accidentes son: Revisar los procedimientos de seguridad y emergencia. Prevenir al hospital cercano de los fármacos y cantidades usadas. El personal debe estar capacitado para dar resucitación cardio-pulmonar (CPR), respiración artificial (AR) y primeros auxilios en general. Disponer de un estuche de primeros auxilios. Conocer los efectos de intoxicación para reconocer un problema al presentarse. Rotular jeringas y frascos que contengan fármacos, mantenerlos adecuadamente tapados y dispuestos en orden (siempre se mantendrá al antídoto junto al fármaco anestésico). Los lineamientos de emergencia deben estar fijos en la caja que contenga al fármaco. Usar guantes quirúrgicos mientras se maneje narcóticos potentes. Los dardos cargados con fármaco y los usados deben ser llevados por separado en contenedores irrompibles y resistentes al agua. No sujetar las agujas con la boca. No disparar en condiciones adversas (maleza espesa, viento fuerte, lugares públicos). Todos los esfuerzos razonables deben ser hechos para localizar y recuperar cualquier dardo lleno o vacío que sea disparado. Contar con los antagonistas específicos para humanos (33,35,84,94,95,96).

Los fármacos solos o combinados pueden tener un efecto letal directo o producir la llamada "toxicidad conductual" (puede ser definida como el estado de alteración de la mente que tiene el potencial de conducir a acciones peligrosas o irresponsables) (83). A continuación se mencionan los signos y primeros auxilios en casos de intoxicación con fármacos utilizados para la contención química de fauna silvestre.

A) Narcóticos (opioides), los humanos somos particularmente sensibles a estos fármacos una cantidad tan pequeña como 0.1

miligramos de etorfina puede ser fatal, el carfentanil y A3080 son más potentes (33,37,94,95). Los síntomas de intoxicación son los siguientes, vértigo, náuseas, ataxia, miosis (pupila contraída, en punta de alfiler), colapso (hipotensión y coma con hipoventilación) y muerte. Con dosis muy altas, los síntomas suelen desarrollarse demasiado rápido (83,94,95). Los narcóticos pueden ser absorbidos a través membranas mucosas. En caso de escurrimiento en la piel intacta o en membranas mucosas (p.ej., oral, conjuntival, etc.) se deberá enjuagar abundantemente a chorro de agua y mantener al paciente en observación y aplicar antagonistas en caso necesario (94,95,96). En caso de que el fármaco sea inyectado accidentalmente (p.ej., al pincharse con la aguja) es más probable que se presenten los signos, el individuo será mantenido en observación y si desarrolla los signos se procederá como sigue: Mantener las vías aéreas libres, aplicar CPR o RA si es necesario. Llamar al hospital informando que el paciente está siendo trasladado y el tipo de fármaco inyectado. Administrar el antidoto, 25 mg de Naloxona por cada miligramo de narcótico inyectado, o si no se sabe la cantidad, aplicar 2 mg, administrarlo lentamente preferentemente vía intravenosa, u opcionalmente en la base de la lengua o intramuscular (puede ser mejor aplicar primero por vía IM y luego, con ayuda, por vía IV). El antidoto puede ser repetido en 3-5 mn si los signos persisten (94,95,32). En caso de no contar con naloxona, usar otro antagonista, como la diprenorfina, si se conoce la cantidad de narcótico inyectado aplicar la misma cantidad de diprenorfina (33,95) o a dosis de 0.1 mg cuando no se conoce la cantidad de narcótico (hay que recordar que la diprenorfina posee efectos agonistas). Otros antagonistas potencialmente utilizables, en casos de emergencia, son ciprenorfina, nalorfina o naltrexona (33). Estudios recientes han mostrado que altas dosis de naloxona pueden ser peligrosas en niños (95).

B) Ciclohexaminas (ketamina, tiletamina y fenciclidina), los efectos de tiletamina en humanos no se conocen y, en general, se considera más potente que la ketamina (32). La toxicidad conductual que se produce por pequeñas dosis de estos fármacos es potencialmente más riesgosa que la anestesia total, y puede resultar en automutilación, agresión o desorientación o suicidio (32,94,95). Los tranquilizantes pueden usarse para combatir estos efectos y también es útil administrar diuréticos y acidificantes de la orina para ayudar a eliminar estas drogas. El paciente se mantendrá envuelto con una manta y en un lugar quieto y con luz tenue (95); los efectos, generalmente, pasan en una hora (32).

C) Agonistas alfa-2 adrenérgicos (xilazina, detomidina, medetomidina), reportes recientes indican que dosis altas de estos fármacos son probablemente letales en humanos y pequeñas dosis causan toxicidad conductual (32,46). La xilazina es bastante estable al calor y por lo menos un incidente ha resultado por el consumo de carne de un wapiti sedado con xilazina antes de morir (94,95). Experimentalmente se ha aplicado medetomidina y su isómero dexmedetomidina (120 y 75 microgramos respectivamente, vía IV) a humanos voluntarios, ambos fármacos fueron bien tolerados (33). No hay antagonista alfa-2 adrenérgicos autorizados para su uso en humanos, aunque Tolazoline lo está para otros propósitos (32); también se ha probado el Atipamezole (dosis de 100 mg/IV) en voluntarios sin mostrar efectos adversos (33).

D) Bloqueadores-neuromusculares (nicotina, succinilcolina, gallamina), en general, este tipo de fármacos ha dejado de utilizarse para la captura animal. Dosis de 50mg de nicotina son fatales. Los signos de intoxicación incluyen espasmos musculares,

parálisis de brazos, piernas y cuello, y en grandes dosis parálisis respiratoria; así que el soporte respiratorio del paciente es esencial (94,95).

PROBLEMAS MÉDICOS.

Muchos problemas médicos se pueden presentar durante la contención de los animales silvestres, desde "simple" estrés hasta muerte por choque neurogénico u otras causas. A continuación se describen, de manera general, los problemas reportados con mayor frecuencia.

1. Problemas debidos al estrés.

El estrés puede ser definido como el efecto producido por eventos externos (físicos o medioambientales) o por factores internos (fisiológicos o psicológicos) referidos como estresores, los cuales inducen respuestas homeostáticas, fisiológicas y de comportamiento más haya de lo normal, es decir, causan una alteración en el equilibrio biológico de un animal (8,64,83). El estrés primeramente se desempeña como un fenómeno adaptativo, encaminado a enfrentarse con el estresor, pero si la estimulación es intensa o prolongada puede inducir respuestas perjudiciales, agudas o crónicas, inclusive la muerte del animal (26,83). Entre los estresores físicos y medioambientales encontramos a los ruidos, movimientos u olores extraños, calor, frío, presión o estiramiento de músculos o tendones, etcétera, y el efecto de químicos o drogas. Entre los fisiológicos y psicológicos están el miedo, ansiedad, cólera o incluso frustración -un animal contenido puede frustrarse por no poder luchar o escapar- (8,26,64,68,83).

En general, la respuesta a los estresores se da de tres maneras, cada una relacionada con ciertos problemas en particular:

a) **Respuesta motora voluntaria**, puede incluir evitación, forcejeo, agresión, intento de escape, carrera, vocalización, ocultamiento, etcétera (8,12,13,26). En esta fase, el animal puede sufrir, principalmente, **traumatismos o daño físico** de distinta intensidad, como son laceraciones, contusiones, concusiones, quemaduras por cuerdas, torceduras, o hasta fracturas de miembros, cráneo, columna vertebral, etcétera (28,68,95). Se debe evitar la persecución de los animales. Varios trabajos han demostrado que este tipo de problemas ocurre con mucho menor frecuencia cuando se utiliza contención química, en comparación con la contención física (54,85).

b) **Reacción de alarma o de "lucha-huida"** (respuesta vía médula adrenal-sistema nervioso simpático; respuesta adrenérgica).- la estimulación del SNC resulta en la estimulación de la médula adrenal y la liberación de epinefrina, norepinefrina y encefalinas. Es una respuesta inmediata caracterizada por un fuerte gasto de energía para acelerar y aumentar la fuerza de contracción cardíaca; hay vasodilatación en cerebro, músculo y pulmones; vasoconstricción periférica y del tracto digestivo; aumenta la presión sanguínea y la concentración de glucosa en sangre; externamente se observa piloerección, levantamiento de las orejas, pupila dilatada, etcétera (8,13,26,83,87).

De acuerdo a lo anterior, durante la contención la necesidad de energía aumentará, si las reservas energéticas del animal no son capaces de restituir el nivel de glucosa sanguínea es posible que resulte **choque hipoglucémico**. Esta situación es más probable de ocurrir en animales malnutridos, con las reservas de glucógeno agotadas. El signo característico de hipoglicemia es la tetania, de leve hasta convulsiones, lo cual es resultado de la hipoxia en sistema nervioso central, por falta de glucosa, y si la anoxia

cerebral persiste es capaz de causar la muerte del animal. La terapia consiste en administrar glucosa (10-50 %) y epinefrina (solución 1/10000, 0.5 a 1.0 ml/kg a grandes animales y 1ml/10 kg para pequeños animales, incluyendo venados) (8,28).

En algunos animales, bajo estimulación intensa, la respuesta colinérgica sobrepasa a la adrenérgica; en general, la respuesta colinérgica tiene efecto "opuesto" a la adrenérgica, causando la caída de la presión sanguínea y disminución de la frecuencia cardiaca (28,87). En humanos usualmente este efecto es transitorio, pero en animales es frecuente que avance hacia paro cardiaco y muerte (*bradicardia colinérgica o síncope fatal*). Difícilmente se detectará a tiempo a la bradicardia colinérgica, pero se intentará bloquear con sulfato de atropina a dosis de 0.045 mg/kg de peso vía IM, SC o IV (28,62,87).

c) *Respuesta a mediano o largo plazo* (vía hipotalamo-adenohipófisis-adrenocortical).- cuando la situación estresante persiste, la estimulación continua de la corteza adrenal causa una producción excesiva de cortisol (hay hiperfunción adrenocortical). Los signos de este problema son bien conocidos en el hombre, perro y caballos y es posible que se presenten en otras especies, pueden incluir atrofia muscular (debilidad, temblores, atrofia de músculos temporales), abdomen penduloso, pérdida de peso, deficiencias inmunes (susceptibilidad a enfermedades, fallas en la vacunación, eosinopenia, linfopenia, neutrofilia), alopecia bilateral, desarrollo de úlceras gástricas, entre otros (8,26,83).

Por otra parte, el estrés prolongado e intenso también puede derivar en *atrofia o insuficiencia adrenocortical*; la falta de mineralocorticoides aumenta mucho el nivel de potasio sérico, resultando en bradicardia y bloqueo cardiaco. Un animal con *atrofia adrenocortical* puede no tolerar el ejercicio o cualquier

otro estresor más, pues posiblemente disparen un cuadro de choque fatal (28,31).

2. Miopatía por captura y problemas relacionados.

La miopatía por captura también es llamada miopatía por estrés, rabdmiolisis por ejercicio, enfermedad por sobre esfuerzo, entre otros nombres. El término miopatía describe degeneraciones no inflamatorias del músculo esquelético, histopatológicamente hay degeneración hialina de las fibras musculares (8,28).

Miopatía por captura (MC) ha llegado a ser un término de aceptación común para referirse a numerosos síndromes interrelacionados que causan debilidad y/o muerte en animales silvestres durante o después de ser contenidos (8,28,95). La MC es reportada en todo el mundo en numerosas especies de mamíferos y aves; en Norteamérica es reportada en muchos ungulados silvestres (83,95). Se presenta tanto en animales cautivos como en los de vida libre y tanto con la contención física como con la química (28,83).

Distintos factores predisponentes son capaces de desencadenar el síndrome de MC, entre los cuales están el miedo, sobreexcitación, hipertermia, manejo repetido, transportación prolongada, músculos tensos en una posición no acostumbrada (causa hipoxia muscular), tensión muscular constante, y probablemente la deficiencia de vitamina E y selenio, etc. (8,28,36,47,83). La MC es asociada con el agotamiento de los mecanismos fisiológicos normales que proveen la energía para escapar; estos mecanismos se agotan a tiempos variables dependiendo del tipo de factor(es) predisponente(s) (83,95). En uno de los más recientes reportes de miopatía por captura, ésta es descrita en 4 síndromes: S. de choque por captura, S. de

ataxia mioglobinúrica, S. de ruptura muscular y S. peragudo retardado (83).

El **síndrome de choque por captura** puede ser observado durante la contención o poco después de esta (usualmente 1 a 6 horas postcaptura). Como se mencionó antes, la reacción de alarma causa un incremento en la presión sanguínea debida a vasoconstricción periférica (específicamente a nivel pre y postcapilar), pero si esta respuesta se prolonga, las arteriolas (nivel precapilar) se hacen refractarias al estímulo, se relajan y causan el incremento de la capacidad vascular y consecuente disminución de la presión sanguínea y del retorno venoso, disminución del rendimiento cardiaco y, al mismo tiempo, la distribución de nutrientes (oxígeno y glucosa) y la remoción de productos de desecho son inadecuados; las vénulas a nivel postcapilar se mantienen contraídas por ser más resistentes al agotamiento (83,95). El metabolismo anaerobio se instaura, provocando una alta concentración de piruvato y lactato, particularmente en músculo, hay acidosis local y luego metabólica (8,28,63,83,95). Así, en general, la hipoxia prolongada conduce a necrosis tisular, particularmente en hígado, pulmón, músculo esquelético y cardiaco, cerebro y riñón (83). Los signos típicos de choque incluyen membranas mucosas pálidas, depresión, enfriamiento de miembros, flaccidez muscular, coma, aumento de frecuencia respiratoria, pulso rápido y débil, pupilas dilatadas y disminución de temperatura corporal (28,83). Si la acidosis es severa y/o en caso de que se presente anoxia cerebral, se pueden presentar convulsiones (28). Las enzimas séricas aspartato aminotransferasa (AST), creatininfosfoquinasa (CPK) y lactato deshidrogenasa (LDH) aumentan su nivel normal (8,19,36,83).

Síndrome de ataxia mioglobinúrica, probablemente es la forma que ocurre con mayor frecuencia, puede ser notado varias horas o días postcaptura. La patogénesis de éste síndrome es en realidad

una continuación del síndrome de choque por captura; como se mencionó, hay lesión renal, la cual consiste en necrosis tubular, uremia, falla renal, y posiblemente muerte del animal. Además, la excesiva necrosis muscular resulta en una elevada mioglobinuria, acentuando el daño renal. Los signos de este síndrome pueden incluir ataxia, tortícolis y mioglobinuria (8,36,83).

Síndrome de ruptura muscular, las grandes masas musculares sometidas a un esfuerzo máximo o prolongado pueden sufrir daño celular directo (95). Se reporta que la localización de la ruptura es frecuentemente en los músculos gastrocnemios, o bien en otros como el subcapsularis, glúteos, semitendinoso y semimembranoso. Los signos suelen presentarse de 24 a 48 horas postcaptura, y si involucra al gastrocnemio, se manifiestan por marcada inclinación de los cuartos traseros e hiperflexión del corvejón; muchos animales con este síndrome mueren, aun después de varias semanas. La causa primaria de muerte es el desbalance electrolítico, acidosis y toxemia debida a la necrosis muscular masiva (8,36,83).

