

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA

“ANTONIO NARRO”

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL



**MEDICIÓN DEL TIEMPO DE INDUCCIÓN, ANESTESIA, RECUPERACIÓN y
SEGUIMIENTO DE CONSTANTES FISIOLÓGICAS, EN LA CONTENCIÓN
QUÍMICA DE JAGUARES (*Panthera onca*).**

POR

RUBEN NAHUM JIMÉNEZ TLAPALA

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL

PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO.

NOVIEMBRE DEL 2012

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA

“ANTONIO NARRO”

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL



**MEDICIÓN DEL TIEMPO DE INDUCCIÓN, ANESTESIA, RECUPERACIÓN y
SEGUIMIENTO DE CONSTANTES FISIOLÓGICAS, EN LA CONTENCIÓN
QUÍMICA DE JAGUARES (*Panthera onca*).**

POR:

RUBEN NAHUM JIMÉNEZ TLAPALA

TESIS

ASESOR PRINCIPAL

M.V.Z. ERIC ALEJANDRO REYES RAMÍREZ

COASESORES

M.V.Z. FERNANDO CORTEZ VILLAVICENCIO

M.V.Z. SERGIO ORLANDO YONG WONG

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO

NOVIEMBRE DE 2012.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA

“ANTONIO NARRO”

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL



**MEDICIÓN DEL TIEMPO DE INDUCCIÓN, ANESTESIA, RECUPERACIÓN y
SEGUIMIENTO DE CONSTANTES FISIOLÓGICAS, EN LA CONTENCIÓN
QUÍMICA DE JAGUARES (*Panthera onca*).**

TESIS

POR:

RUBEN NAHUM JIMÉNEZ TLAPALA

ASESOR PRINCIPAL

Una firma manuscrita en tinta azul sobre una línea horizontal.

M.V.Z. ERIC ALEJANDRO REYES RAMÍREZ

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO

NOVIEMBRE DE 2012.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA

“ANTONIO NARRO”

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL

**MEDICIÓN DEL TIEMPO DE INDUCCIÓN, ANESTESIA, RECUPERACIÓN y
SEGUIMIENTO DE CONSTANTES FISIOLÓGICAS, EN LA CONTENCIÓN
QUÍMICA DE JAGUARES (*Panthera onca*).**

TESIS

POR:

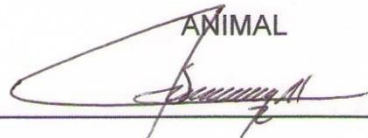
RUBEN NAHUM JIMÉNEZ TLAPALA

ASESOR PRINCIPAL

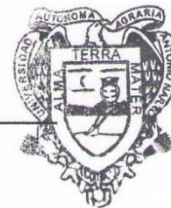


M.V.Z. ERIC ALEJANDRO REYES RAMÍREZ

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA

ANIMAL


M.V.Z. RODRIGO I. SIMÓN ALONSO



**Coordinación de la División
Regional de Ciencia Animal**

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO

NOVIEMBRE DE 2012

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
"ANTONIO NARRO"
UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL

PRESIDENTE DEL JURADO



M.V.Z. ERIC ALEJANDRO REYES RAMÍREZ

VOCAL



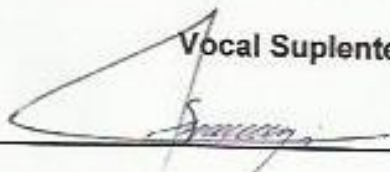
M.V.Z. SERGIO O. YONG WONG

VOCAL



MC. MARÍA HORTENSIA CEPEDA ELIZALDE

Vocal Suplente



M.V.Z. RODRIGO I. SIMÓN ALONSO

ÍNDICE

I. DEDICATORIA.....	i
II. AGRADECIMIENTOS	ii
1. RESUMEN	iv
2. INTRODUCCIÓN	1
3. OBJETIVOS	3
3.1 Objetivo general	3
3.2 Objetivos particulares	3
4. HIPÓTESIS	4
5. REVISIÓN DE LITERATURA	5
5.1 Descripción de la especie.....	5
5.2 Taxonomía y subespecies	5
5.3 Características morfológicas	2
5.4 Peso y medidas corporales	3
5.4 Distribución y hábitat	3
5.5 Contención	5
5.5.1 Dardeo.....	6
5.6 Farmacodinamia.....	7
5.7 Farmacocinética	7
5.8 Sinergia.....	10
5.9 Anestesia	11
5.9.1 Planos anestésicos	12
5.10 Agentes Anestésicos	13
5.10.1 Anestesia disociativa.....	13
5.10.2 Benzodiazepinas.....	14
5.10.3 Agonistas α -2 adrenérgicos	15
5.10.4 Tiletamina-Zolacepam.....	17
5.10.5 Tiletamina-Zolacepam y Xilacina	18
5.10.6 Agentes de reversión	20
6. MATERIALES Y MÉTODOS	21
6.1 Área de estudio	21

6.2 Animales	21
6.3 Fármacos	21
6.4 Instrumentos	22
6.5 Método	23
6.5.1 Mezcla anestésica, administración de los anestésicos y dosis.....	23
6.5.2 Calculo de la dosis.....	23
6.5.3 Registro de parámetros fisiológicos	24
6.5.4 Tiempo de Inducción.....	24
6.5.5 Tiempo de recuperación	24
6.5.5 Reversión de la contención química.....	24
6.5..6 Análisis estadístico	24
7. RESULTADOS	25
8. DISCUSIÓN	27
9. CONCLUSIÓN	30
10. RECOMENDACIONES	30
11. BIBLIOGRAFIA	31
12. ANEXOS	40

Índice de figuras

Figura 1 Jaguar en cautiverio Centro para la Conservación e Investigación de la vida Silvestre, Tekax Yucatán.	2
Figura 2 Probable distribución del jaguar. Fuente: CONANP, 2009.	4
Figura 3 Sitios de inyección utilizados en felinos silvestres. Fuente Murray 2008	6
Figura 4 Destino de los fármacos en el organismo a partir de la administración oral, intramuscular o intravenosa. Fuente: Sumano y Ocampo 2006.	8
Figura 5 Los tres compartimientos de los animales. Los porcentajes varían con la edad y el estado nutricional; por ejemplo, los animales jóvenes tienen en general más a gua que los adultos. Sumano y Ocampo 2006.	8
Figura 6 Diagrama que representa el arreglo del modelo abierto de un compartimiento. Fuente: Sumano y Ocampo 2006.	9
Figura 7 Formula estructural del al xilacina. Fuente Sumano 2007	17

Índice de cuadros

Cuadro 1 Descripción estadística de las edades, masa corporal, dosis, el tiempo de inducción, postración, reversión y la duración total de jaguares en el periodo del 2008 al 2011.	26
Cuadro 2 Descripción estadística de la Frecuencia Cardiaca, Frecuencia Respiratoria y Temperatura de los jaguares.	26
Cuadro 3 Descripción estadística de mezcla de tiletamina-zolacepam-xilacina, con una dosis de 4 mg/kg en una concentración de 200 mg/ml.....	26

Anexos

Anexo 1 Sexo, edad, masa corporal, dosis de la mezcla de TZX, tiempo del efecto inicial, tiempo mantenimiento en postración y tiempo de recuperación en jaguares inmovilizados.	40
Anexo 2 Tabla de peso y dosis de anestesia mg/kg y ml/kg	41
Anexo 3 Monitoreo de frecuencia cardiaca en jaguares 2009-2012	42
Anexo 4 Monitoreo de Frecuencia Respiratoria Jaguares 2009-2012	43
Anexo 5 Monitoreo de Temperatura Jaguares 2009-2012	44

DEDICATORIA

A mis padres

Reyna Tlapala Rivera y José Luis Jiménez Navarro

Este logro, se lo debo a ustedes, por darme su amor, cariño, comprensión y apoyo incondicional durante todo este tiempo, dándome consejos, llamadas de atención que me guiaban por el buen camino, por eso les dedico con todo mi amor y cariño, este y todos mis logros.

A todos los Médicos Veterinarios Zootecnistas que han encaminado su carrera hacia la rama de la fauna silvestre y con preferencia a los felinos, dándose cuenta que un medico tiene a su cargo y responsabilidad una infinidad de animales.

A los animales que por diversas circunstancias terminan en cautiverio y para que los médicos sepan cómo tratarlos.

AGRADECIMIENTOS

A **Dios**, por haberme puesto en este camino y ayudarme a llegar al final de esta hermosa carrera, pues ser Médico Veterinario Zootecnista (MVZ) ha sido el sueño de mi vida desde pequeño, ahora hecho realidad.

A mi Alma Terra Mater, por brindarme la oportunidad de formarme no solo como profesionalista, sino también como persona; conocerme a mí mismo, saber de lo que soy capaz y hasta dónde puedo llegar, por eso y muchas cosas más, me siento orgulloso al decir que soy BUITRE.

A mí Familia, son los mejor del mundo, no tengo palabras para agradecerles a mis papás y hermanas, lo mucho que han hecho por mí, por apoyarme en todo momento, por ser mi mayor orgullo y ser el motivo de seguir adelante, sin ustedes no lo hubiera logrado. LOS AMO.

En especial al **M.V.Z. Fernando Cortes Villavicencio**, por su apoyo y asesoramiento durante el desarrollo del trabajo de tesis, brindarme sus conocimientos y su amistad la facilidad de los jaguares para este trabajo. Muchas Gracias.

M.V.Z. Eric Alejandro Reyes Ramírez, gracias por el tiempo que dedico al asesorarme desde el establecimiento del proyecto hasta la redacción de este documento, compartiendo sus inmensos conocimientos y su amistad.

Al M.V.Z. Sergio Orlando Yong Wong, por ser una gran persona, un excelente formador académico, un gran amigo, por todos sus consejos y apoyo. Muchas gracias.

A la **MC. María Hortensia Cepeda Elizalde** por su gran apoyo en mi formación como Médico Veterinario. Mis más sinceros agradecimientos.

Al M.V.Z. Rodrigo Isidro Simón Alonso por ser parte de mi formación y su apoyo durante la carrera, muchas gracias.

Al Biólogo Mateo Pérez Medrano y al **M.V.Z. Andrés González Rodríguez**, coordinadores de los Centros para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre San Bartolomé Tekax y Guadalajara, por sus conocimientos brindados y su apoyo dentro de las instalaciones del CIVS.

Al **DVM, PhD Terry J. Kreeger** las más sinceras gracias por los artículos que sirvieron para sacarme de dudas mis más sinceros agradecimientos.

Al **M.V.Z. Raúl Salamanca Castillo**, por todos su conocimientos brindados durante el tiempo que duro mi estancia en el CIVS de Tekax, una gran persona muchas gracias.

Rocío del Carmen López Ramírez (UNAM), **Liliana Santiago Pérez**(UAM Xochimilco), gracias por su sincera amistad, por su apoyo incondicional y pasar todo ese tiempo en el CIVS conmigo, compartiendo logros, fracasos, tristezas, pero muchísimas alegrías, LAS QUIERO MUCHO nunca cambien, son magnificas personas.

A **Perla Rubio Negrete** y a **Gustavo Campos Vique**, por su amistad brindada durante la carrera que entre todos aprendimos a organizarnos para salir adelante, apoyándonos y cuidándonos unos a otros, juntos como una familia. GRACIAS CHICOS.

Finalmente a los maestros, aquellos que marcaron cada etapa de mi camino universitario, y que me ayudaron en asesorías y dudas presentadas en la elaboración de la tesis.

RESUMEN

Se realizó la contención química en 16 jaguares (*Panthera onca*) aplicando una combinación de tiletamina, zolacepam y xilacina por vía intramuscular. Se observaron y registraron los efectos de la combinación de fármacos sobre la frecuencia cardíaca y respiratoria y la temperatura. También se evaluó el efecto de la dosis en los tiempos de inducción, mantenimiento y recuperación. La combinación consistió en 100 mg de tiletamina, 100 mg de zolacepam y 100 mg de xilacina por mililitro. La dosis de la combinación fueron: 4 mg/kg., a una concentración de 200 mg/ml. La aplicación de la dosis produjo un efecto anestésico en los jaguares. Se distinguieron diferencias en los tiempos de inducción (7-14 min (\bar{x} = 10.25), los tiempos de postración (91-128 min (\bar{x} = 105.4), y los tiempos de recuperación variaron después de la aplicación del revertidor (15-45 min (\bar{x} = 27).