Síndrome peragudo retardado, se presenta en animales que han estado en cautiverio por lo menos 24 horas, los cuales parecen normales, mientras no sean estresados intensamente, pues cuando esto ocurre el animal trata de escapar, pero se detiene súbitamente, permanece quieto un momento, luego sus pupilas se dilatan y muere en minutos (83). Se piensa que este cuadro se puede desarrollar en animales que padecieron de miopatía y que sobrevivieron, pero quedando debilitados (p.ej., por lesión cardiaca o renal), de tal manera que al iniciar una nueva reacción de alarma se desencadena un cuadro de **fibrilación ventricular** (8,28,83,87,95). La única terapia efectiva es la estimulación eléctrica con un defibrilador. El cuadro de muerte súbita durante la captura es poco frecuente (28).

La **hipertermia** (golpe de calor) es un estado muy favorable para la presentación de miopatía. Por una parte, incrementa el consumo de oxígeno resultando en daño hipóxico; por otra parte, cuando la temperatura corporal excede los 41 grados centígrados inicia un proceso de degeneración celular y necrosis, particularmente en tejido cerebral, hepático y muscular. Adicionalmente, la salida de potasio de eritrocitos lisados y/o músculo dañado, causa hipercalemia posible inductora de falla cardíaca (8,95). El tratamiento consiste en aplicar agua fría o nieve de hielo en la cabeza, cuello y área inguinal del animal (95); incluso "duchar" o introducir al animal en agua (8,36); aplicar enemas con agua fría, analgésicos y fluidos endovenosos⁹⁾. Si el animal fue contenido químicamente, si es posible, revertir el efecto del fármaco utilizado (aplicar el antagonista) (36,95).

En general, el tratamiento de la miopatía se encamina a corregir el desequilibrio electrolítico, falla circulatoria, acidosis e hipoxia; así que está indicada la terapia de fluidos (p.ej., solución lactato-Ringer) y disminución de la acidosis (sol. de bicarbonato de sodio, aplicar de 4 a 6 mEq/kg); oxigenoterapia (preferentemente con sonda endotraqueal); reducción del dolor con analgésicos (p.ej., flunixin de meglumine 1-2.2 mg/kg); los corticosteroides, en general, son indicados en estados de shock, por ejemplo, se puede utilizar dexametasona o flumetasona (8,28,47,75,83).

Las medidas preventivas son fundamentales, hay que evitar cualquiera de los factores predisponentes mencionados. Si la incidencia de miopatía por captura es mayor o igual a 2 %, las técnicas y protocolo de captura deben de ser reevaluados (83).

⁹⁾Comunicación personal: Fernando Gual Sill,
Zoológico de Chapultepec.

3. Regurgitación.

La regurgitación es definida como la expulsión del contenido ruminal a través de la boca y nariz; puede ocurrir tanto con la contención química como con la física. Es un problema importante porque el contenido ruminal llega a pasar a la tráquea favoreciendo la broncoaspiración y la presentación de hipoxia o anoxia, incluso asfixia o hasta infección traqueal o pulmonar (neumonía gangrenosa); además la estimulación de la mucosa traqueal podría desencadenar un cuadro de bradicardia colinérgica. Las medidas preventivas de regurgitación ya fueron mencionadas. Si ocurre regurgitación deberá mantenerse la cabeza del animal hacia abajo para drenar el material regurgitado, enjuagar la boca y colocar el tubo endotraqueal, si no estaba puesto, para prevenir aspiración si ocurre de nuevo. Desde luego, está indicada la antibioterapia (28).

4. Timpanismo.

Es la sobredistensión del rumen o intestinos, ya sea por formación excesiva de gas o por incapacidad del animal para eructar normalmente. Tal distensión resulta en la incapacidad de expansión normal de los pulmones, consecuentemente hay anoxia, causa directa de la muerte si no se corrige el problema. Se previene de manera similar a la regurgitación y también es conveniente colocar una sonda gástrica. Además de la distensión ruminal, se puede observar disnea marcada, cianosis y pulso acelerado. Si la distensión es rápidamente detectada es conveniente la evacuación rápida del gas; si la distensión ha sido prolongada, la presión intraabdominal deberá reducirse lentamente. En casos de emergencia es necesario troquerizar (28).

3. Reciclamiento del fármaco.

Como su nombre lo indica, el reciclamiento del fármaco consiste en que un animal que aparentemente se había recuperado de los efectos del fármaco de contención (después de aplicar el antagonista), vuelve a mostrar signos que varían de ligera a profunda sedación o hasta excitación marcada. Así, el animal está expuesto nuevamente a desarrollar muchos de los problemas médicos antes descritos (p.ej., regurgitación, hipertermia, miopatía) y además queda vulnerable al ataque de predadores (si se liberó en el campo) o al de animales agresivos de su misma especie (2,33,84).

Varias teorías han sido planteadas para explicar la presentación de este problema; entre ellas las siguientes: a) Muchos opioides agonistas tienen una vida media larga, p.ej., el carfentanil, en tanto que los agonistas suelen ser de vida media corta, de tal manera que la acción del agonista puede restablecerse después de haber sido metabolizado el antagonista. Además el agonista podría tener un "mayor tiempo de acción" al estar siendo liberado de los depósitos de grasa, después de terminada la acción del antagonista; b) Subdosificación de antagonista, si la dosis de antagonista es inferior a la adecuada, los efectos del agonista sólo son revertidos parcial o temporalmente; c) Reactivación del antagonista o sus metabolitos, la mayoría de los antagonistas narcóticos opioides (excepto naltrexona y naloxona) tienen propiedades agonistas; si se sobredosifican probablemente se manifestarán signos de renarcotización; también se ha demostrado que hay diferencias de especie en cuanto a su respuesta a los antagonistas; d) EL rumen funciona como una "trampa" que atrae a los fármacos opioides, y luego son reliberados en la circulación sanguínea (2,33,84); e) Los narcóticos son metabolizados en el hígado, por lo que existe una recirculación enterohepática que podría influir en la presentación de signos (renarcotización)

debido a este ciclo ⁹. La renarcotización puede ocurrir en un periodo tan corto como 2 horas o tan largo como 72 horas posteriores a la contención química. Si es necesario, una dosis adicional de antagonista suele corregir el problema (33).

Por otra parte, es posible que éste problema se presente también al utilizar fármacos no opioides, principalmente cuando se emplean antagonistas para revertir su efecto, por ejemplo, se ha reportado la ocurrencia de resedación al utilizar benzodiacepinas y agonistas alfa2-adrenérgicos (39,40,46).

FARMACOS UTILIZADOS EN LA CONTENCIÓN QUÍMICA DEL VENADO COLA BLANCA.

FENOTIACINAS.

ACEPROMACINA.

La acepromacina se caracteriza por ser un potente agente tranquilizante el cual deprime al SNC, produce relajación muscular y reduce la actividad espontánea, además posee propiedades antieméticas, anticonvulsivas, hipotensivas, hipotérmicas, y analgésicas (62,87,90,94,95). No es recomendable la utilización de acepromacina como agente único para realizar la contención, pues los animales tranquilizados pueden excitarse al ser estimulados (27, 62,87,90). Para ruminantes silvestres la dosis indicada es de 5 mg para animales de menos de 75 kg y de 10 a 25 mg para animales de 75 a 500 kg, la inducción ocurre en 15-20 mn y el efecto dura varias horas (90). Cabe mencionar que para ruminantes domésticos la dosis es de 20-40 mg para 450 kg de peso,

⁹Comunicación personal: Fernando Guai Sill,
Zoológico de Chapultepec.

vía intramuscular, y de 5-10 mg también para 450 kg por vía intravenosa, los efectos duran de 2 a 4 horas (62). Las combinaciones más usuales de la acepromacina son con etorfina, ketamina, y fenciclidina; con las dos últimas se pretende aprovechar las características de relajación muscular de la acepromacina. Con la etorfina se intenta reducir los efectos excitatorios del narcótico (27). Sin embargo, la combinación de acepromacina, y otros derivados de la promacina, con etorfina es ideal sólo en algunas especies de cérvidos, en muchas no lo es; por ejemplo, se reporta que da buenos resultados en el sika (*Cervus nippon*) y en el ciervo rojo (*Cervus elaphus*), pero está contraindicada en el gamo debido a que comunmente provoca hipertermia y depresión respiratoria (45).

Promacina. se reporta la utilidad de éste fármaco administrado en el alimento de ruminantes silvestres, para tranquilizarlos cuando son introducidos por primera vez al cautiverio, al cambiarlos a un encierro nuevo, o para facilitar su manejo, por ejemplo, cuando el animal va a ser encajonado por la tarde y transportado (9,90). Wallach y Fowler indican que la dosis de promacina en ruminantes silvestres usualmente es dos a tres veces la dosis utilizada en bovinos del mismo tamaño (9,90). Se reporta una dosis de 0.5 a 1.0 mg/kg, por vía intramuscular, como tranquilizante (90). Por otra parte, Plotka y col., en un estudio para medir los niveles de progesterona en el venado cola blanca, utilizaron la combinación ketamina-promacina a dosis de 500-700 mg y 50-200 mg respectivamente, por vía intravenosa (primero se contuvo manualmente a los animales), no indican el peso de los venados, únicamente señalan que eran hembras adultas gestantes y que eligieron tal combinación porque la utilizan comúnmente para el manejo de los animales en la estación de investigación donde se realizó el ensayo (71). Contradictoriamente, en el trabajo de

Dávalos se indica que la promacina no produce efecto alguno en el venado cola blanca (13). La utilización de fenciclidina con promacina se describe más adelante.

Cabe señalar que únicamente los fenotiacínicos están autorizados por la Food and Drug Administration (FDA) en bovinos. Estos fármacos pasan a la leche, así que no deberá consumirse en varias ordeñas y la carne en no menos de 3 días (86).

BARBITÚRICOS.

PENTOBARBITAL SÓDICO.

Plotka y col., en el estudio mencionado antes (ver promacina), reportan la utilización de pentobarbital sódico para contener un grupo de venados cola blanca (hembras adultas gestantes) empleando una dosis total por animal de 1,950 mg por vía intravenosa, no se mencionan más datos de la anestesia, únicamente señalan que es un fármaco que utilizan para anestesiarse a los animales para toma de radiografías del feto durante la mitad de la gestación (71). Jones, reporta para venados la utilización de xilazina sola como premedicación a anestesia quirúrgica con barbitúricos, pero menciona que tal procedimiento podría ser solamente probable en animales tranquilos (por ejemplo, de zoológico o de colecciones privadas) cuando la dosis de xilazina sería relativamente baja (45). La dosis general de pentobarbital indicada para ruminantes domésticos es de 22-30 mg/kg por vía intravenosa, la duración del efecto es de unos 30-60 mn y la recuperación completa tarda de 6 a 18 horas. Este fármaco atraviesa la barrera placentaria, deprime la respiración fetal y produce alta mortalidad si se utiliza en operaciones cesáreas. Su uso sólo está autorizado por la FDA para perros y gatos (62,87).

Es importante recordar el manejo general para aplicar este tipo de fármacos, su administración es exclusivamente

intravenosa, pues son muy irritantes por otra vía; se aplica aproximadamente la mitad de la dosis calculada a velocidad moderada para rebasar lo más pronto posible la fase de excitación; se debe esperar por lo menos un minuto para permitir que el fármaco cumpla su efecto total y poco tiempo después se aplica lentamente en pequeñas cantidades durante 2-4 mn observando los reflejos hasta lograr la profundidad anestésica deseada (86).

BENZODIACEPINICOS (AGONISTAS Y ANTAGONISTAS).

En los rumiantes producen un estado de hipnosis profunda (46,86). En individuos sanos de varias especies, a los que se aplicó únicamente benzodiacepinas llegaron a mostrarse excitados y beligerantes; esto es poco frecuente en rumiantes en los cuales la "mirada perdida" y pupila dilatada pueden ser los únicos efectos de excitación; asimismo, durante la recumbencia la salivación puede ser copiosa (46,62). En rumiantes producen mínima depresión cardiovascular y respiratoria, por lo cual pueden ser más seguras que los alfa2-agonistas o que los derivados fenotiacínicos en animales debilitados, que presentan hemorragias o con otras alteraciones hemodinámicas (46,62). No obstante, el diacepam, si está mezclado con propilen glicol, puede producir bradicardia y arresto cardiaco si se administra rápidamente por vía intravenosa (62). Por otra parte, este tipo de fármacos cruzan la barrera placentaria y los niveles en el feto pueden ser tan altos como en la madre, pero posiblemente esto sea menos acentuado en el caso del midazolam (46). En el humano producen amnesia del periodo perisodativo, un efecto altamente deseable en caso de ocurrir en los animales (46). En contraste con otros tranquilizantes (p.ej., fenotiacinas y xilazina) la respuesta refleja simpática se mantiene intacta y,

a diferencia de la xilazina, producen estimulación del apetito (46,87,95). Las benzodiazepinas son principalmente utilizadas en combinación con opioides o ciclohexaminas, para realzar y mejorar la calidad de la contención química (46,62); pero, cuando esto se haga, se tendrá en cuenta que no reducen el requerimiento de opiáceos o de ciclohexaminas tanto como lo hacen los alfa2-agonistas (46), pero sí reducen el de los barbitúricos, aproximadamente a la mitad (87). Hay que recordar que químicamente, las benzodiazepinas son incompatibles con muchos de los agentes inmovilizantes (es decir, de contención química) y no deben mezclarse con ellos en la misma jeringa o en soluciones intravenosas (35,62,87).

DIACEPAM, en solución contiene propilen glicol y alcohol etílico, siendo irritante y doloroso, y pobremente absorbido cuando se aplica por vía intramuscular, lo que limita su utilización para administrarlo por medio de dardos (46,87). Así, su mayor uso es como anticonvulsivo (vía intravenosa lenta) o como preanestésico en animales excitados. A dosis elevadas, puede producir ataxia transitoria por la relajación muscular acentuada (27,87). Jones indica que diacepam por vía oral tiene valor, principalmente, para venados de zoológico o de laboratorio, ya sea para calmarlos antes de un procedimiento de manejo menor o para transportación; sin embargo, la respuesta es muy variable incluso en el mismo individuo en diferentes ocasiones (45). Del mismo modo, se indica que diacepam oralmente es de utilidad en la cría manual (o artificial) de pequeños rumiantes silvestres, siendo los periodos de inducción y recuperación de 1-2 horas y de 12 horas respectivamente; en este caso, reportan dosis de 10-30 mg/kg de peso corporal (90).

Es oportuno mencionar la dosis intravenosa de diacepam indicada para vacas, 0.5 mg/kg, resulta en postración en 2 mn (87).

Antagonistas benzodiazepínicos, el Flumazenil (Lanexat-Lab. Roche) por mucho tiempo ha sido usado en humanos para revertir los efectos sedantes o paradójicos de las benzodiazepinas (35,46,50,77). Han sido realizados pocos estudios de la utilidad de flumazenil en animales; en algunas especies se han utilizado dosis de 2.5-5.0 mg/kg, pero ensayos más recientes indican que dosis mucho menores bloquean los efectos de sedación e hipnosis ; en ovino se reportan dosis de 1.0 mg de flumazenil por infusión intravenosa en un minuto (como regla, su aplicación debe ser intravenosa lenta), con lo que el animal se incorporó e inmediatamente comenzó a comer (46). Es un fármaco muy seguro, en humanos y animales el índice terapéutico es alrededor de 3000 (46). La vida media de flumazenil es de 1-3 horas, y puede observarse reeducción en los animales, principalmente si se utilizaron agonistas benzodiazepínicos de larga acción como el diazepam y el midazolam, una nueva dosis de antagonista suele bastar para corregir el problema (46,50). A la fecha el uso veterinario de flumazenil ha sido limitado, pero no hay razón por la que no pueda ser empleado en cualquier situación para revertir el efecto de las benzodiazepinas (35,50).

ZOLACEPAM-TILETAMINA (Zoletil-Lab. Virbac, Telazol-Lab. A.H. Robins). Ambos fármacos solamente están disponibles en combinación (proporción uno a uno), los dos son metabolizados, principalmente, por el hígado y los derivados inactivos eliminados por la orina. El zolacepam es una benzodiazepina y posee las características típicas mencionadas anteriormente, pero se dice que sus propiedades anticonvulsivas son 2 a 3 más que las benzodiazepinas básicas (por ejemplo, el diazepam) y produce muy rápida relajación muscular (99,80). La tiletamina es una ciclohexamina considerada más potente que la ketamina (90,99).

Produce inducción rápida, pero puede haber excitación; profunda analgesia; los reflejos laríngeo y faríngeo, corneal, auditivo, pedal y palpebral son retenidos; hay depresión respiratoria; produce poco efecto en el sistema cardiovascular (aun a altas dosis); usada sola no provee una buena relajación muscular para procedimientos quirúrgicos; el periodo de recuperación es prolongado; puede inducir contracciones convulsivas en algunos animales (27,35,90,94,95,99).

La combinación tiletamina-zolacepam es complementaria y sinérgica, el efecto anestésico y analgésico es potencializado, habrá una buena relajación muscular y se evitan las convulsiones o la excesiva agitación durante la inducción (90,94,95,99). Los párpados generalmente permanecen abiertos y los reflejos mencionados persisten aún en anestesia profunda, dificultándose la evaluación del plano anestésico quirúrgico (80,95,99); el mejor método de evaluación de la profundidad de la anestesia con este compuesto es monitorear al paciente para determinar la respuesta conciente a estímulos propioceptivos (80). El periodo máximo de anestesia se logra en por lo menos 10 mn (99). Se dice que el efecto de esta combinación de fármacos es diferente en hembras y machos de algunas especies, y en hembras en diferentes estados reproductivos (80).

Las dosis y concentraciones que se mencionan a continuación son expresadas en miligramos (mg) de producto comercial (Zoletil o Telazol), y tomando en cuenta que, en ambos, casos cada miligramo contiene 0.5 mg de tiletamina y 0.5 mg de zolacepam.

Wallach reporta dosis de Telazol de 1.5-10 mg/kg de peso corporal para obtener inmovilización del venado cola blanca, asimismo comenta que para artiodáctilos una dosis de 4-6 mg/kg puede ser adecuada para contener animales y dosis de 6-10 mg/kg para anestesia (90). En general, distintos autores coinciden en que dosis medias a altas producen un estado adecuado de anestesia

quirúrgica, incluyendo cirugías mayores como abdominal u ortopédica (80,99,95,90). En otros trabajos se reportan dosis, para el venado cola blanca, de 14 ± mg/kg (99); 1.1-8.9 mg/kg (54,80); 8.8-22 mg/kg (95), todas estas dosis son indicadas por vía intramuscular. Por vía intravenosa se reporta una dosis de 1.1-2.2 mg/kg para ruminantes domésticos (62); cabe mencionar que la vía oral solamente ha mostrado ser satisfactoria en primates (99). El periodo de inducción generalmente es de 4 a 6 mn (con un rango de 1-14 mn). El tiempo promedio de recuperación es de 2 hr, pero dependiendo de la dosis administrada y de la especie que se trate, varía de menos de 1 hora a más de 5 hr.

Los datos anteriores son indicativos del margen de seguridad del producto y de la variabilidad en la respuesta de los individuos. Pruebas en distintas especies han mostrado que tiletamina y zolacepam no son mutagénicos, teratogénicos o embriotóxicos (99). Sin embargo, quizá el uso de esta combinación en operaciones cesáreas podría ser problemático pues cruzan la barrera placentaria e inducen anestesia del feto (46,99). En el perro, el índice terapéutico de zoletil fue estimado en 10; desde luego este dato puede variar para otras especies, pero es indicativo de la seguridad del producto (99).

Por otra parte, aunque se pueden dar dosis adicionales para prolongar la anestesia, es mejor dar, desde un inicio, la dosis completa que se ajuste al tiempo requerido para el procedimiento, pues la calidad de la anestesia varía con dosis repetidas. Lo anterior ocurre porque cada componente de la mezcla es metabolizado y eliminado a distinta velocidad, así que con inyecciones subsecuentes la proporción de cada fármaco será diferente en el cuerpo del animal (80). Basados en los estudios en perros y gatos, una regla valiosa para administrar dosis adicionales del compuesto es dar la mitad o un tercio de la dosis inicial (80,99). Si se administra como premedicación a la

xilazina (0.22 mg/kg), en rumiantes, la dosis de telazol se reducirá a la mitad (62).

Los efectos colaterales comunes asociados a la combinación de tiletamina-zolacepam son: salivación excesiva, no obstante, como el reflejo deglutorio persiste, si el animal es mantenido con la cabeza levantada podrá tragarse la saliva (35,80,95,99); puede ocurrir depresión respiratoria principalmente si se utilizan altas dosis o si se aplica a animales debilitados (99); la taquicardia puede ser común, pero usualmente el gasto cardiaco es bueno (35,99); efectos poco comunes incluyen rigidez muscular, temores, vocalización, recuperación agitada, vómito, apnea, cianosis (94,95), y hay algunos reportes de campo que indican la presentación de efectos retardados (reciclamiento del fármaco) varios días posteriores a la administración (95).

No hay un antagonista para este compuesto, pero en perros se han probado 12 antagonistas potenciales y sólo el doxapram (Dopram V-Lab. A.H. Robins) fue efectivo para incrementar la frecuencia respiratoria y acortar el periodo de recuperación (80). Además, como se mencionó, el flumazenil es antagonista de las benzodiacepinas, pero no hay reporte de su utilización como antagonista de la combinación tiletamina-zolacepam, ni siquiera del zolacepam solo.

Zolacepam y tiletamina son compuestos inestables en solución y por ello son expedidos en forma de liofilizado, en proporción 1:1, y debe ser reconstituidos con agua inyectable para su administración. Lo anterior tiene la ventaja de que un mililitro de agua es capaz de diluir 500 mg de producto, obteniéndose una solución muy concentrada en un pequeño volumen, fácil de ser administrado por medio de dardos (80,99). La desventaja es que siendo poco estable la solución, después de 4 días a temperatura ambiente o de 10 en refrigeración habrá notable pérdida de sus propiedades anestésicas; sin embargo, algunos reportes indican la

utilización de una solución de zoletil (200 mg/ml) por varias semanas sin notarse una reducción en la eficacia (99).

Diacepam y zolacepam (como zoletil o telazol) son las benzodiazepinas hasta ahora reportados con cierta frecuencia en cérvidos, pero es interesante comentar que el midazolam (sintetizado hace unos años) se perfila como una alternativa para realizar procedimientos de contención, presentando las características de ser soluble en agua y miscible con otras sales, es efectivamente absorbido por vía intramuscular, causa menos dolor y menor daño tisular (en el sitio de inyección) que diacepam, y también puede ser aplicado intravenosamente. Otro análogo, el climazolam (Ro 21-3892 -Lab. Hoffman La-Roche) ha sido estudiado en Europa mostrando efectividad sedante en rumiantes domésticos (46).

ALFA2-ADRENERGICOS (AGONISTAS/ANTAGONISTAS).

XILAZINA.

Los alfa2-agonistas no producen una contención confiable cuando se usan solos. Los animales sedados con xilazina parecen estar dormidos, la estimulación durante la fase de inducción puede impedir una sedación óptima y si alguien se aproxima rápidamente a un animal semisedado éste puede despertar súbitamente, y como los mecanismos de defensa pueden no ser del todo abolidos, esto puede ser un serio riesgo para el operador (27,95). Asimismo, los estímulos auditivos pueden ser particularmente dañinos para el animal, así que el animal deberá mantenerse en un ambiente tranquilo y más aún después de aplicar el fármaco. Si bien los rumiantes son particularmente sensibles a la xilazina (62), suele haber apreciables diferencias entre individuos (45,73), por ejemplo, un venado criado artificialmente (lejos de su madre)

puede requerir sólo 1/10 de la dosis de xilazina necesaria para un hermano criado con su madre en un gran encierro (45).

Para la captura y reubicación, si se utiliza a la xilazina como agente único, en venados semidomesticados, se recomiendan dosis de 0.77-1.54 mg/kg, que pueden administrarse por medio de dardos (22,49,82,94,95). Venados de vida libre (en el campo) pueden requiere 2.2 mg/kg o más (95); en estos casos, Jones menciona dosis de hasta 8 mg/kg (45). Wallach recomienda, para el venado cola blanca, dosis de 0.5-1.0 mg/kg para sedación y de 3-4 mg/kg para inmovilización (90). Hsu y Schulaw hacen observar que la utilización de xilazina sola (emplearon dosis de 2.8+/-1.0 mg/kg, en el venado cola blanca puede ser impráctica, principalmente en animales de vida libre, pues el fármaco tarda en hacer efecto y el animal puede correr un largo trecho antes de "caer", y entre tanto podría ahogarse, o ser atacado por predadores(37). Por otra parte, xilazina, como agente único (a dosis de 200 a 400 mg) fue empleada para inmovilizar un grupo de venado cola blanca, fueron transportados bajo su influencia (no se administró antagonista), los venados se recuperaron normalmente (47); en otro estudio similar con 9 venados (dosis de aproximadamente 2 mg/kg) uno murió por hipertermia, el autor reporta que posiblemente fue debido a que era el último animal en ser transportado, estaba muy excitado y la temperatura ambiental era elevada (12).

No se reporta una dosis de xilazina intravenosa inicial para venados, pero para ruminantes domésticos, en general, se indica una dosis de 0.11-0.22 mg/kg para provocar decúbito (62).

La xilazina tiene un amplio margen de seguridad (hasta 8 veces la dosis efectiva); no obstante, ocasionalmente se reportan reacciones serias, por ejemplo, muerte aguda en equinos y bovinos (35). El efecto de la xilazina en el venado cola blanca, y en muchas otras especies, suele ser prolongado (35,94,95) y puede

permanecer sedado de 22 a 252 minutos (mn) con dosis de 0.89-1.49 mg/kg; los venados hipersensibles, con dosis de 0.34 mg/kg, han permanecido en recumbencia periodos de 300 a 420 mn (73).

Ha sido cuestionado el grado de analgesia logrado con la xilazina sola, y en opinión de varios autores, si se realiza cirugía deberá aplicarse analgesia local para suplementar en efecto de la xilazina (35,86). Asimismo, en general, se considera que el efecto analgésico de la xilazina solamente es efectivo de 10 a 30 mn y se evitara cualquier procedimiento doloroso después de transcurrido tal periodo (27,62,94,95).

Los principales efectos colaterales incluyen: depresión cardiovascular, bradicardia y depresión parcial atrio-ventricular; depresión respiratoria; ocasionalmente tremor muscular; disminución de la motilidad intestinal, predisponiendo a regurgitación y aspiración del contenido ruminal y a timpanismo; causa contricción uterina y no es recomendable su utilización en la última fase de gestación, puede producir parto prematuro o incluso en fases iniciales podría impedir la implantación del cigoto (14,35,46,62,95). No obstante, en un estudio realizado en venado cola blanca (hembras gestantes), cada animal fue contenido 10 ocasiones a lo largo de 4 meses, con una combinación de xilazina-ketamina (1.7 mg/kg y 5.07 mg/kg respectivamente) y revertido con yohimbina o tolazoline; no hubo efecto aparente en la presentación de aborto o en la sobrevivencia de los cervatos (14). Los agonistas alfa2-adrenérgicos afectan al sistema termoregulador y el animal puede desarrollar hipertermia o hipotermia según las condiciones medioambientales inmediatas y quizá este efecto persista después del periodo de sedación (46,50). La xilazina también produce diuresis, hematocrito reducido y anorexia por varios días(62,91).

Antagonistas alfa2-adrenérgicos. El más conocido y empleado hasta ahora es la yohimbina, la cual ha sido

ampliamente estudiada en cérvidos. Así, para cérvidos se recomienda una dosis de 0.1-0.2 mg/kg, por vía intravenosa, en 2 a 10 mn se comienza a revertir los signos y en 10 a 20 mn se puede levantar (27,73,82,98). A diferencia del antagonista benzodiacepínico y de los recientes antagonistas opioides, que virtualmente no poseen efectos farmacológicos cuando se administran solos, la yohimbina produce efectos cardiovasculares y en el comportamiento, y aunque los efectos colaterales son poco comunes, pueden presentarse algunos como somnolencia, excitación o depresión, temores, o diarrea (37,46,49). Por otra parte, comúnmente los antagonistas alfa2-adrenérgicos (similarmente a otros antagonistas) no sólo revierten el efecto sedante, sino también a los efectos colaterales de los agonistas, en este caso de la xilazina; indicándose, por ejemplo, que produce estimulación respiratoria, revierte el timpanismo, y la bradicardia (22,37,48,73). Cabe mencionar que, en un ensayo en el venado cola blanca, la anorexia producida por xilazina (se reduce la ingestión de materia seca en aproximadamente 40%, principalmente el primer día postinyección) no fue significativamente afectada cuando se combinó con ketamina, cafeína (cardioestimulante, broncodilatador y diurético moderado), ni cuando se antagonizó con yohimbina (23). La combinación de yohimbina con fisostigmina o con 4-aminopiridina, en opinión de algunos autores, es benéfica para revertir el efecto de xilazina, acortando el periodo de recuperación (73,82), y otros autores consideran que tales combinaciones no presentan ventajas sobre la utilización de yohimbina sola (35,95). La yohimbina esta indicada básicamente por vía intravenosa, pero se encontró un reporte indicando que a un venado cola blanca se le aplicó una parte por vía intravenosa y otra intramuscularmente, no señalan algún efecto adverso (55).