Se discuten los efectos de la combinación TZX 200 (tiletamina 50 mg + zolacepam 50 mg y xilacina 100 mg) en 1 ml. La dosis de 4 mg/kg de TZX 200 demostró ser apropiada para la contención en jaguares por un período menor a una hora y media. Los resultados de esta investigación sugieren que la combinación de tiletamina, zolacepam y xilacina es una alternativa para uso en la captura o tratamiento de felinos mayores en campo o clínica.

Palabras claves: jaguar, *Panthera onca*, contención, tiletamina, zolacepam xilacina, revertidor.

INTRODUCCIÓN

Al planificar cualquier procedimiento de manipulación de animales silvestres, es de extrema importancia elegir una técnica de contención adecuada, de manera que no se ponga en riesgo la integridad del animal y de las personas manipuladoras. Para esto existen cuatro factores principales a considerar a la hora de optar entre las distintas técnicas: la seguridad del personal que realizará el procedimiento, la seguridad del animal que será inmovilizado, las condiciones del entorno para realizarlo sin contratiempos y la aptitud del método seleccionado para permitir ejecutar el procedimiento exitosamente (Caulkett y Arnemo 2007).

Ya que no existe una técnica de inmovilización o restricción ideal para todas las especies, es necesario conocer parámetros secundarios inherentes a éstas como su biología, ecología y comportamiento, y al individuo en particular como su edad, sexo, condición fisiológica y nutricional (Caulkett y Arnemo 2007).

El uso de una anestesia disociativa (tiletamina), una benzodiazepina (zolacepam), un agonista α -2 adrenérgico (xilacina) crea una sinergia, obteniendo mejores resultados (mayor margen de seguridad, menor tiempo de recuperación) y reduciendo efectos colaterales indeseables que se obtienen al utilizar una sola anestesia (ataxias, convulsiones, depresión del sistema nervioso, arritmias, salivación). Se obtienen también una mayor concentración de producto, pues la xilacina líquida es enriquecida con los otros dos productos cuya presentación es liofilizada, lo que determina un menor volumen de administración. Finalmente, la sinergia de los tres productos en las dosis y concentraciones presentadas, provee un margen mayor de seguridad para el ejemplar (se mantiene el animal sedado por un tiempo prologando), como para el del personal (como se mantiene más tiempo sedado el animal hay mejor manejo para la realización de revisiones clínicas, tratamiento de lesiones, transporte).

En la búsqueda de información previa a este estudio, no se pudieron obtener documentos mexicanos sobre el uso de TZX como protocolo para la contención química de jaguares en cautiverio.

Existen diferentes protocolos anestésicos para utilización en contenciones de jaguares descrito por varios autores: 10 mg/kg tiletamina-zolacepam para la colección y extracción de semen por medio del método de electroeyaculación (Morato 2002, 2004); 6.6-16.4mg/kg en la inmovilización química, con un tiempo de inducción de 2 a 6 min (Morato *et al*, 2002); ketamina 10.6 – 11.5mg/kg, xilacina 1.3 – 1.4mg/kg (Lopez y Aranda, 1968).

El desarrollo y mejoramiento de distintos métodos de contención se ha convertido en un recurso indispensable para el adecuado manejo, monitoreo y cuidado de los animales silvestres, tanto en vida libre como en cautiverio. El propósito de este estudio fue evaluar la duración y estabilidad de la anestesia general obtenida tras la administración intramuscular por medio de dardos la combinación tiletamina-zolacepam-xilacina (TZX) en jaguares (*Panthera onca*) mantenidos en cautiverio.

OBJETIVOS

Objetivo general

Establecer una alternativa de contención química con estos fármacos de uso en el mercado mexicano mediante la elaboración de un protocolo seguro para la contención química de jaguares.

Objetivos particulares

- Describir la concentración y sinergia de TZX 200 (tiletamina 50 mg + zolacepam 50 mg + xilacina 100 mg) a volumen de 1ml, a razón de 4 mg/kg, para la contención química de jaguares.
- Describir los tiempos de inducción, mantenimiento y recuperación observados tras la administración de la combinación de TZX 200.
- Describir el comportamiento de la frecuencia cardiaca, frecuencia respiratoria y temperatura corporal de los jaguares, durante el efecto de la dosis de la combinación de TZX 200.

HIPÓTESIS

La combinación de una anestesia disociativa, una benzodiacepina y un agonista α -2 adrenérgico crea un sinergismo, obteniéndose así un menor volumen de dosis y un margen mayor de seguridad tanto para el paciente como para el grupo de trabajo que realizan la contención química de jaguares en cautiverio y en vida libre.

REVISIÓN DE LITERATURA

Descripción de la especie

La especie *Panthera onca* es conocida comúnmente a lo largo del continente y de nuestro país como jaguar, onza, yaguar, yagüareté, tigre, tigre real, pantera, balam, barum, y onca. Se trata del tercer felino en tamaño después del tigre y el león, y el más grande en el continente americano. En México existen registros de ejemplares machos con un peso promedio de 56 kilos y de 42 para las hembras (Aranda 1991). En todo el cuerpo tiene manchas negras, que en los costados cambian en rosetas, y dentro de estas puede haber una o más manchas pequeñas (Ceballos y Oliva 2005).

Taxonomía y subespecies

El jaguar es un mamífero carnívoro, de la familia de los felinos.

Clase: Mammalia

Orden: Carnívora

Familia: Felidae

Subfamilia: Pantherinae

Género: *Panthera*

Especie: *Panthera onca* (Linnaeus, 1758)

Panthera onca arizonensis

Panthera onca palustris

Panthera onca centralis

Panthera onca paraguensis

Panthera onca goldmani

Panthera onca peruviana

Panthera onca hernandesii

Panthera onca veraeacruscis

(Mammal Species of the World. 2012, Sistema Integral de Información Taxonómica. 2012)

Características morfológicas

El jaguar es el felino de mayor tamaño en el continente americano (Figura 1). El color de la piel varía de amarillo pálido a café rojizo y blanco en los carrillos, pecho y parte interna de las extremidades. En todo el cuerpo tiene manchas negras, que en los costados forman rosetas, y que pueden presentar una o más manchas pequeñas. (Ceballos y Oliva, 2005).

Cazadores y campesinos distinguen tres tipos de jaguares en cuanto a su coloración: el tigre mariposa, marcado con manchas que forman rosetas grandes; el tigre pinta menuda el cual tiene rosetas pequeñas y el tigre negro que es melánico, de color negro o pardo negruzco, con marcas visibles en la luz oblicua.

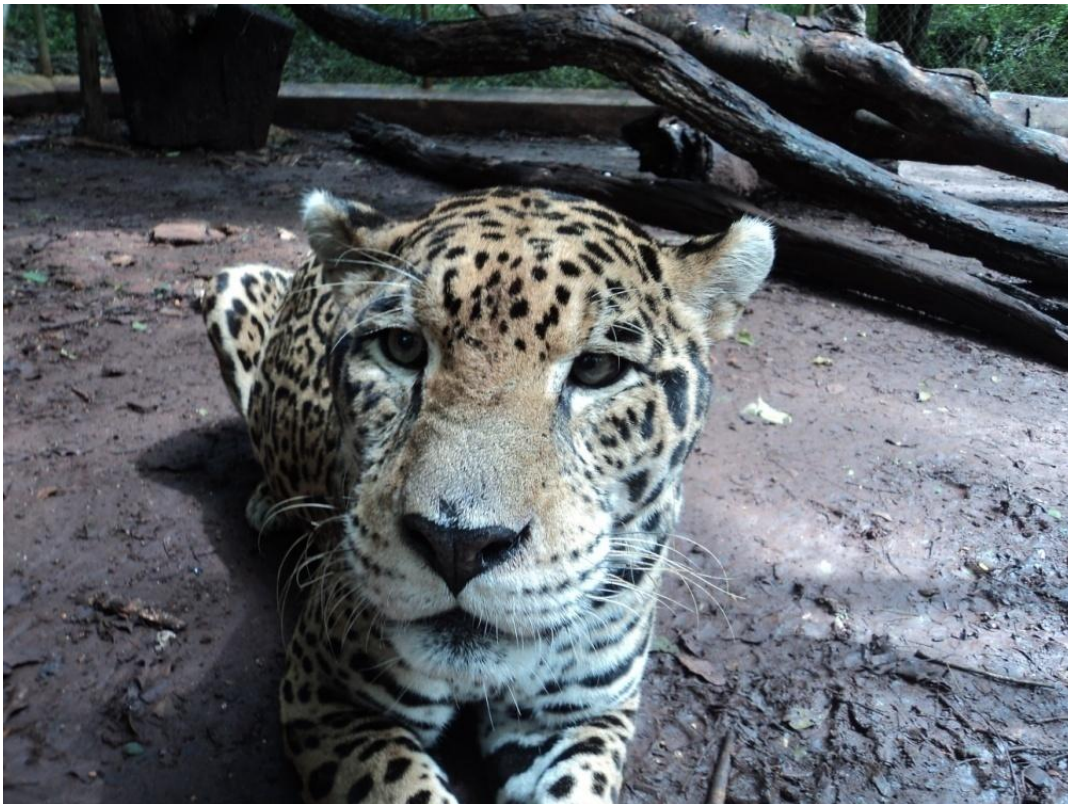


Figura 1. Jaguar en cautiverio Centro para la Conservación e Investigación de la vida Silvestre, Tekax Yucatán.

Peso y medidas corporales

El largo total de jaguares adultos es variable, ya que en las hembras es de 157 cm a 219 cm y en los machos de 172 a 241 cm (Hall, 1981). Los jaguares de mayor peso se han registrado en la región del Pantanal en Brasil y en Venezuela, donde los machos pueden llegar a pesar más de 130 kg (Almeida, 1976; Seymour, 1989). En México existen registros de peso en Calakmul, Campeche, para seis machos y seis hembras, con un peso promedio de 56 y 42 kg para las hembras (Aranda, 1991).

Distribución y hábitat

La distribución actual del jaguar en México es reducida y fragmentada y es posible que haya desaparecido de las planicies costeras, excepto las regiones inundables. Por la vertiente del Pacífico, aún se encuentra en las estribaciones de la Sierra Madre Occidental, desde la región de Huásabas, en Sonora (Valdez *et. al.* 2002; López y Brown, 2002) y de ahí se extiende hacia el sur, en un área aparentemente continua, hasta Nayarit y Jalisco, y en dos pequeñas áreas en las zonas costeras de Michoacán y Oaxaca. En Guerrero se le puede encontrar en la Sierra Madre del Sur y el Filo Mayor. Por la vertiente del Gofo, su distribución en el norte se contrajo hasta la Gran Sierra Plegada, al este de Monterrey, y se extiende a lo largo de un área más o menos continua hasta la Huasteca, en el norte de Querétaro (Rosas y López, 2002; Sanderson *et. al.*, 2002) como se muestra en la figura 2.



Figura 2. Probable distribución del jaguar. Fuente: CONANP, 2009.

En la selección del hábitat, los jaguares requieren un suministro de agua, follaje denso, y presa suficiente (Mondolfi y Hoogesteijn 1986). Parecería entonces que el jaguar se asemeja al tigre (*Panthera tigris*) en sus requisitos del hábitat y reflejaría otra correlación a un gato solitario.

Reside principalmente en los bosques tropicales perennifolio, subcaducifolio, caducifolio y en manglares; también en el bosque mesófilo de montaña, el bosque espinoso y casualmente en el matorral xerófilo y en el bosque de coníferas y encinos, desde el nivel del mar hasta 2000 msnm. La mayor parte de los registros provienen de localidades a menos de 1000 msnm (Ceballos y Oliva, 2005).

Contención

La contención química de félidos silvestres es un procedimiento peligroso tanto para los animales como para los manejadores. Los factores considerados en la selección de un protocolo de drogas incluyen la eficiencia, la seguridad del animal y del humano, la existencia de un antagonista, y la disponibilidad y el costo del mismo (Osofsky *et al.*, 1996).

Uno de los roles de la medicina veterinaria de conservación es el aplicar lo mejor de las ciencias de la salud para resolver los actuales desafíos de la conservación y desarrollo. Entre ellos se encuentran el desarrollo e implementación de protocolos de captura, contención, inmovilización, transporte, diagnóstico, profilaxis y tratamientos de poblaciones de animales silvestres (Aguirre *et al.* 2002, Uhart 2003).