Los nuevos agentes antagonistas alfa2-adrenérgicos prometen ser más efectivos y producir menos efectos colaterales que la yohimbina. El atipamezole es el más potente, tiene una selectividad alfa2 de 8000 contra 40 o menos de la yohimbina e idaxozan, básicamente ha sido empleado para revertir el efecto de la medetomidina en varias especies y también ha mostrado efectividad para revertir la sedación de la detomidina en caballos y de xilazina en animales silvestres, ovino y bovino (35,39,40,46,50). La dosis recomendada de atipamezole en cérvidos, es de 1 mg por cada 8-12 mg de xilazina usada, administrado por vía intravenosa o dividida y proporcionada por vía intravenosa y subcutánea, éste último método puede ser más recomendado pues se reduce la posibilidad de que se presenten signos de re-sedación (39,40). El tolazoline, en venado cola blanca, se ha probado para revertir el efecto de xilazina (combinada con ketamina) y se sugiere una dosis de 2-4 mg/kg vía intravenosa y/o intramuscular. La yohimbina e idaxozan pueden revertir efectivamente el efecto de xilazina y detomidina, pero no son tan efectivos para la medetomidina (50).

XILAZINA-MEZCLA DE TOXICIDAD DISPERSA.

Téllez y col. reportan la utilización de una mezcla de toxicidad dispersa en el venado cola blanca (después de haberlo premedicado con 2-3 mg/kg de xilazina) para obtener anestesia quirúrgica. Se emplearon dos formulaciones: 1) 15 g de hidrato de cloral, 7.5 g de sulfato de magnesio, 3.3 g de pentobarbital sódico en solución, y 510 ml de agua destilada, esta fórmula se utilizó en tres casos; 2) La fórmula dos, es igual que la anterior, excepto el contenido de pentobarbital, en lugar de 3.3 g, se emplearon 0.62 g en solución comercial (Anestosal-Lab. Norden), se utilizó en un caso de anestesia. La mezcla se administró 5 minutos antes de iniciar la intervención quirúrgica, se dosificó a efecto. En

promedio se aplicaron 1.5 ml/kg de peso corporal, de la fórmula uno; de la fórmula dos se aplicaron en promedio 2.18 ml/kg, ambas por vía intravenosa. Los casos atendidos fueron reducción de fractura, reducción de prolapso uterino y rectal, y esplenectomía, reportan adecuada anestesia (que permitió el manejo quirúrgico en cavidad abdominal o del sistema músculo esquelético) con duración de 31 minutos y con excelente relajación muscular, la recuperación fue tranquila en 105 minutos. No se observó timpanismo, coincidiendo con lo reportado por Lumb (52), en relación a que no hubo timpanismo en venados no dietados sometidos a proceso de anestesia con base en una solución simple de hidrato de cloral (89).

MEDETOMIDINA, MEDETOMIDINA-KETAMINA.

Las propiedades de la medetomidina son básicamente las mismas que las de otros alfa2-adrenérgicos (ver xilazina) pero se caracteriza por ser más potente en sus propiedades sedantes y analgésicas, por lo cual ya ha sido usada (en combinación con ketamina) para la contención de una amplia variedad de mamíferos no domésticos. Los efectos colaterales también son similares, es decir cambios cardiovasculares, respiratorios, de la termorregulación, etcétera (5,35,39,40,50). En general, se dice que la intensidad y duración de la analgesia son dependientes de la dosis administrada (39). La medetomidina como agente único de contención sólo ha mostrado ser efectiva en algunas especies, por ejemplo, en el caribú semidomesticado, y en el zorro azul (Alopex lagopus); además se indica que en el caribú se han realizado procedimientos quirúrgicos menores bajo la sola influencia de medetomidina, y que se requiere de analgesia local para procedimientos mayores. En el venado cola blanca, se reporta que, al igual que en muchas especies, aun con dosis altas del fármaco solamente se obtuvo sedación y recumbencia, pero la

inmovilización fue incompleta (39,40). Similarmente a cuando se utiliza xilazina o xilazina-ketamina, la sedación con medetomidina es menos efectiva si durante la inducción hay disturbios (por ejemplo, ruido), y se recomienda que 2-5 minutos después de la recumbencia no se moleste al animal (35,39,40); una vez sedado, usualmente el animal no responde a los sonidos (35). La recuperación, aun si no se utilizan antagonistas, es rápida.

Para lograr mejores resultados en la contención del animal y seguridad del personal, la medetomidina se combina, preferentemente, con ketamina, lográndose periodos de inducción más cortos y con gran calma (35,39,40), la miorelajación es de buena a excelente, los animales no reaccionan al ser tocados, cambiados de posición, o a sonidos, la analgesia también se potencializa y al revertirse con atipamezole la recuperación también es rápida y mejor (hay menos signos de ataxia) (5,39). Pocos trabajos han sido realizados en especies no domésticas para determinar el efecto analgésico de la combinación medetomidina-Ketamina; pero se informa que se ha utilizado en procedimientos aparentemente dolorosos, incluyendo la colocación de clavo intramedular en fémur en una cabra alpina (Capra ibex) (39). Jalanka indica que la analgesia es suficiente para cirugía mayor (40).

Para cérvidos, la dosis de medetomidina usualmente es de 50-100 microgramos por kilogramo de peso corporal (mcg/kg), y los requerimientos de ketamina son: 1-2.5 mg/kg de peso corporal (39,40,50). La dosis de ketamina es notablemente baja, en comparación con la requerida cuando se combina con xilazina, y por lo tanto el volumen requerido también es menor y más fácil de administrar por medio de un dardo (5,46). En particular en el venado cola blanca se reportan dosis de 60-80 mcg/kg y 1.5-2 mg/kg de medetomidina y ketamina respectivamente vía intramuscular; los signos de sedación se observan de 0.3-7 mn

después de administrar el fármaco, y en 6 mn promedio (de 0.5 a 17 mn) los animales presentan sedación; con tales dosis los venados permanecieron profundamente sedados (siendo completa la inmovilización), pero algunos animales manifestaron ocasional tensión muscular o ligero forcejeo al ser manejados (39). Otros autores sugieren dosis, para el venado cola blanca, de 60 mcg/kg de medetomidina y 1.7 mg/kg de ketamina para obtener inmovilización (5).

No se reporta una dosis inicial por vía intravenosa para venados, pero en ovino y bovino es de 10-20 mcg/kg de medetomidina, para inducir sedación; para el perro la dosis intravenosa es la mitad de la intramuscular. Hay que recordar que usualmente en animales silvestres las dosis son mayores que para los animales domésticos (35).

La duración de una contención útil, inducida con medetomidina-ketamina (si no se utilizan antagonistas), en rumiantes es frecuentemente de 45-60 mn; aunque también se menciona que en rumiantes, camélidos y grandes carnívoros la recuperación puede tardar unas 2 hr, y los animales pueden permanecer deprimidos varias horas (40). En el Zoológico de Helsinki, Finlandia, en 364 procedimientos de contención en rumiantes, la duración del procedimiento fue de 60 mn antes de aplicar un antagonista, y sólo en 32 casos se requirió de una dosis adicional de medetomidina para prolongar la contención (39). Una dosis adicional de medetomidina sola (de 15-30 % la dosis inicial, preferentemente por vía intravenosa) ha sido eficaz para profundizar el efecto sedante. Sin embargo, para garantizar la seguridad del personal, también se debe dar más ketamina, en muchos casos la administración de 30-50 % de la dosis inicial de ketamina intramuscularmente resulta en una inmovilización confiable en menos de 10 mn. En algunas ocasiones cuando el animal solamente muestra signos de sedación ligera,

después de transcurridos 10-15 mn de la inyección inicial, es conveniente aplicar otra dosis completa de la combinación anestésica (39,40).

En cuanto a los antagonistas, el atipamezole es altamente eficiente para revertir en efecto de la medetomidina, y si está combinada con ketamina también da buenos resultados debido a que, al combinarlos, la dosis efectiva de ambos fármacos se reduce y la ketamina es metabolizada más rápidamente que la medetomidina (39,40). La dosis de atipamezole en rumiantes es de 4-5 veces la dosis de medetomidina dada y se recomienda administrar 100-150 mcg/kg vía intravenosa o intramuscular y el resto subcutáneo; la dosis total puede ser proporcionada vía intravenosa, pero con el protocolo indicado la reversión de la sedación es tranquila, persistente y es poco probable que haya resedación de los animales (39,40). En el venado cola blanca se han administrado dosis de atipamezole de 2.7-6.0 (en promedio 5) veces la dosis de medetomidina (39). Algunos animales llegan a mostrarse excitados o nerviosos cuando se administran altas dosis de atipamezole intravenosa. Se deberá tener presente que atipamezole es un antagonista competitivo y la dosis debe reducirse si se administra casi al final del periodo de contención, cuando gran parte de la medetomidina ha sido metabolizada (39). Adicionalmente, puede ocurrir que algunos animales muestren incoordinación tiempo después de administrar el antagonista, lo cual puede ser debido a un efecto residual de la ketamina, esto es más probable si se administran dosis repetidas de katamina, por ejemplo, para prolongar la contención, o si se utilizaron dosis altas de este fármaco, lo que es poco frecuente en rumiantes (39,40). La yohimbina, vía intravenosa, fue probada en varios rumiantes para revertir el efecto de medetomidina-ketamina, pero a las dosis usadas, solo en el venado cola blanca

(a dosis de 152 mcg/kg) revirtió los efectos de la mezcla anestésica, en 12.5 mn los venados fueron capaces de levantarse y caminar, sin embargo 2.5 hr después mostraron signos de resedación y fue necesario aplicar atipamezole para corregir el problema (39).

Medetomidina, medetomidina-ketamina, y atipamezole han mostrado ser muy seguros y han sido utilizados satisfactoriamente en varias ocasiones en animales con estado de salud comprometido. En el Zoológico de Helsinki (Finlandia) y en el de Kolmarden (Suecia) no se atribuyó ninguna fatalidad a dichos fármacos en 1240 procedimientos de contención de diversas especies (39,50). La regurgitación ocurrió en sólo 1 % de los rumiantes, aun si eran mantenidos en recumbencia lateral durante la inmovilización (5,39,40). También se notifica que estos fármacos han sido empleados en hembras gestantes sin inducir aborto o producir algún efecto aparente en la progenie (39,40). Las determinaciones hematológicas, de química sanguínea, gases sanguíneos arteriales y del estado ácido-básico, indican que la contención con estos fármacos es seguro (39).

MEDETOMIDINA-KETAMINA-PROPOFOL.

Las alternativas para profundizar o prolongar la contención inducida inicialmente por medetomidina-ketamina incluyen a las técnicas de anestesia parenteral o inhalada usadas en la especie doméstica respectiva, en este caso los rumiantes domésticos (35,40).

El propofol es un agente anestésico intravenoso, no relacionado con barbitúricos ni con agentes anestésicos esteroidales (35), se caracteriza por producir anestesia de corta duración sin efectos colaterales excitatorios (35); su efecto no es acumulativo, lo que permite su aplicación por infusión intravenosa continua o intermitente (40,41), y la recuperación es rápida y suave

(35,77). Propofol ha mostrado alta compatibilidad con un amplio rango de fármacos usados para la premedicación anestésica, con anestésicos inhalados y con bloqueadores neuromusculares (35), pero no debe mezclarse con ellos antes de su administración (77). Jalanka y col. reportan la utilización de propofol para prolongar la anestesia inducida por medetomidina-ketamina en ruminantes, camélidos y équidos; indican que con la aplicación de dosis múltiples de propofol se logró mantener un plano de anestesia quirúrgica (incluyendo casos de operación cesárea y ortopedia) hasta por dos horas. No se registraron efectos adversos con el uso de propofol, pero comúnmente hubo un periodo relativamente corto de depresión respiratoria. Recomiendan la aplicación de 1 mg/kg cada 15 mn, ésta dosis de propofol debe aplicarse vía intravenosa y lentamente (39,40,41). En el caso particular del venado cola blanca se aplicaron dosis de 0.8-1.2 mg/kg, que fueron satisfactorias para prolongar la anestesia inducida por medetomidina-ketamina (41). No se encontró cual es la dosis específica de propofol para el venado cola blanca cuando no se utiliza premedicación, pero se reporta que en el ovino la premedicación reduce los requerimientos de propofol en aproximadamente 30 % (41). Los procedimientos realizados con medetomidina-ketamina-propofol fueron revertidos, después de 10-20 mn de la última aplicación de propofol, con atipamezole (a la dosis indicada anteriormente) y se observó mínima alteración de la calidad de la reversión del efecto anestésico (40,41).

CICLOHEXAMINAS

KETAMINA, KETAMINA-XILAZINA.

La ketamina posee las características típicas de las ciclohexaminas, como son producir una inducción rápida; analgesia profunda (aunque la analgesia en vísceras puede no ser óptima); no inhibe los reflejos deglutorio, ni el palpebral, entre otros;

ESTA TESIS NO DEBE
SALIR DE LA BIBLIOTECA

no produce relajación muscular y puede inducir espasmos tónico-clónicos en las extremidades aun sin una estimulación e independientemente de la dosis; en muchas especies puede inducir convulsiones, alucinaciones e hipertermia (o hipotermia si el medio ambiente es frío); la recuperación puede ser tormentosa principalmente en rumiantes; la salivación es excesiva, etcétera (27,35,95). La ketamina cruza la barrera placentaria en todas las especies y deprime al feto cuando se utiliza en operaciones cesáreas, pero no produce aborto si se utiliza en hembras gestantes (27,35,39,95). En contraste con otros anestésicos intravenosos, las ciclohexaminas causan estimulación cardiaca, resultando en aumento de la frecuencia cardiaca y de la presión sanguínea (35,39). Es metabolizada vía hepática y excretada por orina (35,39,95). El periodo de inducción es caracterizado por ataxia y nistagmus lateral que desaparece al aumentar la profundidad de la anestesia (95); produce una expresión fija en los ojos, los párpados permanecen abiertos y ocasionalmente puede ocurrir ulceración corneal si la exposición es prolongada y si no se aplica pomada oftálmica (95,27). No hay evidencia del desarrollo de tolerancia después de repetidas inyecciones de ketamina y no se reportan efectos acumulativos significativos (35). Usualmente el efecto es de corta duración, en promedio de 15-30 mn, si no se utiliza otro agente anestésico. La ketamina es farmacológicamente compatible con otros fármacos depresores del SNC, pero no debe mezclarse en la misma jeringa con diacepam o barbitúricos.

En rumiantes no es recomendable la utilización de ketamina como agente único (desde luego exceptuando cuando se aplica para mantener la contención inicialmente inducida con una combinación, por ejemplo, ketamina-xilazina), y así se refleja en la ausencia general de reportes al respecto (95); sin embargo, Wallach y

Boever reportan que la ketamina en rumiantes silvestres es adecuada para simple examinación o para traslados (90).

La combinación ketamina-xilazina es una de las combinaciones más frecuentemente empleadas para la contención de animales silvestres y los cérvidos no son la excepción (95). En general, al combinar a la ketamina con xilazina se obtienen los mismos beneficios que cuando se combina con medetomidina, pero como este último fármaco es un agonista alfa2-adrenérgico más específico y potente que xilazina se considera que con medetomidina las ventajas son mayores.

La combinación con medetomidina ya fue tratada, así que en seguida se analizan los reportes de ketamina-xilazina.

Las dosis y proporción reportados de la combinación ketamina-xilacina son muy variados. Mech y col. describen la inmovilización de venados cola blanca cautivos con dosis de 5-8 mg/kg de ketamina y 1-2 mg/kg de xilazina, aproximadamente a proporción de 5:1; el tiempo de inducción fue de 4-20 mn y los mantuvieron contenidos por periodos de 17 a 259 mn antes de administrar el antagonista (yohimbina a 0.26 mg/kg); cuando los venados requirieron dosis suplementarias de fármaco para mantener la anestesia se aplicó de 4.2 a 11.8 mg de ketamina vía intramuscular; después de administrar el antagonista se observó que la recuperación fue más prolongada que cuando solo se utiliza xilazina, seguramente por efecto residual de la ketamina (62,95).

Con base en el trabajo citado arriba, varios investigadores han empleado, en diversos estudios, dosis estandarizadas de 300mg y 75 mg de ketamina y xilazina respectivamente, vía intramuscular, para contener venado cola blanca cautivo (15,17,30).

En algunos estudios realizados en venado cola blanca cautivo (entre los que se incluyen hembras gestantes) se utilizó una dosis estándar de 300 mg de ketamina y 100 mg de xilazina,

cuándo fue necesario se redosificó con ketamina para mantener la anestesia; como antagonista se utilizó yohimbina (0.26 mg/kg) o tolazoline (0.25-4 mg/kg) ambos por vía intravenosa; éste procedimiento fue repetido cada dos semanas y durante 16 semanas (8 procedimientos), no hubo efecto en la fecha promedio de parto o en el peso al nacimiento o sobrevivencia de los cervatos (14,16,20).

En otro ensayo en venado cola blanca (tanto en cautiverio como de vida libre) se determinó la eficacia de tolazoline para antagonizar los efectos de ketamina-xilazina, se emplearon dosis de 0.25-4 mg/kg de tolazoline (la dosis de ketamina-xilazina fue similar a la indicada en el párrafo anterior); se reporta que los animales presentaron algún grado de timpanismo y ligera depresión cardiaca, pero después de administrar el antagonista, tales efectos se corrigieron. Los tiempos de recuperación (en promedio de 9 mn) fueron, en general, mejores que para yohimbina (usada en procedimientos similares), pero mayores que cuando se revierte el efecto de xilazina usada como agente único. A algunos animales, que se recuperaron pronto del efecto anestésico, se les aplicó el tolazoline por vía intramuscular, tardando un poco más en recuperarse de la sedación. Finalmente, los investigadores que realizaron el ensayo recomiendan dosis de 2.0 a 4 mg/kg de tolazoline vía intravenosa (48). En un trabajo similar, con dosis promedio de 2.9 mg/kg y 0.35 mg/kg de ketamina y xilazina respectivamente, y 2.1 mg/kg de tolazoline, se reporta que en un mínimo de 12 episodios (semanales) de contención no hubo evidencia de toxicidad renal inducida por los fármacos, asimismo se menciona que no se detectaron problemas de resedación en los venados (21).

En cervatos viviendo en libertad, inicialmente capturados con red de cañón, se reportan dosis de 8 mg/kg de ketamina y 1.2 mg/kg de xilazina (proporción 6:1), tres de diez venados

requirieron dosis adicionales de aproximadamente 5 mg/kg y 1.5 mg/kg (ketamina-xilazina) para mantener la anestesia por 2 horas (92).

Jones cita que las variaciones de la dosificación de la combinación ketamina-xilazina está muy relacionada con el temperamento del animal; para venados, en general, recomienda dosis de 5-8 mg/kg de ketamina y 0.5-1 mg/kg de xilazina, y si se requiere prolongar la contención dar un tercio o la mitad de la dosis inicial cada 10 a 15 mn vía intravenosa, periódicamente o con un catéter en forma continua; cita períodos de recuperación de 1 hr o más; no se usaron antagonistas (45). Por otra parte, Ems y Brawn reportan que dosis de 4.5 mg/kg y 0.5 mg/kg de ketamina y xilazina respectivamente, fueron insuficientes para contener adecuadamente a un grupo de venado cola blanca (machos adultos) en cautiverio (22).

En algunos países se dispone comercialmente de una mezcla de ketamina-xilazina (Capture-all5, 200 mg : 400 mg/ml Respectivamente) recomendada para la contención de varias especies. Para venados recomiendan dosis de 1 ml/23 kg de peso, 1.5-1.8 ml/45 kg, 1.8-2.0 ml/68 kg, y 2.5-2.8 ml/90 kg (94,95).

Entre los trabajos en venado cola blanca reportados en México, se encuentran los siguientes: Parás y Berrón indican dosis de 5 mg/kg de xilazina y 2 mg de ketamina, con un tiempo de inducción de 5.2 mn, después se administró 0.125 mg/kg de yohimbina (70). Palazuelos y col. mencionan dosis 1.8 mg/kg de cada fármaco (67). Murcia cita que dosis de 1.8 mg/kg de xilazina y 1.3 mg/kg de ketamina fueron efectivas para un macho pero no tanto para la hembra (contenidos 5 veces cada uno, a lo largo de 6 meses), la inducción ocurrió en 10-20 mn y la recuperación, sin antagonista, en 2-3 hr (60).

KETAMINA-DETOMIDINA.

La detomidina es un agonista alfa2-adrérnico que en pruebas de laboratorio ha mostrado ser unas 10 veces más potente que la xilazina. Los cambios cardiovasculares que produce son los típicos de un alfa2-adrenérnico (ver xilazina, medetomidina). En general, posee propiedades sedantes y analgésicas y su mayor utilización ha sido en los equinos (35,46). La dosis de detomidina es similar en equinos y ruminantes domésticos (46). La combinación ketamina-detomidina ha sido empleada en el venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) a dosis de 4 mg/kg y 150 mcg/kg respectivamente, indicándose que permitió el manejo de venados adultos (hembras y machos) en casos de traslados, toma de muestras y procedimientos quirúrgicos menores; como antagonista se utilizó yohimbina a dosis de 0.2 mg/kg ⁽⁷⁾.

FENCICLIDINA.

La fenciclidina ha sido empleada en la contención química de una amplia variedad de animales silvestres. Los efectos farmacológicos de este fármaco son los característicos de otras ciclohexaminas (ver ketamina, tiletamina), pero se considera que produce una inducción más lenta (15-25 mn) y los efectos son de mayor duración (1-2 hr) y la depresión puede continuar de 5-48 hr (35,95). En ruminantes los problemas de hipertermia debidos a fenciclidina son muy graves y se dice que es frecuente la pérdida del animal; además hay convulsiones severas asociadas al uso de fenciclidina y éstas son extremadamente violentas en ruminantes y la utilización de tranquilizantes no suele superar dichos efectos (13,90). Así, la fenciclidina ha sido desplazada, principalmente, por la ketamina (35,95). Para ruminantes se indican dosis de fenciclidina de 1-4 mg/kg, junto con igual cantidad de

⁽⁷⁾Comunicación personal: Fernando Gual Sill,
Zoológico de Chapultepec.

tranquilizante (comunmente promacina), la recuperación suele ser tormentosa (90,95).

En el venado cola blanca, se reportan dosis de 280-560 mg de fenciclidina con 280 mg de promazina para venados de 70 kg (promedio de 4-8 mg/kg y 4 mg/kg respectivamente), el tiempo de inmovilización fue de 10 a 40 mn (90). En otro reporte, se indica la combinación de 213 mg de fenciclidina y 75 mg de xilazina (administrados por medio de un collar de captura), el tiempo de inducción fue en promedio de 14 mn; en este caso se mantuvo la anestesia con inyección intramuscular de ketamina (150 mg) o xilazina (50 mg), no se reporta el peso de los animales, sólo se indica que eran hembras adultas capturadas en el campo (19,56). Otra dosis citada es de 0.66 mg/kg de xilazina y 1.5 mg/kg de fenciclidina (95).

NARCÓTICOS (AGONISTAS Y ANTAGONISTAS).

El efecto anestésico de los opioides puede variar considerablemente según la especie animal, presencia o ausencia de sinergismo, sitio y/o ruta de administración, fármaco y dosis, principalmente (33). Sin embargo, en general, los signos clínicos de los opioides en los ungulados son los siguientes: inician con un cambio en el paso, de rápido a lento, especialmente notado si el animal está corriendo; durante éste tiempo se observa el llamado "trote de caballo de carruaje", y el animal puede comenzar a vagar a la deriva en círculos; en algún momento durante este periodo el animal llega a no reconocer los obstáculos (incluso puede no reaccionar ante la presencia de un helicóptero a unos cuantos metros), esto es importante sobre todo si en los alrededores hay sitios con agua o terrenos escabrosos; comunmente el operador puede acercarse al animal y guiarlo o contenerlo físicamente (especialmente cuando se utiliza

fentanil). Si el animal se mantuvo tranquilo y no corre después de haberse inyectado, los signos anteriores suelen no observarse, a menos que la dosificación haya sido inadecuada. Luego por un breve periodo el animal presenta la "mirada perdida", tal vez trote con pasos cortos y entonces se detiene y gradualmente se sienta sobre el tren posterior y en seguida cae en recumbencia esternal (33).

Muchos cérvidos pueden ser contenidos (inmovilizados) satisfactoriamente con opioides, ya sea solos o en combinación con sinergistas, principalmente acepromacina, azaperona, o agonistas alfa2-adrenérgicos. Por otra parte, se menciona que en los miembros de ésta familia, las combinaciones basadas en etorfina, fentanil, o carfentanil casi siempre están asociadas con hipertonia, torticollis, rigidez respiratoria y hasta arresto cardiaco. Etorfina, carfentanil y A3080 parecen ser los únicos opioides que han sido usados solos en cérvidos; si bien en muchas de estas pruebas la contención fue satisfactoria, con ninguna dosis se logró la completa inmovilización del venado cola blanca (33).

ETORFINA, ETORFINA-XILAZINA.

La etorfina se caracteriza por ser un opioide unas 10000 veces más potente que la morfina y se considera de larga acción (3-7 hr), por lo que no es raro que se asocie a problemas de renarcotización (33,35,95). Deprime el centro de la respiración (aunque en artiodáctilos se dice que esto es raro, excepto posiblemente con altas dosis de carfentanil); disminuye la motilidad gastrointestinal (favoreciendo la regurgitación y timpanismo); produce cambios en el comportamiento; en algunas especies es excitatorio del SNC y en otras es depresor; frecuentemente se presenta hipertermia, principalmente en animales excitados (27,33,35,95). La analgesia que produce es

solamente adecuada para cirugía menor (95). En artiodáctilos tiende a disminuir la presión sanguínea y algunas veces causa bradicardia (33).

En el venado cola blanca contenido con etorfina, los efectos colaterales más comunes incluyen hipertermia, taquicardia, tembor muscular, erección del pene, distensión de la vagina, alimentación nerviosa, e hiperventilación (33). Asimismo, en un estudio en el que se contuvo y transportó a 6 venados cola blanca bajo la influencia de etorfina (el antagonista se dio hasta 5 horas después), todos murieron en un máximo de 4 días, diagnosticándose miopatía por captura (47).

En el venado cola blanca, Wallach y Boever, reportan dosis de 3-6 mg y de 1-3 mg para venados adultos y juveniles (6 a 12 meses de edad) respectivamente; los tiempos de inducción fueron muy variables (1-20 mn) y después de administrar el antagonista (diprenorfina) el tiempo de recuperación promedio fue de 1.5 mn (27,90); citan que los animales excitados usualmente requieren mayor dosis, mientras que los enfermos y deprimidos requieren disminución de la dosis (90). Mutz y col. reportan para el venado cola blanca una dosis de etorfina de 0.1 mg/kg como agente único (54). Kreeger y col. reportan que dosis de 0.04-0.07 mg/kg de peso corporal de etorfina fueron insuficientes para contener adecuadamente al venado cola blanca, pero al probar la misma dosis más 0.5-0.8 mg/kg de xilazina se obtuvo completa inmovilización de los venados, no obstante los periodos de inducción fueron largos, en promedio de 15 mn (49). Jones señala que la combinación etorfina-xilazina es de gran utilidad para contener venados en el campo, citando una dosis para el venado cola blanca de 1.5-2 mg más 20-40 mg, de cada fármaco, respectivamente; este mismo investigador señala que, debido al mayor costo de etorfina pura, se ha utilizado el Imobilon (que contiene 2.25 mg/ml de etorfina y 10 mg/ml de acepromacina) para

combinarlo con xilazina y que al calcular la dosis etorfina-xilazina, el contenido de acepromacina es ignorado (45). En general, al combinar etorfina y xilazina para contener rumiantes silvestres, se obtienen ventajas como una inducción más suave o tranquila y en menor tiempo que al utilizar etorfina sola; excelente relajación muscular; y rápida recuperación (aproximadamente 90 mn) si no se aplica antagonista (27,33,90). La combinación de opioides con ketamina probablemente acorte el periodo de inducción; pero, en general, no hay verdaderas ventajas al utilizar tal combinación (90).

Aunque no se conoce el índice terapéutico de los opioides para muchas especies, en general, parece ser alto, por ejemplo, en wapiti (Cervus canadensis) se han aplicado dosis de 100 mcg/kg de carfentanil (181 veces la dosis efectiva 50%) sin más problemas que el reciclamiento del fármaco. En cabra doméstica se ha administrado 100 veces la dosis óptima de etorfina sin que fuera letal (33). No obstante, cabe aclarar que cuando el agente narcótico está combinado con otro agente neuroléptico el riesgo por sobredosificar es mayor y sobre todo si para el segundo fármaco no se cuenta con un antagonista (33).

Como se mencionó, la acción de la etorfina se considera de larga duración; sin embargo, en un reporte se señala que el efecto de M-99 (etorfina) en rumiantes silvestres duró solamente 15 a 45 mn y para prolongar la contención recomiendan la aplicación de dosis adicionales por vía intravenosa o intramuscular (90).

Por otra parte, el efecto de la contención prolongada (aproximadamente 4-5 hr) con fentanil y/o etorfina ha sido estudiado (en especies como el elefante, rinoceronte y cebrá) y se ha revelado el desarrollo de tolerancia, con lo cual se requieren de dosis crecientes para lograr niveles efectivos en el cerebro, es decir para mantener una anestesia adecuada (33).

Los antagonistas opioides. La diprenorfina (M 50-50) ha sido el antagonista opioide más ampliamente utilizado en animales silvestres; revierte rápida y efectivamente el efecto de etorfina y carfentanil; cuando éste antagonista se usa en altas dosis y/o dosis múltiples ejerce una considerable acción agonista, es decir actúa como sedante y depresor (50,95). Para revertir el efecto de la etorfina, está indicada una dosis de diprenorfina de 2 veces la dosis dada de etorfina, por vía intravenosa, el animal se recupera en 30 segundos a 2 minutos (2,27,35,90,94,95). La dosis puede ser administrada parte intravenosa y otra parte intramuscular o subcutáneo para retardar el tiempo de absorción y reducir la tendencia a renarcotización (96). Cabe mencionar que, cuando se trata de animales peligrosos, es conveniente aplicar el antagonista por vía intramuscular, para que el animal se recupere en algunos minutos y permitiendo así que el personal se retire del área (95).