Uno de los métodos para contener animales, son la utilización de Fármacos que es recurrida especialmente para la manipulación de animales de difícil control, evitando que éstos puedan dañarse y/o dañar al personal a cargo de una investigación o examen clínico del animal. (Kreeger *et al.* 2002, Gannon y Sikes 2007).

Aunque no existe procedimiento anestésico completamente libre de riesgos, actualmente las drogas disponibles han reducido el riesgo de muerte incrementado la eficiencia de éstas para reducir dolor y estrés de los animales durante los procedimientos (Gannon y Sikes 2007, Canadian Association of Zoo and Wildlife Veterinarians 2009). A menudo las drogas anestésicas son utilizadas en combinaciones. Por ejemplo, un anestésico más un relajante muscular, ya que la combinación de drogas permite reducir las dosis de las drogas más peligrosas, disminuir el volumen a administrar y contrarrestar los efectos indeseables de los anestésicos, como la rigidez muscular, convulsiones y vómitos (Kreeger *et al.* 2002). También ayudan a reducir el tiempo de inducción y, si pueden antagonizarse, conducen a una rápida recuperación (Kreeger *et al.* 2002).

Dardeo

El dardeo a distancia se utiliza comúnmente para los felinos de más de 20 kg (McKenzie, 1993; Nielsen, 1999). Un rifle, pistola de aire comprimido, o cerbatana se pueden utilizar dependiendo de la distancia, pero la velocidad del dardo debe ser controlado para evitar un trauma excesivo y fracturas en las piernas (Meltzer, 1999).

Los sitios de inyección más comunes son las masas musculares de la extremidad posterior, y con menos frecuencia los felinos en los hombros de gran tamaño (figura 3). El tamaño de dardos limita el volumen de drogas que se inyectan, y es generalmente de 3 o 5 ml.

Ventajas de dardos incluyen la administración del fármaco seguro para el operador, la reducción del estrés, y la capacidad de inmovilizar de forma remota a un animal. Las desventajas incluyen la falta de dardos (inyecciones múltiples pueden ser necesarios), y las posibilidades de trauma de tejidos blandos o fracturas (Meltzer, 1999; Nielsen, 1999).



Figura 3. Sitios de inyección utilizados en felinos silvestres. Fuente Murray 2008

Farmacodinamia

Comprende el estudio de los mecanismos de acción de las drogas y de los efectos bioquímicos, fisiológicos o directamente farmacológicos que desarrollan las drogas.

El mecanismo de acción de las drogas se analizan a nivel molecular y la farmacodinamia comprende el estudio de como una molécula de una droga o sus metabolitos interactúan con otras moléculas originando una respuesta. (Malgor y Valsecia, 2002)

Farmacocinética

La farmacocinética estudia el movimiento de los fármacos en el cuerpo, incluidos el cálculo de su desplazamiento en los diversos niveles orgánicos (compartimientos), la forma en que el organismo biotransforma estos medicamentos y las características de su excreción o eliminación. La farmacocinética es la disciplina que a través del estudio de la dinámica de los procesos de absorción, distribución, biotransformación y excreción explica las fluctuaciones plasmáticas, urinarias, tisulares, etc., de los fármacos.

Es lógico suponer que por las características dinámicas de los líquidos del organismo, el compartimiento de los fármacos será igualmente dinámico; por ello resulta difícil establecer reglas y parámetros dogmáticos en farmacocinética, y lo más prudente es tener siempre en cuenta que los medicamentos estarán sujetos a variables como perfusión de un órgano, liposolubilidad, precipitación. (Sumano y Ocampo, 1997).

Sin embargo, para obtener una visión general del comportamiento de los fármacos en el cuerpo se puede recurrir a la (figura 4), donde se aprecia la dinámica del desplazamiento de los medicamentos en un organismo. Por otro lado, es de notarse en la (figura 5) que el organismo ha sido dividido en tres compartimientos: el plasmático, con una cantidad de agua de 4 a 5% respecto al peso del animal; el

intersticial, con un porcentaje de 13 a 15%, y el celular, con 48 a 50%. (Sumano y Ocampo, 1997).

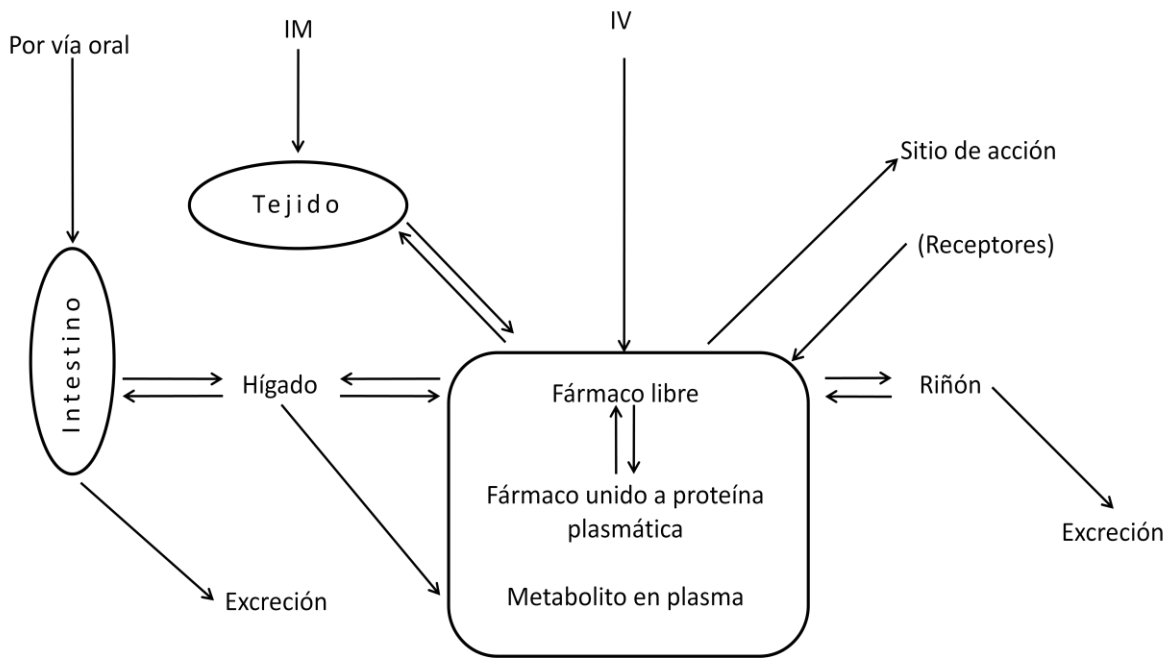


Figura 4. Destino de los fármacos en el organismo a partir de la administración oral, intramuscular o intravenosa. Fuente: Sumano y Ocampo 2006.

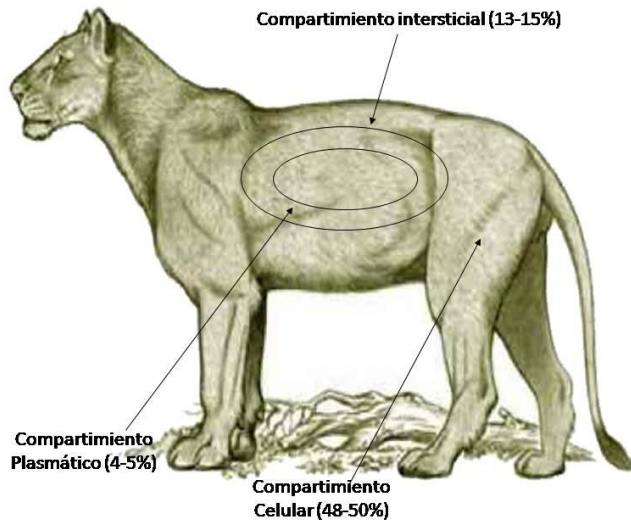


Figura 5. Los tres compartimientos de los animales. Los porcentajes varían con la edad y el estado nutricional; por ejemplo, los animales jóvenes tienen en general más agua que los adultos. Sumano y Ocampo 2006.

Los fármacos no se desplazan como sólidos, sino que disueltos pasan de un compartimiento a otro. El objetivo de dividir al cuerpo en tres compartimientos es simplificar las explicaciones del movimiento de los fármacos en el organismo.

Sería casi imposible considerar SNC, riñón, hígado, grasa, vísceras, como compartimientos independientes cuando se trata de evaluar de manera cuantitativa la distribución de los medicamentos en el cuerpo.

Aún más, para el estudio del comportamiento de los fármacos que se distribuyen inmediatamente y alcanzan un rápido equilibrio, se utiliza el llamado *modelo abierto de un compartimiento*, en el que se considera al organismo un solo cuerpo sin barreras internas, de las cuales se excluyen la luz de las vías gastrointestinales y urinarias, de los alveolos pulmonares y de todo aquello que se comuniquen con el exterior; dicho modelo se esquematiza en la figura 3. (Sumano y Ocampo, 2006).

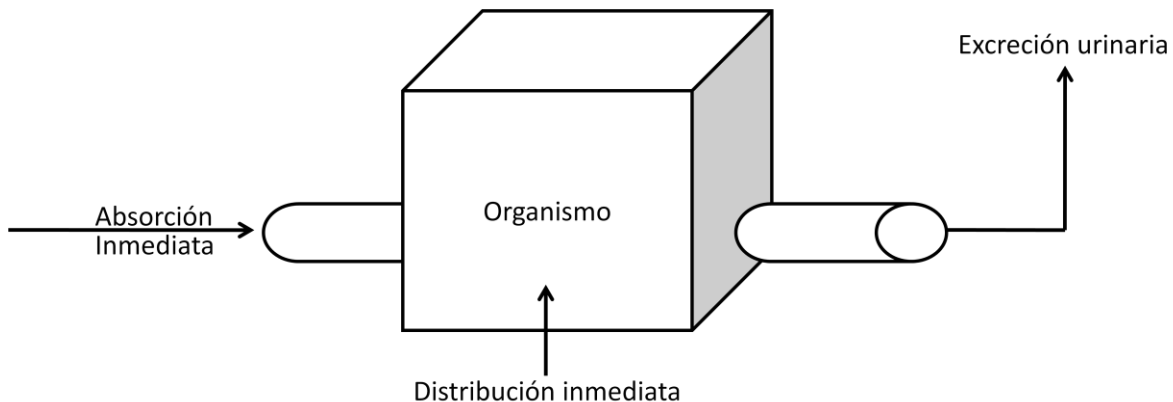


Figura 6. Diagrama que representa el arreglo del modelo abierto de un compartimiento. Fuente: Sumano y Ocampo 2006.

Sinergia

La administración simultánea o consecutiva de dos o más fármacos a un paciente puede tener como consecuencia que uno de ellos influya sobre la respuesta del otro. Esta influencia ejercida por un fármaco sobre otro es lo que se considera una interacción farmacológica, aun cuando el sentido estricto, se debe incluir también la modificación por medios farmacológicos la respuesta a mediadores o sistemas enzimáticos endógenos (Perez, 2010).

Las interacciones farmacológicas que se pueden manifestar bajo grades aspectos:

Cuando ambos fármacos desarrollan su acción en el mismo sentido- estimulando o inhibiendo- hay un esfuerzo común que se denomina sinergia (Perez, 2010).

La sinergia aditiva se da cuando ambos fármacos tienen afinidad por el mismo receptor y su actividad intrínseca es igual, por lo que, cualquier cantidad de uno de ellos puede ser sustituida por cantidades equitativas del otro produciendo el mismo efecto máximo. Esta también se llama fisiológica, cuando los *fármacos sinérgicos actúan sobre receptores distintos, pero producen una acción semejante*, esto permite conseguir el mismo efecto con dosis menores de cada uno de ellos (Perez, 2010).

La sinergia de potenciación se presenta de muy pocas veces, ya que para que se produzca debe de aumentar la sensibilidad de la célula efectora, esto implica que los fármacos sinergistas y agonistas tengan afinidad por receptores diferentes y que la unión fármaco-receptor de uno de ellos modifica la relación entre la combinación fármaco-receptor del otro y el efecto producido es mayor al observado con la administración individual de cada uno de los fármacos (Perez, 2010).