La nalorfina (Nalline) y la naloxona (Narcan) son antagonistas opioides muy similares, pero la nalorfina posee propiedades agonistas, en tanto que la naloxona es un antagonista puro (altamente específico), y por ello se prefiere su empleo (33,35,95). Sin embargo, la mayor limitante de la naloxona es su vida media corta (aproximadamente 30 a 45 mn) por lo cual favorece la presentación de renarcotización. Ambos fármacos pueden aplicarse por vía intravenosa y/o intramuscular y/o subcutáneo. Para antagonizar a la etorfina, la nalorfina se administra a dosis de aproximadamente 0.25 mg/kg, y actúa en 1-3 mn o en 10-20 mn según la vía de administración. La dosis de naloxona es de 0.006 mg/kg (33,35,50,95). En caso de que antagonistas parciales como la nalorfina o la diprenorfina provoquen la presentación de efectos agonistas, éstos se pueden

revertir con naloxona (95), aunque puede no ser tan efectiva (35).

Naltrexona y nalmefene (Scherinig Research) también son antagonista opioides altamente específicos, pero su vida media es mayor que la de naloxona (estimada en 12 hr). Son escasos los datos precisos en relación a los animales silvestres, pero se considera estos fármacos son de mayor valor cuando se trata de antagonizar narcóticos de larga acción, como es el carfentanil (2,33,35,95). En el venado cola blanca, la dosis reportada de nalmefene es de 10 veces la dosis de etorfina dada, se indica que los venados mostraron ligeros signos de sedación poco después del tratamiento pero no hubo mayor problema (49). En perisodáctilos se puede utilizar una dosis de naltrexona de 50 mg por cada miligramo de etorfina, es factible utilizar esta misma dosis en cérvidos ^(*).

CARFENTANIL, CARFENTANIL-XILACINA.

Actualmente el carfentanil (Wildnil) es el opioide más comunmente utilizado y es considerado el más potente disponible (es de 15000-20000 veces más potente que la morfina y de 3-8 veces más que la etorfina), éste fármaco ha sido probado ampliamente en la familia Cérvidae y ha mostrado gran eficacia (3,35,95,96). Siendo un opioide, sus características son similares a las descritas para etorfina, pero se distingue por producir un tiempo de inducción corto (2-10 mn), y la analgesia es mantenida por un largo periodo. Puesto que en la inducción suele haber excitación,

^(*)Comunicación personal: Fernando Gual Sill,
Zoológico de Chapultepec.

principalmente si la dosificación es inadecuada, se prefiere su utilización con tranquilizantes, en muchos casos con la xilazina (94,95,96).

El Carfentanil está indicado para la contención de cérvidos, en confinamiento o de vida libre, a dosis de 0.005-0.020 mg/kg de peso corporal, por vía intramuscular. El rango menor es sugerido para animales de temperamento tranquilo, en confinamiento, que no sean perseguidos antes de la administración del fármaco, o para aquellos de pobre condición física. El rango superior de la dosis es de elección para animales excitables, cuando sean perseguidos, o cuando se desea un muy corto periodo de inducción (2,3,96). El carfentanil también puede ser aplicado por vía intravenosa (94). En el venado cola blanca se reporta una dosis de 0.010-0.015 mg/kg, la cual se puede combinar con 10 mg totales de xilacina vía intravenosa ⁽¹⁾.

Para asegurar una dosificación adecuada de carfentanil (Wildnil) en animales de menos de 50 kg, es necesario tomar la cantidad de fármaco requerida con una jeringa insulínica, pues el volumen es muy pequeño, luego de colocarlo en el dardo, diluir a un volumen adecuado (con agua estéril) antes de administrarlo (96).

Se dice que los efectos colaterales producidos por carfentanil son poco frecuentes, y pueden incluir taquicardia, taquipnea, excitación durante la inducción, espasmos musculares, opistótonos, parálisis lingual, prolapso del pene, salivación excesiva, regurgitación, depresión respiratoria; en caso de toxicidad aguda hay profunda depresión respiratoria o cardiovascular (2,95,96).

⁽¹⁾ Comunicación personal: Fernando Gual Sill,
Zoológico de Chapultepec.

Ya se citaron las características de los **antagonistas opioides**, así que ahora solamente se indicaran las dosis para revertir al carfentanil:

La dosis de **diprenorfina** es de 7 mg por cada miligramo de carfentanil administrado (no se debe dar más debido a sus propiedades agonistas), vía intravenosa o media dosis intravenosa y el resto intramuscular o subcutáneo (2,95,96). **Naloxona** a razón de 80-100 mg por cada miligramo de carfentanil (o lo que es igual 80-100 veces la dosis de carfentanil), por las mismas vías que diprenorfina. **Naltrexona** a razón de 100 veces la dosis de carfentanil, aplicada por vía intravenosa, en 487 ungulados no domésticos, no se relacionó a casos de renarcotización. La dosis de naltrexona también se puede aplicar la mitad IV y la otra mitad IM, o bien un tercio IV, un tercio IM y un tercio SC ⁽¹⁾. **Nalmefene** (Schering Research) a dosis de 10 mg por cada miligramo de carfentanil, por las mismas vías que diprenorfina (2).

Por último, es interesante mencionar que, **A3080** es un potente agonista opioide (aproximadamente dos veces la potencia de etorfina y 68% la potencia de carfentanil) recientemente sintetizado y en las pocas pruebas en las cuales se ha empleado, ha producido una rápida inducción y una duración de corto tiempo; por ejemplo, en wapiti se ha probado a dosis de 2, 4, 5 y 10 mcg/kg de peso corporal y sin dar antagonista los animales se recuperaron en 27, 56, 98 y 122 minutos respectivamente

⁽¹⁾Comunicación personal; Fernando Gual Sill,
Zoológico de Chapultepec.

(aproximadamente la mitad del tiempo que con una dosis similar de carfentanil). También parece tener menos efectos colaterales que etorfina o carfentanil, así como un amplio índice terapéutico. Hasta ahora, los antagonistas opioides existentes han sido eficaces para revertir el efecto de A3080 y no se ha presentado ningún caso de renarcotización. De tal manera que muy probablemente en poco tiempo se prefiera su utilización sobre la de otros narcóticos (10,33,50,95).

CONCLUSIONES

En Estados Unidos la contención química ha sido una herramienta fundamental para la realización de diversos estudios en el venado cola blanca, como son de reproducción, nutrición, epidemiología, etcétera; actualmente esto les ha permitido tener una importante producción de venados que seguramente seguirá en aumento en los próximos años. De igual manera, la contención química puede ser utilizada en México para generar los conocimientos que permitan conservar las distintas subespecies del venado cola blanca y no solo las que sean consideradas de interés cinegético.

Está plenamente probado que la contención química ofrece un amplio margen de seguridad para el animal y para el operador. Sin embargo, no se debe perder de vista que la contención física es también un instrumento valioso para el manejo de los venados; sobre todo en condiciones de campo donde es difícil tener a una distancia adecuada a un animal nervioso, como es el venado cola blanca, para poder acertar correctamente la administración del fármaco por medio de un dardo. Además, si se logra aplicar el fármaco, éste tardará cierto tiempo en hacer efecto y mientras tanto el venado está expuesto a riesgos, como ser atacado por predadores, caer en un foso con agua, etcétera. Por lo anterior, principalmente en condiciones de campo, puede ser preferible inicialmente capturar al venado por métodos físicos (por ejemplo, redes de cañón, trampas de caja o de red) y si es necesario, como cuando se realizará un procedimiento largo y/o si se requiere que el venado esté completamente inmóvil, se puede aplicar un fármaco sedante o anestésico. Asimismo, si a un venado contenido físicamente se aplicará un fármaco sedante, preferentemente se hará por vía intravenosa de tal manera que haga efecto lo más rápido posible, sometiendo al menor estrés al animal.

En venados en cautiverio con fines de explotación, el tener instalaciones adecuadas (por ejemplo, pasillos entre corrales, pasillos para embarque, etcétera) y el habituar a los animales a las rutinas de manejo, puede limitar la utilización de la contención química para realizar prácticas propedéuticas, entre otras causas porque sería costoso y poco práctico contener químicamente a un número grande de venados de manera sistemática. Deberá recordarse que para la aplicación de fármacos, como antibióticos, vitaminas, etcétera, no necesariamente se tendrá que contener al animal, pues los mismos sistemas de administración remota de anestésicos son útiles para aplicar otros fármacos, con la salvedad de que la agujas seleccionadas, preferentemente, no tendrán ganchos de retención, de tal forma que el dardo caiga por sí solo.

En venados cautivos de zoológico o en aquellos de proyectos de investigación o de conservación de fauna, la contención química puede ser de primera elección, pues en estos casos es aún más importante garantizar la integridad de los animales, los cuales muchas veces son fácilmente excitables y si se utiliza la contención física el riesgo de que sean lesionados es mayor.

Por otra parte, en lo referente al equipo de administración de fármacos, cada uno por sus características es empleable en distintas situaciones, por esto, es recomendable poseer distintos tipos de equipo. Al elegir el equipo a utilizar, una de las principales consideraciones es el alcance que proporcionan. Para venados semidomesticados una jeringa simple o una de bastón (telicisto) pueden ser suficientes para administrar el fármaco de contención; complementariamente una cerbatana o una pistola son básicas para aplicar el fármaco, por medio de dardos, a animales nerviosos y/o que están en encierros no muy grandes. El equipo demasiado poderoso (rifles y pistolas, principalmente si son de carga explosiva) posiblemente tengan uso limitado en cérvidos

pequeños, como es el venado cola blanca, y más aún en los animales jóvenes, pues su piel y músculos delgados los hacen propensos a ser lesionados por el fuerte impacto de un dardo (sobre todo los de metal); sin embargo, la disponibilidad de equipo moderno, en el cual es factible graduar la potencia (y por lo tanto el alcance de disparo) y la utilización de dardos más livianos y de material plástico, pueden aminorar un poco ésta limitante; de cualquier manera dicho equipo puede ser principalmente útil en venados viven libres en el campo. Los primeros ensayos con el collar de recaptura han mostrado su gran potencial para ser empleado cuando se requiere contener más de una vez a un venado específico, y principalmente en condiciones de campo, como ocurre en aquellos utilizados en proyectos de investigación.

De los fármacos para la contención química, la xilazina y ketamina son actualmente los más usados. La xilazina como agente único ha sido eficaz, principalmente, para contención simple (sin procedimientos quirúrgicos u otros dolorosos) de venados en cautiverio, semidomesticados y tranquilos; no obstante, se obtienen mejores resultados al mezclarla con ketamina. La combinación ketamina-xilazina es de utilidad hasta para realizar cirugías menores o con analgesia adicional para cirugía mayor, y si no se cuenta con un antagonista, el tiempo de recuperación es bastante menor que si se empleara xilazina sola, lo cual es altamente deseable. Otra opción factible es la combinación ketamina-detomidina. Seguramente, por su mayor potencia y selectividad, la medetomidina desplazará a la xilazina, lo mismo que los nuevos antagonistas alfa₂-adrenérgicos desplazarán a la yohimbina.

La combinación tiletamina-zolacepam también ha sido útil para la contención química del venado cola blanca, y entre sus mayores ventajas está el que con la dosis adecuada proporciona un

plano adecuado de anestesia quirúrgica, además el producto puede ser empleado a una alta concentración (de acuerdo a la dilución que se haga) y por ello ser administrado fácilmente por medio de un dardo. Posiblemente la principal limitante de ésta combinación es que no se puede antagonizar, o por lo menos eso indican muchos autores y, en general, son escasos los reportes de la utilización de flumazenil (antagonista benzodiacepínico) en animales. Otra limitante es que la utilización de dosis adicionales de la combinación tiletamina-zolacepam (para mantener la contención) dan resultados variables. A pesar de tales limitaciones, la combinación tiletamina-zolacepam es una buena opción para realizar la contención del venado cola blanca.

En cuanto a los agentes opioides, actualmente la etorfina y carfentanil son los más utilizados, pero su empleo es limitado debido al costo, restricciones legales y riesgos para el personal. Su mayor atributo, por años, fue que eran los únicos fármacos empleados en la contención química que podían ser antagonizados, con el surgimiento de nuevos y potentes fármacos no opioides y de sus antagonistas, el uso de los narcóticos puede no ser justificado en muchos casos de contención química. Sin embargo, por su modo de acción (rápida inducción y gran potencia en pequeños volúmenes), los opioides pueden ser todavía necesarios por mucho tiempo para animales que llegan a excitarse o que son perseguidos antes de administrar las drogas, como ocurre principalmente en animales que viven en libertad, pero hay que tener presente que, en el venado cola blanca, ningún opioide como agente único ha resultado en una inmovilización completa, así que habrá que combinarlos, principalmente con algún agonista alfa2-adrenérgico.

LITERATURA CITADA

1. Alvarado, F.J.F.; Villareal, G.J.G. y Treviño, R.A.: Captura y repoblación del venado cola blanca en el noreste de México. X Simposio sobre fauna silvestre General M.V.Z. Manuel Cabrera Valtierra, México, D.F., 1992, 387-389, Fac.Med.Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F. (1992).
2. Allen, J.L.: Renarcotization following carfentanil immobilization of nondomestic ungulates. J.Zoo.Wildl.Med. 20:423-426 (1989).
3. Allen, J.L.; Janssen, D.L.; Oosterhuis, J.E. and Stanley, T.H.: Immobilization of captive non-domestic hoofstock with carfentanil. in: 1991 Procc.Am.Assoc.Zoo.Vet., 343-354, Calgary, 1991.
4. Bainer, R.B.: Venado cola blanca (Odocoileus virginianus). Tesina, segundo seminario de titulación. Fac.Med.Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., 1991.
5. Barnett, J.E.F. and Lewis, J.C.M.: Medetomidine and ketamine anaesthesia in zoo animals and its reversal with atipamezole: a review and update with specific reference to work in british zoos. in: 1990 Procc.Am.Assoc.Zoo.Vet., 207-214, 1990.
6. Belovsky, G.E. and Cockeill, R.A.: Enciclopedia del Mundo Animal. Edited by: MacDonald D., 228-229, Libro88. S.A., 1991.
7. Benavides, G.T. y Villareal, G.J.G.: Bosquejo histórico del manejo y administración del venado cola blanca texano (Odocoileus virginianus texanus) en el noreste de México. IV Simposio sobre venados de México. México, Nuevo Laredo,

Tamaulipas, 5-14, Fac.Med.Vet. y Zool., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., (1994).

8. Blood, D.C. and Radostits, O.M.: Veterinary Medicine. 7th. Interamericana-McGraw-Hill, Madrid, 1992.

9. Boever, J.W.: Artiodactylid. in: Zoo and Wildlife Animal Medicine. Edited by: Fowler, M.E., 940-952, W.B.Saunders, Philadelphia, 1986.

10. Bumer, E.S.: A review of the use of selected neuroleptic drugs in the management of nondomestic hoofstock. in: 1991 Procc.Am.Assoc.Zoo Vet., 333-339, Calgary, 1991.

11. Bush, M.: Remote drug delivery systems. J.Zoo.Wildl.Med. 23:159-180, (1992).

12. Claudin, Z.C.: Contención química con el uso de rompun (xilazina) en el venado cola blanca (Odocoileus virginianus) y venado sika (Cervus nippon). Tesis de licenciatura, Fac.Med.Vet. y Zool., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., 1984.

13. Dávalos, F.J.L.: Estudio recapitulativo de los medios de contención química empleados en mamíferos salvajes. Tesis de licenciatura, Fac.Med.Vet. y Zool., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., 1986.

14. DelGiudice, D.G.; Mech, L.D.; Paul, J.W. and Karns, D.P.: Effects on survival of multiple immobilization of captive pregnant white-tailed deer. J.Wildl.Dis. 22:245-248 (1986)

15. DelGiudice, G.D.; Mech, L.D. and Karns, P.D.: Effects of winter fasting and refeeding on white-tailed deer blood profiles. J.Wildl.Manage. 51:865-873 (1987)

16. DelGiudice, G.D.; Seal, U.S. and Kreeger, T.J.: Xylazine and ketamine induced glycosuria in white-tailed deer. J.Wildl.Dis. 24:317-321 (1988)

17. DelGiudice, G.D.; Seal, U.S. and Mech, L.D.: Response of urinary hydroxy proline to dietary protein and fasting in white-tailed deer. J.Wildl.Dis. 24:75-79 (1988)

18. DelGiudice, G.D.; Krausman, P.R.; Bellantoni, E.S.; Etchberger, R.C. and Seal, U.S.: Reversal by tolazoline hydrochloride of xylazine hydrochloride-ketamine hydrochloride immobilizations in free-ranging desert mule deer. J.Wildl.Dis. 25: 347-352 (1989).

19. DelGiudice, G.D.; Kunkel, K.E.; Mech, L.D. and Seal, U.S.: Minimizing capture-related stress on white-tailed deer with a capture collar. J.Wildl.Manage. 54:299-303, (1990).

20. DelGiudice, G.D.; Mech, L.D. and Seal, U.S.: Effects of winter undernutrition on body composition and physiological profiles of white-tailed deer. J.Wildl.Manage. 54:539-550 (1990)

21. Dew, L.D.: Use of tolazoline hydrochloride to reverse multiple anesthetic episodes induced with xylazine hydrochloride and ketamine hydrochloride in white-tailed deer and goats. J.Zoo.An.Med. 19:8-13 (1988).

22. Ems, Van Der, K. and Brown, R.D.: Effect of caffeine sodium benzoate, ketamine hydrochloride, and yohimbine hydrochloride on xylazine hydrochloride-induced anorexia in white-tailed deer. J.Wildl.dis. 22:403-406 (1986)

23. Enhis, D.A.: Conservación y uso racional de la fauna silvestre en México: el venado cola blanca como ejemplo. Diplomado en medicina y manejo de fauna silvestre, Módulo VIII. México, D.F., 1994, 39-50. Fac.Med.Vet. y Zool., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F. (1994).

24. Flanagan, P.J.: Veterinary response to zoo emergencies. en: Proced.Am.Assoc.Zoo.Vet. 1989, 74-75, Greensboro, North Carolina, USA, (1989)

17. DelGiudice, G.D.; Seal, U.S. and Mech, L.D.: Response of urinary hydroxy proline to dietary protein and fasting in white-tailed deer. J.Wildl.Dis. 24:75-79 (1988)

18. DelGiudice, G.D.; Krausman, P.R.; Bellantoni, E.S.; Etchberger, R.C. and Seal, U.S.: Reversal by tolazoline hydrochloride of xylazine hydrochloride-ketamine hydrochloride immobilizations in free-ranging desert mule deer. J.Wildl.Dis. 25: 347-352 (1989).

19. DelGiudice, G.D.; Kunkel, K.E.; Mech, L.D. and Seal, U.S.: Minimizing capture-related stress on white-tailed deer with a capture collar. J.Wildl.Manage. 54:299-303, (1990).

20. DelGiudice, G.D.; Mech, L.D. and Seal, U.S.: Effects of winter undernutrition on body composition and physiological profiles of white-tailed deer. J.Wildl.Manage. 54:539-550 (1990)

21. Dew, L.D.: Use of tolazoline hydrochloride to reverse multiple anesthetic episodes induced with xylazine hydrochloride and ketamine hydrochloride in white-tailed deer and goats. J.Zoo.An.Med. 12:8-13 (1988).

22. Eems, Van Der, K. and Brown, R.D.: Effect of caffeine sodium benzoate, ketamine hydrochloride, and yohimbine hydrochloride on xylazine hydrochloride-induced anorexia in white-tailed deer. J.Wildl.dis. 22:403-406 (1986)

23. Enhis, D.A.: Conservación y uso racional de la fauna silvestre en México: el venado cola blanca como ejemplo. Diplomado en medicina y manejo de fauna silvestre, Módulo VIII. México, D.F., 1994, 39-50. Fac.Med.Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F. (1994).

24. Flanagan, P.J.: Veterinary response to zoo emergencies. en: Proced.Am.Assoc.Zoo.Vet., 1989, 74-75, Greensboro, North Carolina, USA, (1989)

25. Fowler, M.E. and Boever, J.W.: Cervidae. in: Zoo and Wild Animal Medicine. 2th ed., Edited by: Fowler, M.E., 981-985, W.B.Saunders, Philadelphia, 1986.

26. Fowler, M.E.: Stress. in: Zoo and Wild Animal Medicine. 2th.ed., Edited by: Fowler, M.E., 34-35, W.B.Saunders, Philadelphia, 1986.

27. Fowler, M.E.: Restaint. in: Zoo and Wild Animal Medicine. 2th ed., Edited by: Fowler, M.E., 37-50, W.B.Saunders, Philadelphia, 1986.

28. Fowler, M.E.: Medical problems during restraint. en: Diplomado en medicina y manejo de fauna silvestre, Módulo V. México, D.F., 1993, 148-166, Fac.Med.Vet. y Zool., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., 1993.

29. Geist, V.: American and roe deer. in: Encyclopedia of Mammals. Edited by: Parker P., 212-218, McGraw-Hill, New York, 1991.

30. Goyal, S.M.; Mech, L.D. and Nelson, M.E.: Prevelence of antibody titers to Leptospira spp. in Minnesota white-tailed deer. J.Wildl.Dis. 28:445-448 (1992)

31. Guyton, C.A.: Textbook of Medical Physiology. 8th, Interamericana-McGraw-Hill, México, 1992.

32. Haigh, J.C.: Hazardous drugs in zoo and wildlife medicine. in: Proced.Am.Assoc.Zoo.Vet., 1989, Greensboro, North Carolina, USA. (1989).

33. Haigh, J.C.: Opioids in zoological medicine. J.Zoo.Wildl.Med. 21: 391-413 (1990).

34. Haigh, J.C.: Immobilización of wapiti with carfentanil and xylazine and opioid antagonism with diprenorphine, naloxone, and naltrexone. J.Zoo.Wildl.Med. 22: 318-323 (1991)

35. Hall, L.W. and Clark, K.W.: Veterinary Anaesthesia. 9th. Baillière Tindall/W.B.Saundes, London, 1991.

36. Hodgson, D.R. and Parish S.M.: Miopathies. in: Large Animal Internal Medicine. Edited by: Reinhardt R.W., 1339-1352. The C.V. Mosby Company, St.Louis Missouri, 1990.

37. Hsu, W.H. and Shulaw, W.P.: Effect of yohimbina on xylazine-induced immobilization in white-tailed deer. J.Am.Vet.Med.Assoc. 185:1301-1303 (1984).

38. Jacobsen, N.K.: Effects of age and behavior of black-tailed deer on doses of xylazine. J.Wildl.Manage. 47:252-255 (1983).

39. Jalanka, H.H. and Roeken, O.B.: The use of medetomidine, medetomidine-ketamine combinations, and atipamezole in nondomestic mammals: a review. J.Zoo.Wildl.Med. 21: 259-282 (1990).

40. Jalanka, H.H.: New alfa-2-adrenoceptor agonists and antagonists. in: Zoo and Wild Animal Medicine. 3rd.Ed. Edited by: Fowler, M.E., 477-480, W.B.Saunders, Philadelphia, 1993.

41. Jalanka, H.H.; Teravainen, E. and Kivalo, M.: Propofol- a potentially useful intravenous anesthetic agent in nondomestic ruminants and camelids. in: 1992 Proceedings Joint Meeting AAZY/AAWV, 264-270, 1992.

42. Jessup, D.A.; Jones, K.; Mhor, R. and Kucera, T.: Yohimbine antagonism to xylazine in free-ranging mule deer and desert bighorn sheep. J.Am.Vet.Med.Assoc. 187:1251-1254 (1985).

43. Jessup, D.A.: Translocation of wildlife. en: Diplomado en medicina y manejo de fauna silvestre, Modulo V. México, D.F., 1993, 59-65, Fac.Med.Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., 1993.

44. Jessup, D.A.: Remote treatment and monitoring of wildlife. en: Diplomado en medicina y manejo de fauna silvestre, Modulo V. México, D.F., 1993, 65, Fac.Med.Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México, 1993.

45. Jones, D.M.: Physical and chemical methods of capturing deer. Vet. Rec. 114:109-112 (1984).

46. Klein, L.V. and Klide, A.M.: Central alfa-2 adrenergic and benzodiazepine agonists and their antagonists. J.Zoo.Wildl.Med. 20:138-152 (1989).

47. Kocan, A.A.; Thedford, T.R.; Glenn, B.L.; Shaw, M.G. and Wood, R.: Miopaty associated with immobilization in captive white-tailed deer. J.Am.Vet.Med.Assoc. 117:879-881 (1980)

48. Kreeger, T.J.; DelGiudice, G.D.; Seal, U.S. and Karns, P.D.: Immobilization of white-tailed deer with xylazine and ketamine and antagonism by tolazoline. J.Wildl.Dis. 22:407-412 (1986)

49. Kreeger, T.J.; Plotka, D.B. and Seal, S.U.: Immobilization of white-tailed deer by etorphine and xylazine and its antagonism by nalmefene and yohimbine. J.Wildl.Dis. 23:619-624 (1987)

50. Lance, W.R.: New pharmaceutical tools for the 1990s. in: 1991 Proc.Am.Assoc.Zoo Vet., 354-359, Calgary, 1991.

51. Lozada, S.J.A.: Inmovilización de algunas especies silvestres con M99 (etorphine). II Simposio sobre fauna silvestre, México, D.F., 1984, 14-46, Fac.Med.Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., (1984).

52. Lumb, W. and Jones.: Veterinary Anesthesia. Lea and Febiger, Philadelphia, 1984.

53. Mandujano, S.: Metodos de caza y aprovechamiento del venado cola blanca en una comunidad maya yucatanense. VI Simposio sobre fauna silvestre. México, D.F., 1989, 421-413, Fac.Med.Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., (1989).

54. Mautz, W.W.; Seal, U.S. and Boardman, C.B.: Blood serum analysis of chemically and physically restrained white-tailed deer. J.Wildl.Manage. 44:343-351 (1980).

55. Mech, L.D.; DelGuidice, G.D.; Karns, P.D. and Seal, U.S.: Yohimbine hydrochloride as an antagonist to xylazine hydrochloride and ketamine hydrochloride immobilization of white-tailed deer. J.Wildl.Dis. 21:405-410 (1985)

56. Mech, L.D.; Kunkel, K.E.; Chapman, R.C. and Kreeger, T.J.: Field testing of commercially manufactured captured collars of white-tailed deer. J.Wildl.Manage. 54: 297-299 (1990).

57. Medina, G.G.: Aspectos generales de los cérvidos del mundo, con relación al potencial de México en el aprovechamiento de sus venados autóctonos. III Simposio sobre el venado en México, México, D.F., 1989, 167-197, Fac.Med.Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., (1989).

58. Medina, G.: Taxonomía, distribución y datos bioecológicos de los cérvidos con especial atención al venado cola blanca. Curso de capacitación para profesionales en manejo de fauna silvestre. México, D.F., Fac.Med.Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., (1990).

59. Mendoza, D.M.A.: El manejo en parques zoológicos del venado cola blanca (Odocoileus virginianus). II Simposio sobre el venado en México. México, D.F., 1988, 1-7, Fac.Med.Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., (1988).

60. Murcia, V.J.: Notas sobre algunos aspectos de ecología y fisiología del venado cola blanca (Odocoileus virginianus miquihuanensis) en condiciones de cautiverio. III Simposio sobre el venado en México. México, D.F., 1989, 46-57. Fac.Med.Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., (1989).

61. Murcia, V.J.: Inmovilización química del venado bura (Odocoileus hemionus crooki) en condiciones de semicautiverio. VIII Simposio sobre fauna silvestre. México, D.F., 1990, 297-308, Fac.Med.Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F. (1990).

62. Muir, W.W. and Hubbell, J.A.E.: Handbook of Veterinary Anesthesia. The C.B. Mosby Company, St. Louis Missouri, 1992.

63. Murray, R.R.; Granner, K.D.; Mayes, A.P. and Rodwell W.V.: Harper Biochemistry. 21th. El Manual Moderno, México, D.F., 1992.

64. National Research Council: Pain and distress. National Academy Press, Washington, 1992.

65. New, J.C.; Wathen, W.G. and Dlutkowski, S.: Prevalence of leptospira antibodies in white-tailed deer, cades cove, Great Smoky Mountains National Park, Tennessee. J.Wildl.Dis. 29:561-567 (1993).

66. Oteiza, M.A.: La caza y el aprovechamiento racional del venado en México. IV Simposio sobre venados de México. México, Nuevo Laredo, Tamaulipas, 63-67, Fac.Med.Vet. y Zoc., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., (1994).

67. Palazuelos, P.L.; Téllez, R.R.E. y Roa, R.M. de los A.: Analgesia disociativa remota en el venado. I Simposio sobre el venado en México. México, D.F., 1986, 33-50, Fac.Med.Vet. y Zoc., Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., (1986).

68. Palazuelos, P.L.: Problema médico etológico en el manejo de animales silvestres. VIII Simposio sobre fauna silvestre. México, D.F., 1990, 309-317, Fac.Med.Vet. y Zoc., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., (1990).

69. Palazuelos, P.L.: El uso de telazol en animales exóticos. III Simposio sobre fauna silvestre M.V.Z. J.A. Téllez Girón, México, D.F., 1992, 52-53, Fac.Med.Vet. y Zoc., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., (1992).

70. Parás, G.A. y Berrón, H.D.: El uso de yohimbina como antagonista de ketamina-xilazina en la inmovilización de fauna silvestre. VII Simposio sobre fauna silvestre. México, D.F., 1989, 56-65, Fac.Med.Vet. y Zoc., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., (1989).

71. Plotka, E.D.; Seal, U.S.; Verme, L.J. and Osaga, J.J.: The adrenal gland in white-tailed deer: a significant source of progesterone. J.Wildl.Manage. **47**:38-44 (1983).

72. Quinto, F.: Avances para el manejo de venados en las selvas tropicales del sureste de México. IV Simposio sobre venados de México. México, Nuevo Laredo, Tamaulipas, 45-62, Fac.Med.Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., (1994).

73. Renecker, A.L.: Use of yohimbine and 4-aminopyridine to antagonize xylazine-induced immobilization in north american Cervidae. J.Am.Vet.Med.Assoc. **187**:1199-1201 (1985).