La principal ventaja de las asociaciones sinérgicas está en la posibilidad de que la suma de los efectos terapéuticos permita la utilización de dosis menores de fármacos con lo cual, si los efectos tóxicos son de distinta naturaleza, la aceptación global de la medicación mejora. Es posible la asociación de fármacos

que actúen sinérgicamente produciendo su efecto en distintas etapas de un mismo fenómeno fisiológico: Ej. Es uso de tranquilizantes fenotiazínicos previo a la administración de anestésicos generales para producir la depresión de SNC (Perez, 2010).

Se pueden utilizar combinaciones de fármacos en los cuales uno de ellos tenga acción rápida y fugaz y el otro su acción lenta y duradera, así se consigue una acción rápida y prolongada (Perez, 2010).

Anestesia

La anestesia general implica la pérdida de la conciencia y de la sensación corporal del dolor (Booth y Mc. Donald, 1988). Para practicar intervenciones quirúrgicas en los animales es esencial contar con una anestesia adecuada, en virtud de razones humanitarias y a mayor eficacia técnica (Deppe, 1983).

El anestésico debe producir una inmovilización conveniente, para aplicar las técnicas quirúrgicas sin dolor, incomodidad y efectos colaterales tóxicos para el animal y para el anestesista (Muir y Hubbell, 1992). Dentro de los factores que determinan el anestésico a utilizar están el tipo de operación, la especie animal y sus características fisiológicas, estado de salud o enfermedad y las interacciones farmacológicas (Booth y Mc Donald, 1988; Fuentes, 1992; Muir y Hubbell, 1992).

En ocasiones la imposibilidad económica de poder utilizar ventilación asistida y monitoreo de presión sanguínea, saturación de oxígeno e integridad cardíaca obliga al veterinario a buscar sistemas de anestesia ligera y con respiración espontánea (Sumano y colaboradores. 1994). Existe la necesidad de contar con anestésicos de corta acción que otorguen confianza, particularmente para procedimientos como los radiográficos, que permitan que el animal se recupere en el menor tiempo posible (Chambers, 1989).

Planos anestésicos

Etapas de la anestesia según la clasificación clásica de Guedel (Steffey, 2001):

1. Etapa I
 - a. Etapa de analgesia, inducción y excitación voluntaria, analgesia y amnesia.
 - b. Periodo desde el inicio de la inducción hasta la pérdida de la consciencia.
 - c. Resistencia Voluntaria a la contención y a los vapores anestésicos.
2. Etapa II
 - a. Etapa de delirio, excitación involuntaria, o comportamiento desinhibido.
 - b. Periodo desde la pérdida de la consciencia hasta el comienzo de la respiración automática.
3. Etapa III
 - a. Etapa quirúrgica.
 - b. Periodo desde el inicio de la respiración automática hasta la parada respiratoria.
 - c. Subdividida en cuatro planos anestésicos:
 - I. Plano I: anestesia quirúrgica superficial.
 - II. Plano II: anestesia quirúrgica moderada.
 - III. Plano III: anestesia quirúrgica profunda.
 - IV. Plano IV: anestesia quirúrgica excesiva.
4. Etapa IV
 - a. Etapa de parálisis respiratoria o sobredosis.
 - b. Intervalo entre la parada respiratoria y la cardíaca.

Agentes Anestésicos

Muchas combinaciones de fármacos han sido utilizadas para la inmovilización de los felinos exóticos. La elección de los medicamentos a menudo depende de la disponibilidad, la experiencia con una cierta combinación, el costo de los medicamentos, el tamaño y las especies de felinos, la duración y el propósito del procedimiento, y, finalmente, el estado de salud del animal. Al determinar una dosis del fármaco, el felino salvaje puede necesitar una dosis más alta de medicamentos que su homólogo en cautiverio. En general, los pequeños felinos silvestres requieren una mayor dosis de anestésicos por kilogramo de peso corporal que los grandes felinos.

La mayoría de los protocolos incluyen una combinación disociativa (Ketamina y Tiletamina) y un α -2-agonista, benzodiacepinas, opiáceos.

Anestesia disociativa

Los anestésicos disociativos logran su efecto interrumpiendo la transmisión ascendente desde la parte inconsciente a la parte consciente del cerebro (Sistemas talámico cortical y activador reticular), más que por medio de una depresión generalizada a todos los centros cerebrales. La evidencia electroencefalografía muestra además disociación entre el tálamo y el sistema límbico. Dichos bloqueos han sido relacionados con la inhibición del transporte neuronal de las monoaminas cerebrales (serotonina, noradrenalina, dopamina). La inhibición de la receptación sináptica del GABA (ácido gamma-aminobutírico) está asociada a la rigidez muscular. Aunque muchos de los sitios receptores sobre los que actúan los anestésicos disociativos aun no están totalmente identificados, se sabe que por ejemplo que estos pueden unirse a receptores opioides tipo sigma y así derivar su efecto analgésico (Sumano 1997).

Tiletamina

Es un anestesia disociativa derivada de la ciclohexonona que produce un estado cataléptico caracterizado por una excitación del sistema nervioso central al igual que depresión, analgesia, inmovilidad, disociación del medio que le rodea y amnesia (Paddleford 1988).

El clorhidrato de tiletamina tiene la formula molecular C₁₂H₁₇NOS-HCL y es disociado químicamente como 2-(etilamino)-2-(2-thienyl) ciclohexanona-HCL. Cuando se administra sola, la tiletamina produce analgesia profunda y anestesia cataleptoide que, en algunos animales, puede estar acompañada por etapas convulsivas y reacciones musculares clónicas (Short 1987). Las tasas de dosis recomendadas varían considerablemente entre especies.

Benzodiacepinas

Los sedantes pertenecientes al grupo de las benzodiacepinas han estado íntimamente ligados a la anestesiología humana y veterinaria; sin embargo, en nuestras ciencias sus aplicaciones como únicos agentes son más limitadas. Las benzodiacepinas ejercen su acción sedante mediante la depresión del sistema límbico y su efecto de relajación muscular a través de la inhibición neuronal a nivel espinal. Básicamente realizan una estimulación de los receptores benzodiacepínicos específicos, los cuales potencian la liberación del GABA, neurotransmisor inhibitorio.

Aunque la acción sedante en animales sanos es escasa y no resulta clínicamente válida para la realización de diversos procedimientos diagnósticos o terapéuticos - ej. Cirugía menor, radiología de displasia-, la relajación muscular que inducen los convierte en agentes de elección en anestesia disociativa. Asimismo, estos efectos clínicos van unidos con una mínima repercusión sobre el sistema cardiovascular y respiratorio, proporcionando un amplio margen de seguridad en la preanestesia de pacientes de alto riesgo anestésico.

Zolacepam

Es una benzodiazepina autorizada por la Administración de Drogas y Alimentos de los Estados Unidos (FDA, por sus siglas en inglés) para su uso con tiletamina (como agente anestésico disociativo), la combinación se comercializa bajo el nombre de Zoletil®. El zolacepam es una fenotiazina, pirazolodizepinona con menores propiedades tranquilizantes (Short 1987).

Químicamente el zolacepam es 4-(0-fluorofenil)-6-8-dihidro-1,3,8-trimetilpirazolo-3,4-3,1,4 diazepin-7(IH)- uno monohidroclorido. El zolacepam es combinado con tiletamina para reducir las reacciones convulsivas, músculos clónicos y para proveer mejor relajación muscular (Short 1987).

Agonistas α -2 adrenérgicos

Los agonistas α -2 adrenérgicos se unen a sus receptores específicos, las proteínas G asociadas a la membrana son activadas, lo que permite la apertura de los canales de K^+ causando la pérdida del ion. La neurona queda hiperpolarizada siendo capaz de responder a nuevos estímulos. A nivel presináptico se impide la liberación de noradrenalina lo que inhibe la respuesta de las neuronas adrenérgicas, produciendo una depresión del SNC por efecto simpaticolítico con pérdida de las funciones de alerta y vigilancia (Paddleford, 1999).

Los agonistas α -2 adrenérgicos causan bradicardia, disminución del gasto cardíaco, bloqueos sinoatriales, bloqueos auriculoventriculares de primer y segundo grado, disociación auriculoventricular, así como marcadas arritmias sinusales.

Estas situaciones son inducidas normalmente por un incremento del tono vagar (Paddleford, 1999) y como consecuencia de la activación postsináptica de los receptores α -2 situados en la musculatura vascular lisa desarrollando vasoconstricción periférica y aumentando la presión arterial, la cual es contrarrestada gracias a una bradicardia refleja (Scheinin y MacDonald 1989, Austrand de Morais y Muir 1995, Alibhai *et al.* 1996).

El cuadro hipertensivo es de corta duración y va seguido de una marcada hipotensión, tras la administración endovenosa de estos fármacos. Se recomienda la administración de fluidos intravenosos como soporte de la función cardiovascular. Es conveniente la cateterización de una vena periférica de forma previa a la administración de estos fármacos (Alibhai *et al.*, 1996).

Los α -2 agonistas no alteran significativamente la dinámica respiratoria, aunque en ocasiones la respiración puede tomarse superficialmente e intermitente, llegando en algunos pacientes a presentar cianosis. El desarrollo de edemas de pulmón ha sido asociado al uso de estos fármacos, sobre todo en ovejas (Celly *et al.*, 1997).

Otros efectos secundarios incluyen la emesis, especialmente en gatos, un ligero temblor muscular, reducción de la motilidad intestinal e incremento del tono uterino (Lukasik, 1999).

Xilacina

Fue el primer agonista α -2-adrenérgico utilizados en veterinaria (Clarke y Hall, 1969). Posteriormente, se han desarrollado otros como la romifidina. Tanto la xilacina como la romifidina son usadas frecuentemente en caballos (Clarke y Hall, 1969; Hoffman, 1974; Muir, 1981; Alitalo, 1986; Clarke y Taylor, 1986; Clarke, 1988). La xilacina también es utilizada en pequeños animales (Arbeiter *et al.*, 1972; Haskins *et al.*, 1986, Vainio, 1997; Clarke y England, 1989; Vaha-Vahe, 1989).

La Xilacina es un sedante α -2 adrenérgico usado comúnmente en la medicina veterinaria (Sumano y Ocampo, 1997). Es un compuesto no narcótico de acción tranquilizante, analgésica y relajante muscular. Su actividad sedante y analgésica está relacionada con la depresión del sistema nervioso central, su efecto relajante muscular se basa en la inhibición de la transmisión intraneural de impulsos en el SNC (Plumb, 2006).

Es un cristal incoloro, con sabor agrio fácilmente soluble en agua y estable en solución, su composición química es clorhidrato de 5,6 – dihidro-2 (2, 6 - xilidino) (dimetil-fenilamina) – 4 H -1, 3 tiacina (Sumano y Ocampo, 1997).

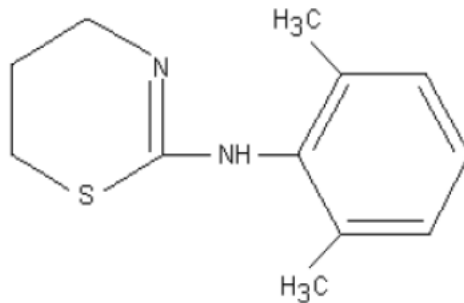


Figura 7. Formula estructural del al xilacina. Fuente Sumano 2007

La xilacina provoca la relajación musculo - esquelética, puede provocar emesis en perros y sobre todo en gatos. Los efectos cardiovasculares sistémicos pueden incluir inicialmente un incremento de la resistencia periférica con incremento de la presión seguida de un periodo largo de disminución de la Presión Arterial. La bradicardia se puede observar en algunos animales igual que la arritmia, puede haber un decremento general cardiaco hasta del 30% (Plumb, 2006).

Se absorbe rápidamente vía intramuscular (IM), pero su biodisponibilidad es Incompleta en perros del 52 a 90%. En perros y gatos su acción comienza a los 10 a 15 min después de su aplicación IM o Subcutáneo (SC) y de 3 a 5 min cuando la aplicación es IV. Los efectos analgésicos solo persisten entre 15 y 30 minutos, pero los efectos sedativos pueden continuar entre 1 y 2 horas (Plumb, 2006).

Tiletamina-Zolacepam

Esta combinación es especialmente útil en situaciones de campo en el que el tiempo de inducción corto y un plano confiable de la anestesia son ideales. Tiene un alto margen de seguridad y pocos efectos secundarios cardiopulmonares (West, 2007). Despertares repentinos son raros con esta combinación, pero las recuperaciones son a menudo prolongadas y tormentosas.

Otras desventajas son: dolor en el sitio de la inyección, aumento del riesgo de convulsiones con dosis más altas, sólo reversibilidad parcial (Tracy *et al*, 1988; Wack, 2003). En los tigres, este fármaco ha sido reportado como causante de afecciones neurológicas (convulsiones, ataxia) y la muerte (a menudo 2-4 días después del evento anestésico) en altas dosis y su uso en esta especie está contraindicado (Curro, 2002; Wack, 2003).

Signo similar visto en los leones africanos. En los gatos domésticos, la vida media de tiletamina en plasma es de (2-4 horas frente a 1,2 horas en los perros) y zolacepam (4,5 horas frente a una hora en los perros) son largos, y puede ser la razón de la prolongada recuperación observada en los felinos (Baukema y Glazko, 1975, Thurmon *et al*, 1996).

El rango de dosis es de 1,6 a 4,2 mg / kg en los grandes felinos a 11 mg / kg para los felinos pequeños (Smeller, 1976; Nielsen, 1999; Kreeger, 1999; Walzer, 2002; Schumacher, 2003; Grassman, 2004).

Las combinaciones de tiletamina-zolacepam-ketamina con o sin xilacina o tiletamina-zolacepam y medetomidina se han reportado y tienen la ventaja de disminuir la cantidad de tiletamina-zolacepam, alisando la recuperación, y acortando el tiempo de recuperación (Röken, 1997; Deem, 1998; Taylor *et al*, 1998;.. Lewandowski *et al*, 2002). El volumen de la droga también se adapta bien en la mayoría de los dardos (Lewandowski *et al.*, 2002). La ketamina (7 mg / kg) y tiletamina / zolacepam (0,9 mg / kg) se recomienda actualmente para la inmovilización en panteras de la Florida (*Felis concolor coryi*) (Taylor *et al.*, 1998).

Tiletamina-Zolacepam y Xilacina

La Tiletamina es otra ciclohexilamina como la Ketamina, aunque más potente que esta última. Se presenta comercialmente en combinación con zolacepam (en relación 1:1), un tranquilizante benzodiazepínico similar al diacepam para producir relajación muscular. Se considera a la mezcla de Tiletamina-Zolacepam como capaz de inducir una buena hipnosis y relajación muscular si existe previa

tranquilización, a pesar de ser una ciclohexilamina. Paradójicamente, se le usa como anticonvulsivo en potros (Riebold, 1990. Brouwer, 1985., Hubbell *et.al.* 1989).

En contraparte, los caballos adultos requieren estrictamente de sedación previa con xilacina o detomidina a fin de evitar rigidez, disforia y excitación asociadas a la tiletamina. La combinación de estos tres fármacos ofrece buena inducción, rápida y sin forcejeo, así como relajación muscular aceptable.

Se logra una analgesia quirúrgica durante 10 min a dosis de 1.1 mg/kg y por 20 min a dosis de 1.65-2.2 mg/kg. Cuvelliez *et. al.* 1995., Hubbell *et. al.* 1989) La duración de la anestesia fluctúa entre 30 y 45 minutos; esto es 20 min más que con xilacina-ketamina. Aunque se mejora la relajación muscular, hay mayor depresión respiratoria. Con esta combinación se mantienen todos los reflejos presentes.

Durante la recuperación se presenta mayor excitación, ataxia y respuestas aumentadas a los estímulos externos, que la observada con xilacina-tiletamina-zolacepam o con xilacina-ketamina, probablemente por la potencia de la tiletamina; así que se sugiere que estos animales sean recuperados aplicándoles pequeñas dosis de xilacina 0.25 mg/kg (Cuvelliez *et. al.* 1995., Hubbell *et. al.* 1989).

Tanto la mezcla de xilacina-ketamina como la de xilacina-tiletamina-zolacepam se pueden usar como inductores de la anestesia inhalada (Hubbell *et. al.* 1989). En potros, a diferencia de los caballos adultos, la calidad de las inducciones y recuperaciones es excelente, ya que sólo parece que son suavemente invitados a dormir y a despertarse.

La mezcla de xilacina-tiletamina-zolacepam induce depresión respiratoria leve, lo que no se manifiesta en incrementos notables de la PaCO₂ (46-52 mmHg) o en decrementos del pH. Sin embargo, la tensión de oxígeno varía notablemente de 57 a 108 mmHg (Cuvelliez *et. al.* 1995., Hubbell *et. al.* 1989).

Agentes de reversión

La seguridad de los agentes químicos de inmovilización se ha mejorado enormemente mediante el desarrollo de agentes de reversión apropiados para la mayoría de los fármacos actualmente utilizados.

Tolazolina

El hidrocloreuro de **tolazolina** tiene el nombre químico de 1H-imidazol, 4,5-dihidro-2-(fenilmetil)-monohidrocloreuro. La tolazolina tiene un peso molecular de 196.68 y la fórmula molecular es C₁₀H₁₂N₂-HCL. La tolazolina pertenece al grupo sintético de agentes bloqueadores α -adrenérgicos, conocidos como derivados de la imidazolina (Plumb 2006). Es un antagonista α adrenérgico con afinidad por los receptores α^1 y α^2 (Goodman 1990). Es una mezcla antagonista de los receptores α -1 y α -2 adrenérgicos, que competitivamente inhibe los α -adrenoreceptores. La tolazolina además es un vasodilatador periférico directo, que disminuye la resistencia periférica e incrementa la capacitancia venosa. Es utilizada para reversión de los efectos de sedación y anestesia causados por la xilacina (Plumb 2006).

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

El presente trabajo se realizó con colaboración de la Dirección General de Vida Silvestre (DGVS) en las instalaciones de los CIVS (Centro de Investigación para la Conservación de la Vida Silvestre) CIVS San Bartolomé Tekax (Yucatán), CIVS Guadalajara, Zoológico de Chetumal y el Zoológico de Veracruz, que albergan ejemplares de (*Panthera onca*) jaguares.

Animales

Para la realización de este trabajo, se utilizaron 16 Jaguares provenientes de los Centros de Conservación e Investigación de la vida Silvestre de Yucatán y Guadalajara, los Zoológicos de Chetumal (Quintana Roo) y el de Veracruz, con un peso comprendido entre los 30 y 50 Kg de peso, sin distinción de edades y sexo.

Fármacos

Para la realización de la Contención Química en los Jaguares se utilizaron los siguientes fármacos:

- ~ Zoletil 100® (Tiletamina 250mg – Zolacepam250mg) Virbac Francia. .
- ~ Procin Equus® (Xilacina 10%) PiSA Agropecuaria México.
- ~ Tolazolina (HIDROCLORURE TOLAZOLINE 1% industriesUSA)

Instrumentos

- Equipo Teleinjet
- Dardos anestésicos
- Jeringas de Insulina
- Jeringas de 1, 3 y 20ml
- Estetoscopio.
- Termómetro.
- 1lb de algodón.
- 1lt de alcohol isopropílico.
- Cronómetro.
- Guantes quirúrgicos.
- Hojas de protocolo.
- Lápiz.
- Balanza

Método

El proceso se divide en una sola fase en la contención del animal a la anestesia con una dosis de 4mg/kg de la mezcla de TZX por medio de dardos anestésicos inyectados a distancia por medio de una pistola teleinjet.

Mezcla anestésica, administración de los anestésicos y dosis

Se obtuvo la mezcla de TZX 200 de la siguiente forma: a un vial conteniendo polvo de clorhidrato de tiletamina 250mg y clorhidrato de zolacepam 250mg, se le adicionó 500 mg de clorhidrato de xilacina. Se obtuvo entonces TZX 200: tiletamina 50mg + zolacepam 50mg + xilacina 100mg, obteniendo una concentración de 200mg de la mezcla de TZX por cada 1 ml de la solución. Se administro la dosis por medio de dardos, vía intramuscular utilizando dardos anestésicos impulsados por pistola de aire (teleinjet).

Calculo de la dosis

La persona que use agentes tranquilizantes para jaguares tiene que estar familiarizada con el cálculo del volumen a inyectar (mg/ml), basado en la dosis recomendada (mg/kg) para la especie en cuestión.

1. Los miligramos requeridos = dosis recomendada (mg/kg) X peso de animal (kg)
2. Los mililitros requeridos = mg requeridos (calculados en la fórmula 1) X concentración de la droga (mg/ml) = mg requeridos X (ml/mg).

Debe de hacer una regla de tres. Por ejemplo, si 1 ml tiene 200 mg, entonces 450 mg están contenidos en x ml.

Ejemplo:

1. Jaguar pesa 50 kg.
2. Concentración de la droga es 200 mg/ml
3. Dosis recomendada es de 4 mg/kg

mg requeridos = $4 \times 50 = 200$ mg

ml requeridos = $\frac{200 \text{ mg}}{200 \text{ mg/ml}} = 1 \text{ ml} = 1 \text{ ml} = 200 \text{ mg}$

Registro de parámetros fisiológicos

Se registraron los parámetros fisiológicos justo después de la administración de la anestesia y posteriormente cada 10 minutos. Para establecer la frecuencia cardíaca se utilizó un estetoscopio, determinando temperatura mediante un termómetro digital, por vía rectal y la frecuencia respiratoria por inspección visual. Se registraron datos en hojas de protocolo.

Tiempo de Inducción

Se considero como tiempo de inducción, al tiempo transcurrido desde la aplicación del anestésico por medio de dardos, hasta que el jaguar permaneció inmóvil al tacto y con la cabeza hacia abajo. Registrando estos datos en las hojas de protocolo.

Tiempo de recuperación

Se considero como tiempo de recuperación al tiempo de la aplicación de los anestésicos, hasta el momento en que el jaguar realizo movimientos de la cabeza, extremidades o proyección de la lengua.

Reversión de la contención química

Se aplicó agente reversible para xilacina (Tolazolina), para la reversión de los jaguares al término de la revisión o de la contención. La tolazolina (Antagonista de los receptores α) puede utilizarse en animales inducidos por clorhidrato de xilacina. La dosis utilizada fue de 4mg/kg vía intravenosa.

Análisis estadístico

Para realizar un análisis estadístico descriptivo se utilizó el programa GraphPadPrism 5 versión de prueba (GraphPad Software, Inc. 2010) para resumir y presentar el comportamiento de los parámetros fisiológicos

RESULTADOS

Las contenciones de los jaguares se realizaron de junio del 2008 a junio del 2012 en los CIVS de Yucatán y Guadalajara, y en los Zoológicos de Chetumal y Veracruz, con el propósito de facilitar el manejo correspondiente en cada animal, que iban desde la extracción de sangre y la electro eyaculación, hasta el traslado y liberación de ejemplares.

Todos los jaguares mostraron buenas condiciones de salud y condición física en el momento de su contención. El comportamiento de todos los animales ante la captura varió de calmado y alerta a excitado y agresivo.

Las dosis utilizadas y el tiempo de inducción, de mantenimiento lateral o esternal, y de la recuperación para cada animal se muestran en el cuadro 1. La dosis administrada de la combinación TZX fue de 4 mg/kg con una relación de 1:1:2, para la realización de las contenciones.

Los promedios (N = 16) de los ritmos cardiaco y respiratorio, y de la temperatura rectal (Cuadro 3), posteriores a la aplicación del dardo fueron: latidos/min 60-124 ($\bar{x} = 92.99$), respiraciones/min 12-64 ($\bar{x} = 38.38$), y 38.6-42.0 ($\bar{x} = 39.95$). La inducción ocurrió dentro de los 7-14 min ($\bar{x} = 10.25$) y el tiempo de postración lateral o esternal se mantuvo dentro de los 91-128 min ($\bar{x} = 105.4$). El efecto del revertidor (tolazolina) ocurrió dentro de los 15-45 min ($\bar{x} = 27$). Durante todas las contenciones se logro una adecuada miorreajación. La duración de la contención varió de 123 a 173 min ($\bar{x} = 142.6$).

	Edad (años)	Peso (kg)	Dosis Mg	Tiempo (min)			
				Inducción	Mantenimiento	Reversión	total
Media	8.906	42.94	171.8	10.25	105.4	27	142.6
Desv. estándar	4.56	7.35	29.41	2.38	10.78	8.41	15.8
Error estándar	1.14	1.838	7.353	0.5951	2.694	2.104	3.95
Min	1	30	120	7	91	15	123
Max	14	50	200	14	128	45	173

Cuadro 1. Descripción estadística de las edades, masa corporal, dosis, el tiempo de inducción, postración, reversión y la duración total de jaguares en el periodo del 2008 al 2011.