75. Riebold, T.W.; Goble, D.O. and Geiser, D.R.: Large Animal Anesthesia. Acribia, Zaragoza, España, 1986.

75. Roa, R.M. de los A.: El venado cola blanca como animal de zoológico. I Simposio sobre el venado en México. México, D.F., 1986, 17-22, Fac.Med.Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., (1986).

76. Roa, R.M. de los A.: Importancia de los cérvidos mexicanos. IV Simposio sobre venados de México. México, Nuevo Laredo, Tamaulipas, 158-165, Fac.Med.Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., (1994).

77. Rosenstein, E.R.: Diccionario de especialidades farmacéuticas, PLM. Ed. 39, Consejo editorial: Fishleder, B.L.; Gaitan, V.G.; Folch, A.P.; González, C.M.; Ordóñez, A.A.; Ramírez, N.C. y Schultz, M.C., Ediciones PLM, México, D.F., 1994.

78. Rosenstein, E.R.: Prontuario de especialidades veterinarias. Ed. 14, Editor: Hochstein, L.K., Ediciones PLM, México, D.F., 1994.

79. Schloeth, R.: Deer. in: Encyclopedia of Mammals. Edited by: Parker P., 126-127, McGraw-Hill, New York, 1991.

80. Schobert, E.: Telazol use in wild an exotic animals. Vet.Med. **82**:1080-1088 (1987).

81. Sedgwick, C.J.: Inhalation anesthesia for captive wild mammals, birds and reptiles. in: Zoo and Wild Animal Medicine. Edited by: Fowler, M.E., 52-56, W.B.Saunders, Philadelphia, 1986.

82. Smits, J.E. and Haigh, J.C.: Yohimbine hydrochloride administration to reverse xilazine sedation in white-tailed deer and mule deer. J.Zoo.Wildl.Med. 20:170-172 (1989)

83. Spraker, T.J.: Stress and capture miopathy. in: Zoo and Wild Animal Medicine. 2th. ed., Edited by: Fowler, M.E., 481-488, W.B.Saunders, Philadelphia, 1993.

84. Stanley, H.T.; McJames, S.; Kimball, J.; Port, J.D. and Pace, N.L.: Immobilization of elk with A-3080. J.Wildl.Manage. 52: 577-581 (1988).

85. Sullivan, J.B.; Heffelfinger, J.R. and Helliekson, M.W.: Drive-netting deer: incidente of mortality. Wildl. Soc. Bull. 19: 393-396 (1991).

86. Sumano, L.H.: Farmacología Clínica en Bovinos. SUMAT., México, 1990.

87. Sumano, L.H. y Ocampo, C.L.: Farmacología Veterinaria. McGraw-Hill, México, 1992.

88. Téllez, R.R.E. y De Yta, M.L.: Esplenectomia en el venado. II Simposio sobre el venado en México. México, D.F., 1988, 71-77, Fac.Med.Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., (1988).

89. Téllez, R.R.E.; Roa, R.M.de los A. y De Yta, M.L.: Anestesia del venado con base en una mezcla de toxicidad dispersa. II Simposio sobre el venado en México. México, D.F., 1988, 62-70, Fac.Med.Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., (1988).

90. Wallach J.D. and Boever, W.J.: Diseases of Exotic Animals. W.B.Saunders, Philadelphia, 1983.

91. Warren, R.J.; krikpatrick, R.L.; Oelschleager, A.; Scanlon, P.F. and Gwazdauaskas, F.C.: Dietary and seasonal

influences on nutritional indices of adult male white-tailed deer. J. Wildl. Manage. 45:926-936 (1981).

92. Watkins, B.E.; Ullrey, D.E.; Witham, J.H. and Jones, J.M.: Field evaluation of deuterium oxide for estimating body composition of white-tailed deer (Odocoileus virginianus) fawns. J. Zoo. Wildl. Med. 21:453-456 (1990).

93. Whitmore, D.T., and Hall, R.: Zoo veterinary safety: in: Proced. Am. Assoc. Zoo. Vet. 1989, 67-68, Greensboro, North Carolina, USA. (1989).

94. Wildlife Restraint Handbook, revision by: Clark, B.; Work, T.; Drew, M. and Teagle B. en: Curso de fisiología y manejo de fauna silvestre 1992, México, D.F., Fac. Med. Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., 1992.

95. Wildlife Restraint Series: Int. Wildl. Vet. Serv. Inc., California, USA, 1991.

96. Wildnil: Jenssen pharmaceutica Beerse, Wildlife laboratories, Inc. Fort Collins, Colorado, USA. (instructivo del producto comercial).

97. William, L.: Taxonomía y ubicación del venado cola blanca dentro del grupo de los mamíferos. I Simposio sobre venados en México, 1986. México, D.F., Fac. Med. Vet. y Zoo., Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., (1986).

98. Yohimbine hydrochloride (Antagonil): Wildlife Laboratories, Fort Collins, Colorado 80521, USA. (instructivo del producto comercial).

99. Zoletil: Laboratories Virbac, 13 ème rue-L.J.D., 06516 Carros-France. (instructivo)

100. Zuba, J.R.; and Allen, J.L.: Affordable, portable, noninvasive monitoring equipment and its place in zoo and wildlife anesthesia. in: Proc. Joint Meet. AAZV/AAVW, 1992.

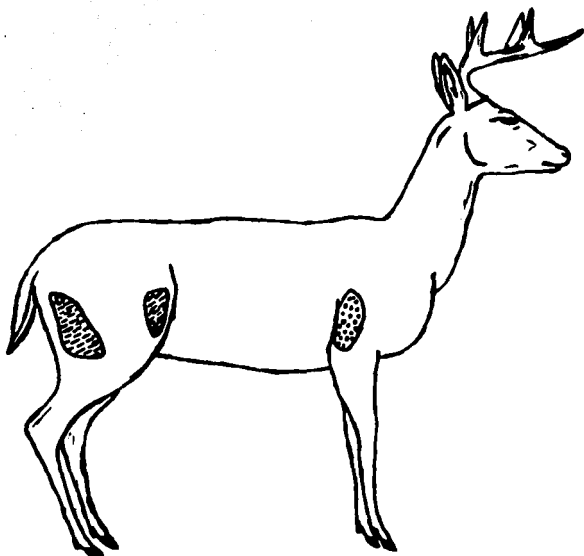


FIGURA 1. Sitios de elección para la aplicación intramuscular de fármacos por medio de dardos en el venado cola blanca.



Sitio óptimo.



Sitio opcional.

CUADRO 1. Dosis de fármacos utilizados en la contención química del venado cola blanca.

Fármaco	Dosis	Vía	Observaciones	Referencia
Promacina	50-200 mg/ven.	IV	Reportado en hembras gestantes.	71
Ketamina	500-700 mg/ven.			
Pentobarbital	1950 mg/ven.	IV	Reportado en hembras gestantes.	71
Tiletamina-	1.1-8.9 mg/kg	IM	Dosis mínima,	80,54
Zolacepam	14.4 mg/kg		media, y máxima	99
	8.8-22 mg/kg		reportadas	96
	1.1-2.2 mg/kg	IV	Dosis general para ruminantes	62
Xilazina	0.77-1.54 mg/kg	IM	Venados semidomesticados	22,49
	= 6 >2.2 mg/kg	IM	Venados en libertad	82,96
	0.5-1 mg/kg	IM	Para sedación	90
	3-4 mg/kg	IM	Para inmovilización	90
Medetomidina-	60-80 mcg/kg-	IM	Inmovilización	39,40
Ketamina	1.5-2.5 mg/kg			
Ketamina-	4 mg/kg	IM	Inmovilización	(*)
detomidina	150 mcg/kg			
Ketamina-	5-8 mg/kg-	IM	Inmovilización	55
Xilazina	1-2 mg/kg			
	300 mg-75 mg	IM	Dosis estándar por venado adulto	14,2016
	300 mg-100 mg	IM	idem	15,17,30
Carfentanil	0.005-0.020mg/kg	IM	Dosis gral. para cérvidos.	96
	0.010-0.015mg/kg	IM	Dosis para inmovilización (*) de venado cola blanca, se puede combinar con 10 mg totales de xilazina IV.	
Etorfina	0.1 mg/kg	IM	Inmovilización	54
Etorfina	3-6 mg/ven.	IM	Dosis total para adultos	90,27
	1.5-3 mg/ven	IM	Dosis total para juveniles	
Etorfina-	0.04-0.07 mg/kg	IM	Inmovilización	49
Xilazina	0.5-0.8 mg/kg			

(*)Comunicación personal: Fernando Gual Sill, Zoológico de Chapultepec.

CUADRO 2. Fármacos disponibles para inducir contención química del venado cola blanca.

<u>Nombre</u>	<u>Nombre</u>	<u>y</u>	<u>Presentación Comercial</u>	<u>y</u>	<u>Fabricante.</u>
Etorfina	M-99		vial de 20 ml; 1 mg/ml		Lemmon Co.
Etorfina-Acepromacina	Immobilon		2.25 mg/ml y 10 mg/ml respectivamente		CVET Ltd.
Carfentanil	Wildnil		vial de 10 ml; 3 mg/ml		Wildlife Pha.
Ketamina	Imalgen 1000		vial de 10 ml; 100 mg/ml		Rhone Merieux Revetzmx
	Ketavet		vial de 10 ml; 50 mg/ml		
Tiletamina-Zolacepam	Telazol		5 ml de diluyente; 500 mg de ingredientes activos (1:1)		A.H.Robins
	Zoletil 20		50 mg de ing. activo.		Virbac México
	" 50		250 mg de ing. activo.		
	" 100		500 mg de ing. activo.		
Xilazina	Rompun		vial 10 ml; 20 mg/ml		Bayer México Harver-Lockhart
	Rompun		vial 100 ml; 100 mg/ml		
Detomidina	Domosedan		vial 5 ml; 10 mg/ml		Farmos Grupo
Medetomidina	Dormitor		vial 5 ml; 10 mg/ml		Wildlife Pha.
Propofol	Diprivan		vial 20 ml; 10 mg/ml		ICI México
Pentobarbital	Anestosal Pentobarbital		vial 100ml; 0.063g/ml inyectable		Smithkline Aranda

CUADRO 2.1 Fármacos que modifican el efecto de los agentes inmovilizantes

<u>Nombre</u>	<u>Nombre y Presentación Comercial.</u>	<u>y Fabricante</u>
Atipamezole	Antisedan vial 10 ml; 5 mg/ml	Wildlife Pha.
Diacepam	Valium amp. 2 ml/10 mg comp. con 5 y 10 mg	Roche
Diprenorfina	M50-50 vial 20 ml; 2 mg/ml	Lemmon Co.
Doxapram HCL	Dopram-V vial 20 ml; 20 mg/ml	Aveco Co.
Flumazenil	Lanexat amp. 5 ml/0.5 mg	Roche
Nalorfina	Nalline vial 10 ml; 5mg/ml	Merk-México
Naloxona	Narcanti amp. 1 ml/0.4 mg	Rhone Poulenc R.
Naltrexona	Naltrexone HCL vial 20 ml; 50mg/ml	Sigma Chemicals
Yohimbina	Antagonil vial 20 ml; 5 mg/ml Yobine vial 20 ml; 2 mg/ml	Wildlife Pha. Lloyd Lab.

CUADRO 3. Índice de fabricantes y distribuidores.

1. Addison Biological Laboratories, Inc. Rt.3, Box 90-B, Hwy. & Lucky Street Fayette, Missouri 65248, USA. (sistemas: Maxi-Ject: Veterinary Blowpipe system)
2. A.H. Robins, Inc., Richmond, Virginia 23220, USA.
3. Anesta, Ltd., Salt Lake City, Utah 84132, USA.
4. Aveco Co., Inc. 800 5th St. N.W. Fort Dodge, Iowa 50501, USA.
5. Ayerst Laboratories, Montreal, P.Q., Canadá.
6. Bayer de México, S.A. de C.V., Miguel de Cervantes Saavedra #259, 11520, México, D.F.
7. Burroughs, Wellcome, and Cooper/Australia/, Ltd., Concorde, New South Wales 2137, Australia.
8. Ciba Pharmaceutical, Summit, New Jersey 07901, USA.
9. Coda Enterprises, Inc. 1038 E. Norwood Mesa, Arizona 85203, USA. (sistema: coda netgun)
10. Cynamid, Willowdale. Ontario M2J4Y5, Canadá.
11. Farmos Grupo Ltd. P.O. Box 425, SF-20101, Turku, Finland
12. Harver-Lockhart, Cutter Laboratories Inc., shawnee, Kansas 66201, USA.
13. Hoffman LaRoche, Balse, Switzerland.
14. ICI de México, S.A. de C.V., Av. Lomas Verdes #67, Naucalpan de Juárez, Estado de México, México.
15. Janssen Laboratories, 2340 Beerse, Belgium.
16. Keypharmaceutical, miami, Florida 33169, USA
17. Laboratorios Aranda, S.A., J.G. Icazbalceta #72, San Rafael 06470, México, D.F.
18. Lemmon Company, Rockville, Maryland 20850, USA.
19. Merk-México, S.A., Calle 5 #7, 53370, Naucalpan de Juárez, Estado de México.

20. Norden de México, Division Veterinaria de Smithkline et French, S.A., Av. Universidad No. 1449, Col. Florida, México, 01030, D.F.
21. Palmer Equipment Company, Douglasville GA 30133, USA. (sistemas: Cap-Chur projectors and darts)
22. Productos Roche S.A. de C.V., Av. Universidad #902, 03310, México, D.F.
23. Pneu-Dart, Inc. Williamsport, PA 17703, USA. (sistemas: Pseudats projectors and darts)
24. Reckitt and Colman, Hull, U.K.
25. Revetmex S.A. de C.V., Laboratorio de productos veterinarios, Prol. calz. de la Viga #1937, 04230, México, D.F.
26. Rhone Merieux de México S.A. de C.V., Porfirio Díaz #69, Col. Del Valle, 03100, México, D.F.
27. Rhone Poulenc Rorer, S.A. de C.V., Matías Romero #216, Col. del Valle, Del. Benito Juárez 03100, México, D.F.
28. Roche Laboratories, Nutley, New Jersey 07110, USA.
29. Schering Research, Miami, Florida 33137, USA.
30. Sigma Chemicals, St. Louis . Missouri 63178, USA.
31. Smithkline Beecham Farmacéutica S.A. de C.V., Sevilla #821, col. Portales, 03300, Méxoco, D.F.
32. Telinjec USA, Inc. Newhall, CA 91321-3198, USA. (sistemas: Telinjec Balowpipe, Vario Rifle System)
33. Virbac México, S.A. de C.V., Laboratorios, Av. Morelos #2152, 44600, Guadalajara, Jal., México.
34. Wildlife Pharmaceuticals Inc., 1401 Duff Drive, Suite 600, Fort Collins, Colorado 80524, USA. . (Wildlife Lboratories, Ft. Collins, Colorado 80524, USA.).
35. Wildlife Specialtiers, Inc. 4334 Center Ville Road, White Bear Lake, MN 55127, USA. (sitemas: Ballsti Vet Gun System, Aeroyec-dard).