	Frecuencia cardiaca	Frecuencia respiratoria	Temperatura
Media	92.99	38.38	39.95
Desviación estándar	13.99	10.89	0.67
Error estándar	1.37	0.28	0.02
Min	60	12	38.6
Max	124	64	42

Cuadro 2. Descripción estadística de la Frecuencia Cardiaca, Frecuencia Respiratoria y Temperatura de los jaguares.

	Peso	Concentración	Mg/kg	Mezcla			Mg/Total	MI/Total
				Tiletamina	Zolacepam	Xilacina		
Mínimo	30	200	120	30	30	60	120	0.6
Máximo	50	200	200	50	50	100	200	1
Media	42.94	200	171.8	42.94	42.94	85.88	171.8	0.8588
Desviación estándar	7.353	0	29.41	7.353	7.353	14.71	29.41	0.1471
Error estándar	1.838	0	7.353	1.838	1.838	3.676	7.353	0.03676

Cuadro 3. Descripción estadística de mezcla de tiletamina-zolacepam-xilacina, con una dosis de 4 mg/kg en una concentración de 200 mg/ml.

DISCUSIÓN

Debido a que no se encontraron antecedentes bibliográficos respecto a la utilización de esta combinación anestésica en jaguares, las dosis administradas de 4 mg/kg fueron establecidas en base a literatura relacionada con cérvidos y con pruebas realizadas en los Centros para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre (CIVS) de SEMARNAT, dando como resultado el tiempo de inducción de 7 a 14 min en todos los jaguares. Morato (1997) observó que una dosis de 10 mg/kg de la combinación tiletamina-zolacepam permitió una aproximación y manipulación segura de los jaguares en cautiverio. Esta combinación ha sido utilizada con buenos resultados en el ciervo de cola blanca (*Odocoileus virginianus*) con dosis de 0.69 ± 0.05 mg/kg de xilacina y 2.53 ± 0.16 mg/kg de tiletamina-zolacepam (Murray *et al.* 2000), en el elk o ciervo rojo (*Cervus elaphus*) con 0.3 ± 0.1 mg/kg de xilacina y 2.5 ± 0.6 mg/kg de tiletamina-zolacepam (Millspaugh *et al.* 1995) y en el alce americano (*Alces alces*) con dosis de 1 y 2 mg/kg de xilacina y tiletamina-zolacepam, respectivamente (Caulkett y Haigh 2007). En un estudio hecho con mapaches (*Procyon lotor*) (Jerrold, 2004) realizado en Pictured Rocks National Lakeshore, Michigan, EE.UU., se administro por vía intramuscular una mezcla de 2:3 de tiletamina-zolacepam (3.2 ± 0.6 mg/kg) y xilacina (2.1 ± 0.4 mg/ kg). Cattet, 2003 durante la contención en osos polares (*Ursus maritimus*) con tiletamina-zolacepam-xilacina en dosis de 5 mg / kg (la xilacina a 2 mg / kg 1 tiletamina-zolacepam a 3 mg / kg). La utilización de tiletamina-zolacepam-xilacina fue menor la administración en los animales del presente estudio, consiguiendo una dosis de 4 mg/kg, teniendo en cuenta una relación de 1:1:2 (2 mg/kg tiletamina-zolacepam y 2 mg xilacina)

Esto, según Caulkett y Arnemo (2007) es generalmente inevitable cuando de estimar peso en animales silvestres se trata, ya que hasta los observadores más experimentados registran diferencias importantes con el peso real de los animales.

El tiempo de inducción obtenido de 10.25 ± 0.6 min y el tiempo de recuperación de 142.6 ± 15.8 en el presente estudio fueron considerablemente mayores a los realizados en venados cola blanca por Murray 2000, quienes observaron tiempos

medios de inducción de 5.7 ± 0.6 minutos y un tiempo de recuperación $8,5 \pm 2,5$ min.

En el estudio realizado en martas americanas (*Martes americana*) por Jerrold (2005) quien utilizó la misma combinación anestésica, observaron tiempos de inducción distintos a los obtenidos en este estudio, con medias de $2,5 \pm 1.8$ minutos con un tiempo de recuperación promedio de 70.8 ± 31.9 min, respectivamente. En otro estudio realizado con mapaches por Jerrold (2004) en tiempo de inducción fue de 4.8 ± 3.8 min y el tiempo de recuperación promedio fue de 128.5 ± 8.4 min. Llegó a la conclusión de que una mezcla de Telazol a 3 mg/kg y xilacina a 2 mg/kg debe proporcionar hasta 60 min de tiempo de manipulación y permitir la recuperación completa generalmente en aproximadamente 120 min Sin embargo, un estudio realizados por Cattet (2003) en osos polares utilizando dosis similares de tiletamina-zolacepam (3 mg/kg), pero considerablemente menores de xilacina (2 mg/kg), evidenciaron tiempos de efecto de inducción de 4.1 ± 0.3 minutos, atribuyendo estos resultados a las altas concentraciones de tiletamina-zolacepam-xilacina y la dosis administradas a los animales teniendo en cuenta que en los demás estudios realizados fueron dosis administradas de 5 mg/kg.

Mientras mayores fueron los tiempos necesarios para realizar las contenciones, más se prolongaron los tiempos de efecto de inducción. Esto, según Murray y colaboradores (2000). son resultados esperables, ya que procedimientos de captura prolongados y estresantes se traducen en mayores tiempos inducción.

Pequeñas variaciones pueden estar relacionadas al estrés ocasionado por la captura, ya sea por correr, o bien por la excitación y la agresividad previas a la administración de la droga. El rango de variaciones en la dosis efectiva se debe a las diferencias en el peso estimado para cada animal.

Se sabe que los anestésicos disociativos y los sedantes de benzodiacepina son depresores respiratorios y sus efectos, en la mayoría de las especies, dependen de las dosis (Lin et al., 1993). Observamos que se desarrolló una depresión

respiratoria en algunos jaguares después de la inyección de tiletamina-zolacepam-xilacina. Esta situación había sido reportada para nutrias (*Lutra canadensis*) y tiene el patrón típico de otros anestésicos inyectables (Spelman et al., 1997). Es posible que también otros anestésicos inyectables puedan producir una depresión respiratoria en el jaguar, sin embargo, es necesario realizar estudios para elucidarlo. Se han reportado arritmias en animales no domésticos con diversos protocolos de inmovilización por sedación utilizando inyecciones (Kreeger et al., 1987). Durante este estudio, no observamos arritmias con las dosis de tiletamina-zolacepam-xilacina utilizadas, sin embargo, hubo una gran variación en el ritmo cardíaco (60-124 latidos/min), como se ha observado para los gatos domésticos (Tracy et al., 1988). La temperatura se incrementó en la mayoría de los animales y en un caso aumentó a 42° C. Este hecho bien puede estar relacionado con la alta temperatura en el momento de la captura, incluso temprano por la mañana.

La duración de la inmovilización de jaguares con la combinación TZX fue variable y la recuperación completa fue prolongada. Todos los jaguares lograron recuperarse a un estado ambulatorio después de 173 min. A pesar de que la recuperación gradual de anestésicos es preferible frecuentemente en situaciones de cautiverio en zoológicos, la recuperación más rápida es ventajosa en el campo ya que se reduce el riesgo de complicaciones post-anestésicas (Spelman et al., 1997). Los tiempos de latencia o postración y recuperación de los jaguares fueron distintos y que en los realizados por Cattet, (2003) y Jerrold (2004,2005).

CONCLUSIÓN

Debido al bajo volumen la combinación de TZX vía intramuscular en Jaguares:

Puede ser administrada en un solo dardo sin ningún riesgo de exponer la vida del ejemplar, ni la del equipo de trabajo.

A su vez proporciona una inducción anestésica rápida y una anestesia general clínicamente estable para la realización de procedimientos de campo. Las disminuciones en la frecuencia cardiaca producidas con la dosis de anestésicos administrada, no ponen en peligro la vida de los animales. También se produce disminución de la temperatura rectal. Dependiente de las dosis de xilacina pero esto tampoco pone en peligro la vida de los animales.

En 95% de los casos el tiempo de inducción ocurrió dentro de 7-14 min, con un tiempo de duración de 123 – 173 minutos, por lo que se sugiere el uso de la combinación estudiada, en procedimientos quirúrgicos o clínicos que no requieran un efecto anestésico mayor a 60 minutos.

RECOMENDACIONES

Al utilizar la combinación de TZX administrada por vía intramuscular en jaguares en cautiverio.

- Parece ser apropiado utilizar técnicas de pistola teleinjet con el objetivo de reducir el estrés de captura, si es que el entorno lo permite.
- Resulta conveniente contar con elementos de asistencia térmica y de oxigenoterapia para los animales en el caso que fuese necesario.
- Se puede revertir el efecto anestesia en caso necesario sin exponer la vida del ejemplar.

BIBLIOGRAFIA

1. Aguirre, A.A., R.S. Ostfeld, G.M. Tabor, C.A. House, y M.C. Pearl (editores). 2002. Conservation medicine: ecological health in practice. Oxford University Press, Nueva York. 407 p.
2. Alibhai H.I.K., K.W. Clarke, Y.H. Lee, y J. Thompson. 1996. Cardiopulmonary effects of combination of medetomidine hydrochloride and atropine sulphate in dogs. *Veterinary Record* 38:11-13.
3. Alitalo, I. 1986. Clinical experiences with domosedan® in horses and cattle. A review. *Acta Veterinaria Scandinavica* 82:93-196.
4. Almeida, T. 1976. Jaguar hunting in the Mato Grosso. Stanwill Press, Londres, Reino Unido.
5. Aranda, J.M. 1991. El jaguar (*Panthera onca*) en la Reserva Calakmul, México: morfometría, hábitos alimentarios y densidad poblacional, Pp. 235-274. *En: Felinos de Venezuela. Biología, Ecología y Conservación.* FUNDECI, Valencia, Venezuela.
6. Arbeiter, K., H. Szekely, y D. Lorin. 1972. Results of a 5 year trial of Bay-Val 470 (Rompun) in the dogs and cats. *Veterinary Medicine Review.* Pp 248-258.
7. Austrand de Morais, H.S., y Muir W.W.III. 1995. The effects of medetomidine on cardiac contractility in autonomically blocked dogs. *Veterinary Surgery* 24:356-364.
8. Baukema, J, y A.J. Glazko. 1975. Metabolic disposition of CI-744 in cats and dogs. data on file. Ann Arbor, MI: Parke-Davis y Colaboradores.
9. Booth, N., L. Mc Donald. 1988. *Farmacología y Terapéutica Veterinaria.* Vol.I. Editorial Acribia. Zaragoza.
10. Brouwer, B.J. 1985. Use of guaiacolglycerine ether in clinical anaesthesia in the horse. *Equine Veterinary Journal* 17:133-136.
11. Canadian Association of Zoo and Wildlife Veterinarians. 2009. *The chemical immobilization of wildlife.* Tercera edición. Saskatoon. 104 p.

12. Cattet, M.R., N.A. Caulkett, y N.J. Lunn. 2003. Anesthesia of polar bears using xylazine-zolazepam-tiletamine or zolazepam-tiletamine, *Journal of Wildlife Diseases* 39:655-664.
13. Caulkett N, JC Haigh. 2007. Deer (Cervids). *En: West G, D Heard, N Caulkett (editores). Zoo and Wildlife Immobilization and Anesthesia. Blackwell Pub, Iowa, USA. Pp 607-613.*
14. Caulkett, N.A., y J.M. Arnemo. 2007. Chemical immobilization of free-ranging terrestrial mammals. *En: W.J. Tranquilli, J.C. Thurmon y K. Grimm (editores), Lumb & Jones' veterinary anesthesia and analgesia. Cuarta edición. Blackwell Publications, Ames, Iowa. pp. 807–831.*
15. Ceballos, G., y G. Oliva (Coordinadores). 2005. Los mamíferos silvestres de México.
16. Celly, C.S., W.N. McDonell, W.D. Black, y S.S. Young. 1997. Cardiopulmonary effects clonidine, diazepam and the peripheral α -2 adrenoceptor agonist ST-91 in conscious sheep. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics* 20:472-478.
17. Chambers, J. P. 1989. Induction of anaesthesia in dogs with alfentanil and propofol. *Journal of the Association of Veterinary Anaesthetists*, 16: 14 - 17.
18. Clarke, K.W. 1988. Clinical pharmacology of detomidine in the horse. (Tesis Doctoral). Universidad de Londres.
19. Clarke, K.W., y G.C. England. 1989. Medetomidine, a new sedative-analgesic for use in the dogs and its reversal with atipamezole. *Journal of small animal practice* 30:343-348.
20. Clarke, K.W., y L.W. Hall. 1969. Xylazine a new sedative for use and cattle. *Veterinary Record* 85:512-517.
21. Clarke, K.W., y P.M. Taylor 1986. Detomidine, a new sedative for horses. *Equine Veterinary Journal*, 5:366-370.
22. CONANP. 2009. Programa de acción para la conservación de especies: jaguar (PACE: jaguar). Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas. 15p.

23. Curro, T.G. 2002. Large cat anesthesia. Proceedings of the western veterinary Conference. *En: Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia*. Primera edición. Blackwell Publications, Ames, Iowa. pp. 443-456
24. Cuvelliez, S., G. Reel, D. Blais, Y. Salmon, E. Troncy, y N. Lariviere. 1995. L'anesthésie intraveineuse chez le cheval: comparaison des combinaisons xylazine-ketamine et xylazine-tiletamine-zolazepam. *The Canadian Veterinary Journal* 36:613-618.
25. Deem, S.L., J. Ko, y S.B. Citino. 1998. Anesthetic and cardiorespiratory effects of tiletamine-zolazepam-medetomidine in cheetahs. *Journal of the American Veterinary Medical Association* . 213:1022–1026.
26. Deppe, R. 1983. Anestesia veterinaria. Universidad Austral de Chile, Facultad de Ciencias Veterinarias. Valdivia, Chile.
27. Fuentes, V. 1992. Farmacología y terapéutica veterinarias. Segunda edición. Editorial Interamericana S.A., México D.F.
28. Gannon, W.L. y R.S. Sikes. 2007. Guidelines of the American society of mammalogists for the use of wild mammals in research. *Journal of Mammalogy* 88:809-823.
29. Goodman, L.S.; A. Gilman. 1990. Las bases farmacológicas de la terapéutica. 8 ed. México D.F. Editorial Interamericana. 232 p.
30. Grassman L.I., S.C. Austin, M.E. Tewes, y N.J. Silvy. 2004. Comparative Immobilization of wild felids in Thailand. *Journal of Wildlife Disease* 40:575–578.
31. Hall, E.R. 1981. The mammals of North America. Segunda Edición. John Wiley y Sons, New York.
32. Haskins, S.C., J.D. Patz, y T.B. Farver. 1986. Xylazine and xylazine-ketamine in dogs. *American Journal of Veterinary Research* 47:636-641.
33. Hoffman, P.E. 1974. Clinical evaluation of xylazine as a chemical restraining agent, sedative, and analgesic in horses. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 164:42-45.

34. Hubbell, J.A.E., R.M Bednarski, y W.W. Muir. 1989. Xylazine and tiletamine-zolazepam anesthesia in horses. *American Journal of Veterinary Research* 50:737-742.
35. Jerrold, L.B. 2004. Field Immobilization of Raccoons (*Procyon lotor*) with Telazol and Xylazine. *Journal of Wildlife Diseases* 40:787-790.
36. Jerrold, L.B. 2005. Tiletamine-zolazepam-xylazine Immobilization of american marten (*Martes americana*). *Journal of Wildlife Diseases* 41:659-663.
37. Kreeger T.J. 1999. *Handbook of Wildlife Chemical Immobilization*. Fort Collins, Wildlife Pharmaceuticals. Colorado, USA.
38. Kreeger, T., J. Arnemo y J. Raath. 2002. *Handbook of wildlife chemical immobilization (international edition)*. Wildlife Pharmaceuticals Inc, Fort Collins, Colorado. 409 p.
39. Kreeger, T.J., A.M. Faggella, U.S. Seal, L.D. Mech, M. Callahan y B. Hall. 1987. Cardiovascular and behavioral responses of gray wolves to ketamine xylazine immobilization and antagonism by yohimbine. *Journal of Wildlife Disease*, 23: 463-470.
40. Lewandowski, A.H., C.J. Bonar, SE. Evans. 2002. Tiletamine-zolazepam, ketamine, and xylazine anesthesia of captive cheetah (*Acinonyx jubatus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 33:332-336.
41. Lin, H.C., J.C. Thurmon, G.J. Benson y W.J. Tranquilli. 1993. Telazol - a review of its pharmacology and use in veterinary medicine. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapy*, 16: 383-418.
42. Lopez de Buen, L, J.M .Aranda. 1986. Nota zoológica. Anestesia de mamíferos silvestres con la combinación ketamina-xilacina. *Biotica*; 67-71.
43. López, C. y D.E. Brown. 2002. Distribución y estado de conservación actuales del jaguar en el noroeste de México. Pp. 379-392. *En: Jaguares en el nuevo milenio: Una evaluación de su estado, detección de prioridades y recomendaciones para la conservación de los jaguares en América*. (R.A. Medellín, Cheryl-L. Chetkiewicz, Meter G. Crawshaw Jr., Alan Rabinowitz, Kent H. Redford, John G. Robinson, Eric W. Sanderson y Andrew Taber,

- compiladores). Universidad Nacional Autónoma de México, Wildlife Conservation Society y Fondo de Cultura Económica, México. D.F.
44. Lukasik, V. 1999. Premedication and sedation. Manual of small animal anaesthesia and analgesia. Editores. Seymour C. Gleed Robin. BSAVA. Cheltenham, pp. 71-87.
45. Malgor L.A., y M.E. Valsecia. 2002. Farmacología medica. Cátedra de Farmacología, Instituto de Investigaciones Biofarmacológicas, Facultad de Medicina, Universidad Nacional del Nordeste. Corrientes, Argentina.
46. Mammal Species of the World (MSW) 2012. MSW homepage <http://www.bucknell.edu/msw3/browse.asp?s=y&id=14000240>. Accesado el 04 noviembre del 2012.
47. McKenzie, A.A., y R.E.J. Burroughs. 1993. Chemical capture of carnivores. In: McKenzie, A.A, editores. The capture and care manual. Pretoria: Wildlife decision support services and the South African Veterinary Foundation 224–243.
48. Meltzer, DGA. 1999. Medical management of a cheetah breeding facility in South Africa. *En* Fowler M., R.E. Miller, (editores). Zoo and Wild Animal Medicine: Current Therapy. Cuarta edición. Philadelphia: WB Saunders: 415–435.
49. Millspaugh, J.J., G.C. Brundige, J.A. Jenks, C.L. Tyner, y D.R. Husted. 1995. Immobilization of rocky melk with telazol and xylazine hydrochloride, and antagonism by yohimbine hydrochloride. *Journal of Wildlife Diseases* 31: 259–262.
50. Mondolfi E, R. Hoogsteijn 1986. Notes on the biology and status of the Jaguar in Venezuela. *En*: Miller SD, Everett DD (editores) *Cats of the World: Biology, Conservation and Management*. National Wildlife Federation, Washington DC, pp 85-123
51. Morato, R.G. y R.C. Barnabe. 2002. Potential of reproductive techniques for jaguar conservation. *En* El jaguar en el nuevo milenio. Una evaluación de su estado, detección de prioridades y recomendaciones para la conservación

- de los jaguares en America. (Universidad Nacional Autonoma de Mexico/Wildlife Conservation Society. Mexico D. F.
52. Morato, R.G., C.A. JR. Moura; y P.G. Crawshaw. 2002. Chemical restraint of free ranging jaguars (*panthera onca*) with a tiletamine-zolazepam combination. *En El Jaguar en el nuevo milenio. Una evaluación de su estado, detección de prioridades y recomendaciones para la conservación de los jaguares en América.* (Universidad Nacional Autónoma de Mexico/Wildlife Conservation Society. Mexico D. F.
53. Morato, R.G., I.T.N. Verreschic, M.A.B.V. Guimarães, K. Cassaro, C. Pessuti, y R.C. Barnabe. 2004. Seasonal variation in the endocrine–testicular function of captive jaguars (*Panthera onca*). *Theriogenology*, 61:1273-1281.
54. Morato, R.G. 1997. Reprodução em onça-pintada: avaliação do método para contenção e para obtenção de sêmen, caracterização do ejaculado, biometria testicular, níveis séricos de testosterona e sazonalidade. dissertation (Mestrado), Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, 117 p
55. Muir, W. y J. Hubbell. 1992. Manual de anestesia veterinaria. Ed. Acribia, Zaragoza.
56. Muir, W.W. 1981. Drugs used to produce standing chemical restraint in horses. *Veterinary clinics of North America: Large Animal Practice* 3:17-44
57. Murray E. Fowler. 2008. Restraint and handling of wild and domestic animals. Tercera edición, editorial Wiley-Blackwell. Ames, Iowa. pp. 224.
58. Murray S., S.L. Monfort, L. Ware, W.J. McShea, y M. Bush. 2000. Anesthesia in female white-tailed deer using Telazol® and xylazine. *Journal Of Wildlife Disease* 36:4 670-675.
59. Nielsen, L. 1999. Chemical immobilization of Wild and Exotic Animals. Ames, IA: Iowa State University.
60. Osofsky, S.A., J.W. McNutt y K.J. Hirsch. 1996. Immobilization of free ranging African wild dogs (*Lycaonpictus*) using a ketamine/xylazine/atropin combination. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 27: 528-532.

61. Paddleford, R. 1988. Manual of small animal anesthesia. EE.UU., Churchill Livingstone. 20-22 p.
62. Paddleford, R.R. 1999. Preanesthetic agents. pp 12-31 *En* R.R. Paddleford y W.B. Saunders , editores. Manual of small animal anesthesia. Filadelfia.
63. Perez, R. 2010. Farmacología Veterinaria, Concepto de potencia farmacológica, Universidad de Concepción, Talleres de dirección de docencia, Edmundo Larenas 64-A, 28-31.
64. Plumb D. 2006. Xilacina HCL. Manual de farmacología veterinaria. Quinta edición. Editorial, Inter-Medica, pp. 739-741.
65. Riebold, TW. 1990. Veterinary clinics of North America. Equine practice. Principles and techniques of equine anesthesia. Philadelphia: Saunders.
66. Röken BO. 1997. A potent anesthetic combination with low concentrated medetomidine in Zoo animals. Proceedings of AAZV, Omaha, NE.
67. Rosas O.C. y J.H. López. 2002. Distribución y estado de conservación del jaguar en Nuevo León. Pp. 393- 402. *En*: Jaguares en el nuevo milenio: Una evaluación de su estado, detección de prioridades y recomendaciones para la conservación de los jaguares en América. (R. A. Medellín, Cheryl-L. Chetkiewicz, Meter G. Crawshaw Jr., Alan Rabinowitz, Kent H. Redford, John G. Robinson, Eric W. Sanderson y Andrew Taber, compiladores). Universidad Nacional Autónoma de México, Wildlife Conservation Society y Fondo de Cultura Económica, México. D.F.
68. Sanderson E.W., K.H. Redford, K.H. Chetkiewicz, R.A. Medellín, A.R. Rabinowitz, J.G. Robinson, y A.B. Taber. 2002. Planning to save a species: the jaguar as model. *Conservation Biology* 16:58-72.
69. Scheinin, M. y E. Mac Donald. 1989. An introduction to the pharmacology of alpha-2 adrenoceptors in the central nervous system. *Acta Veterinaria Scandinavica*, pp. 85:11-19.
70. Schumacher, J., P. Snyder, SB. Citino, *et al.* 2003. Radiographic and electrocardiographic evaluation of cardiac morphology and function in captive cheetahs (*Acinonyx jubatus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 34:357–363.

71. Seymour, K.L. 1989. "*Panthera onca*". Mammalian species. 340: 1-9.
72. Short, Ch. 1987. Principles and practice of veterinary anesthesia. EE.UU., Williams & Wilkins. 436 p.
73. Sistema Integral de Información Taxonómica (SIIT) 2012. SIIT Homepage http://itis.gbif.net/pls/itisca/next?v_tsn=180593&taxa=&p_king=every&p_string=containing&p_ifx=plglt&p_lang=es. Accesado el día 04 noviembre del 2012
74. Smeller, J., y M.A. Bush. 1976. Physiological study of immobilized cheetahs (*Acinonyx jubatus*). The Journal of Zoo Animal Medicine 7: 5–7.
75. Spelman, L.H., P.W. Sumner, W.B. Karesh y M.K. Stoskopf. 1997. Tiletamine zolazepam anesthesia in north American river otters (*Lutra canadensis*) and its partial antagonism with flumazenil. Journal of Zoo and Wildlife Medicine, 28: 418- 423.
76. Steffy, EP. 2001. Introduction to drugs acting on the central nervous system and principles of anesthesiology. *En* Veterinary Pharmacology and Therapeutics. Adams HR. (editores), Ames, Iowa State University Press.
77. Sumano, H., N. Perez, P. Izquierdo, y J. Castellanos. 1994. Anestesia general con propofol en perros mediante infusión continua. Experiencias clínicas. Veterinaria Mexico 25: 199- 205.
78. Sumano, L. H., y C.L. Ocampo. 2006. Farmacología Veterinaria. Tercera edición. Editorial McGRAW-HILL Mexico, Interamericana editores S.A. de C.V.
79. Sumano, L.H., y C.L. Ocampo. 1997. Tranquilizantes. Farmacología Veterinaria. Segunda Edición. Editorial Mc Graw-Hill Mexico, Interamericana editores S.A. de C.V. pp. 456-458.
80. Taylor, S.K., E.D. Land, M. Lotz, M. Roelke-Parker, S.B. Citino, y D. Rotstein. 1998. Anesthesia of free-ranging Florida panthers (*Puma concolor coryi*). Presentado en American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians.

81. Thurmon, J.C., W.J. Tranquili, y G.J. Benson. 1996. Editores. Lumb y Jones' Veterinary Anaesthesia, Tercera edición. Baltimore: Williams y Wilkins.
82. Tracy CH, Short CE, Clark BC. 1988. Comparing the effects of intravenous and intramuscular administration of Telazol. *VetMed* 83:104–111.
83. Uhart, M. 2003. Curso-taller medicina veterinaria de vida silvestre y su papel en la conservación de la biodiversidad: Memorias de Curso, Wildlife Conservation Society Santa Cruz. 243 p.
84. Vaha-Vahe, T. 1989. Clinical evaluation of medetomidina, a novel sedative and analgesic drug for dogs and cats. *Acta Veterinaria Scandinavica*, pp. 30:267-273.
85. Vainio, O. 1997. Alpha-2 adrenergic agonists and antagonists. Aristotle University of Thessaloniki FoVMDoCSCoS. Proceedings of the 6th International Congress of Veterinary Anesthesia. Thessaloniki : Aristotle University of Thessaloniki, Faculty of Veterinary Medicine, Departamen of Clinical Science, Clinic of Surgery. Pp. 75-77.
86. Valdez R., A. Martínez, y O. Rosas. 2002. Componentes históricos y actuales del hábitat del jaguar en el noreste de Sonora, México. pp. 367-378. *En* *Jaguares en el Nuevo milenio: Una evaluación de su estado, detección de prioridades y recomendaciones para la conservación de los jaguares en América.* (R. A. Medellín, Cheryl-L. Chetkiewicz, Meter G. Crawshaw Jr., Alan Rabinowitz, Kent H. Redford, John G. Robinson, Eric W. Sanderson y Andrew Taber, compiladores). Universidad Nacional Autónoma de México, Wildlife Conservation Society y Fondo de Cultura Económica, México. D. F.
87. Wack, RF. 2003. Felidae. In: Fowler ME, Miller RE, eds. *Zoo and Wild Animal Medicine*, 5th ed. Philadelphia: W.B. Saunders. 491–500.
88. Walzer, C., C. Huber. 2002. Partial antagonism of tiletamina-zolazepam anesthesia in cheetah. *Journal of Wildlife Disease* 38:468–472.
89. West G., H. Darryl, N. Caulkett. 2007. *Zoo animal wildlife immobilization and anesthesia*. Primera edición. Blackwell publishing. Ames, Iowa. p 432.

ANEXOS

Anexo 1. Sexo, edad, masa corporal, dosis de la mezcla de TZX, tiempo del efecto inicial, tiempo mantenimiento en postración y tiempo de recuperación en jaguares inmovilizados.

No. Jaguar	Sexo*	Edad (años)	Peso (Kg)	Dosis (mg/kg)	Tiempo (min)			
					Inducción	Mantenimiento	Reversión	Total
1	M	10	45	180	8	95	20	123
2	H	10	50	200	12	128	18	188
3	M	11	45	180	13	108	18	139
4	H	11	50	200	8	100	15	123
5	H	3	30	120	14	91	18	123
6	H	3	30	120	7	111	26	144
7	H	6	35	140	9	104	34	147
8	M	8	45	180	11	103	26	140
9	M	12	45	180	7	102	32	141
10	H	12	50	200	13	92	23	128
11	M	13	47	188	7	93	25	125
12	H	13	50	200	9	124	34	167
13	M	1	35	140	12	108	38	158
14	M	14	45	180	11	103	33	147
15	H	14	50	200	12	107	27	146
16	M	1.5	35	140	11	117	45	173

Anexo 2. Tabla de peso y dosis de anestesia mg/kg y ml/kg

Jaguar	kilos	mg/kg	Concentración		Miligramos			mg/total	Mililitros			ml/total
			%	T	Z	X	T		Z	X		
1	45	4	200	45	45	90	180	0.225	0.225	0.450	0.90	
2	50	4	200	50	50	100	200	0.250	0.250	0.500	1.00	
3	45	4	200	45	45	90	180	0.225	0.225	0.450	0.90	
4	50	4	200	50	50	100	200	0.250	0.250	0.500	1.00	
5	30	4	200	30	30	60	120	0.150	0.150	0.300	0.60	
6	30	4	200	30	30	60	120	0.150	0.150	0.300	0.60	
7	35	4	200	35	35	70	140	0.175	0.175	0.350	0.70	
8	45	4	200	45	45	90	180	0.225	0.225	0.450	0.90	
9	45	4	200	45	45	90	180	0.225	0.225	0.450	0.90	
10	50	4	200	50	50	100	200	0.250	0.250	0.500	1.00	
11	47	4	200	47	47	94	188	0.235	0.235	0.470	0.94	
12	50	4	200	50	50	100	200	0.250	0.250	0.500	1.00	
13	35	4	200	35	35	70	140	0.175	0.175	0.350	0.70	
14	45	4	200	45	45	90	180	0.225	0.225	0.450	0.90	
15	50	4	200	50	50	100	200	0.250	0.250	0.500	1.00	
16	35	4	200	35	35	70	140	0.175	0.175	0.350	0.70	

Cuadro 3. Descripción de mg/kg y ml/kg administrados en jaguares en cautiverio

Anexo 3. Monitoreo de frecuencia cardiaca en jaguares 2009-2012

No. Jaguar	FECHA	UBICACIÓN	SEXO	Edad (años)	Peso (kg)	MONITOREO DE FRECUENCIA CARDIACA						
						10´	20´	30´	40´	50´	60´	70´
1	06/2008	CIVS TX	M	10	45	100	104	90	76	72	83	90
2	06/2008	CIVS TX	H	10	50	100	96	92	84	80	88	104
3	05/2009	CIVS TX	M	11	45	104	80	60	64	64	68	68
4	05/2009	CIVS TX	H	11	50	96	98	80	60	64	68	80
5	05/2009	CIVS TX	H	3	30	104	100	104	108	108	104	
6	05/2009	ZOO CHT	H	3	30	108	108	104	98	94	94	98
7	05/2009	ZOO CHT	H	6	35	80	92	96	92	96	80	
8	08/2009	ZOO VER	M	8	45	100	100	80	92	80	92	80
9	04/2010	CIVS TX	M	12	45	80	84	88	92	92	92	
10	04/2010	CIVS TX	H	12	50	120	80	100	100	100	124	
11	03/2011	CIVS TX	M	13	47	88	88	100	100	104	90	
12	03/2011	CIVS TX	H	13	50	100	96	80	80	88	88	104
13	10/2011	CIVS GDL	M	1	35	104	108	108	104	98	94	
14	06/2012	CIVS TX	M	14	45	100	92	80	80	84	80	
15	06/2012	CIVS TX	H	14	50	120	80	124	92	112	112	96
16	06/2012	CIVS TX	M	1.5	35	108	108	120	120	92	92	

Anexo 4 Monitoreo de Frecuencia Respiratoria Jaguares 2009-2012

No.	Fecha	Ubicación	Sexo	Edad (años)	Peso (kg)	MONITOREO DE FRECUENCIA RESPIRATORIA						
						10'	20'	30'	40'	50'	60'	70'
1	01/06/2008	CIVS TX	M	10	45	28	32	40	30	32	48	44
2	01/06/2008	CIVS TX	H	10	50	32	28	28	28	32	32	40
3	01/05/2009	CIVS TX	M	11	45	24	28	24	28	20	24	24
4	01/05/2009	CIVS TX	H	11	50	40	32	32	36	40	40	40
5	01/05/2009	CIVS TX	H	3	30	29	36	36	32	32	34	
6	01/05/2009	ZOO CHT	H	3	30	44	44	32	32	44	44	44
7	01/05/2009	ZOO CHT	H	6	35	40	44	44	48	44	48	
8	01/08/2009	ZOO VER	M	8	45	44	48	52	52	56	52	48
9	01/04/2010	CIVS TX	M	12	45	44	48	52	52	56	52	
10	01/04/2010	CIVS TX	H	12	50	44	60	64	64	60	40	
11	01/03/2011	CIVS TX	M	13	47	28	28	32	40	40	44	
12	01/03/2011	CIVS TX	H	13	50	32	32	24	24	32	32	40
13	01/10/2011	CIVS GDL	M	1	35	29	36	36	32	32	44	
14	01/06/2012	CIVS TX	M	14	45	44	48	52	52	56	52	
15	01/06/2012	CIVS TX	H	14	50	44	40	40	48	40	44	42
16	01/06/2012	CIVS TX	M	1.5	35	20	16	12	20	16	24	

Anexo 5. Monitoreo de Temperatura Jaguares 2009-2012

No. Jaguar	FECHA	UBICACIÓN	SEXO	Edad (años)	Peso (kg)	MONITOREO DE TEMPERATURA °C						
						10´	20´	30´	40´	50´	60´	70´
1	01/06/2008	CIVS TX	M	10	45	39.8	39.8	40	39.8	39.8	39.7	39.7
2	01/06/2008	CIVS TX	H	10	50	39.7	39.7	40.3	39.8	39.5	39.1	39.2
3	01/05/2009	CIVS TX	M	11	45	40.1	40.2	40.2	40.1	40.2	40.2	40.3
4	01/05/2009	CIVS TX	H	11	50	39.6	39.4	39.3	39.1	39.1	39.6	39.4
5	01/05/2009	CIVS TX	H	3	30	40.1	39.7	39.7	39.4	38.9	38.9	
6	01/05/2009	ZOO CHT	H	3	30	40.1	39.7	39.2	39.2	38.9	38.6	38.9
7	01/05/2009	ZOO CHT	H	6	35	41.6	40.5	40.2	40	39.8	39.8	
8	01/08/2009	ZOO VER	M	8	45	40.1	40.1	41.2	40	39.8	39.8	39.9
9	01/04/2010	CIVS TX	M	12	45	40.1	41.1	40.4	40.2	39.8	40	
10	01/04/2010	CIVS TX	H	12	50	41.6	40.5	40.2	40.1	40.6	40.6	
11	01/03/2011	CIVS TX	M	13	47	39.8	39.7	39.7	39.8	39.8	40	
12	01/03/2011	CIVS TX	H	13	50	39.7	39.7	39.5	40.3	39.5	39.7	38.8
13	01/10/2011	CIVS GDL	M	1	35	40.1	39.7	39.2	38.9	38.9	38.6	
14	01/06/2012	CIVS TX	M	14	45	40.1	40.1	41.2	39.8	39.9	40	
15	01/06/2012	CIVS TX	H	14	50	42	41.6	40.5	40.2	40.1	40.6	40.6
16	01/06/2012	CIVS TX	M	1.5	35	41.8	41.6	40.5	40.2	40.2	40	