

**Universidad Nacional Autónoma de México**

**Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia**

**Trabajo Profesional**

**Modalidad: Fauna Silvestre**

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:  
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA  
**Nombre del Alumno: Vicente Velázquez Muñoz**

**Número de Cuenta: 40202199-1**

**Tutor: Dr. Gerardo Suzàn Azpiri**

**Asesor : MVZ. Elsy A. Cabrera Baz**



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

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

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

## **INDICE**

### **1 INTRODUCCION**

### **2 OBJETIVO GENERAL DEL TRABAJO PROFESIONAL**

### **3 REPORTE DE ACTIVIDADES REALIZADAS EN LA CLINICA DE MAMIFEROS DEL ZOOMAT**

#### **3.1 ACTIVIDADES RUTINARIAS**

##### **3.1.1 Recorridos**

##### **3.1.2 Revisión de maletines**

#### **3.2 ACTIVIDADES EN EL AREA MEDICA**

##### **3.2.1 Medicina preventiva**

##### **3.2.2 Medicina terapéutica**

#### **3.3 SEGUIMIENTO DE CASOS CLINICOS**

#### **3.4 MANEJO, IDENTIFICACION Y PROCESAMIENTO DE MUESTRAS BIOLÓGICAS**

#### **3.5 COLABORACION EN EL LLENADO DE BASE DE DATOS**

#### **3.6 ESTUDIOS POSTMORTEM Y EMISION DE DIAGNOSTICOS BASADOS EN HALLAZGOS**

#### **3.7 ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS**

### **4 ESTUDIO RETROSPECTIVO SOBRE LAS CONTENCIONES QUIMICAS DE MAMIFEROS EN EL ZOOMAT DESDE 1994, HASTA EL 2006**

### **5 AREA DE ESTUDIO**

### **6 MATERIALES Y METODOLOGÍA**

### **7 RESULTADOS**

### **8 DISCUSION**

### **9 CONCLUSION**

### **10 RECOMENDACIONES**

### **11 LITERATURA CITADAS**

## 1 INTRODUCCION

El área de fauna silvestre ha tenido un crecimiento rápido a nivel mundial, representa una nueva alternativa de desarrollo para el Médico Veterinario Zootecnista (MVZ). Esta rama tiene un gran potencial para nuestro país ya que México está considerado entre los 12 países megadiversos biológicamente. Debido a esto, cada día es mayor la demanda de MVZ capaces de aplicar los principios básicos de la medicina y zootecnia a la infinidad de especies animales no domésticas en una gran variedad de alternativas de manejo, aprovechamiento y/o conservación. El MVZ tiene la capacidad de aplicar los conocimientos de cualquier área veterinaria (patología, cirugía, nutrición, reproducción, genética, microbiología, parasitología, medicina preventiva, etc.) y, al mismo tiempo, relacionarlos con los generados en las áreas de ecología, manejo sustentable, conservación y zoológicos.

Las funciones de los zoológicos son brindar a la gente la oportunidad de observar y admirar la riqueza natural de las especies nativas de México y de otras partes del mundo. Los zoológicos además de ser considerados centros recreativos, hoy en día constituyen sitios para la educación, investigación y conservación de las especies silvestres. Para algunas especies en peligro de extinción, son la única posibilidad de sobrevivencia, lo que los convierte en auténticos bancos genéticos para el futuro.

México es uno de los países más ricos en diversidad de especies animales, ocupa el cuarto lugar en especies de anfibios, el segundo de mamíferos y el primero en reptiles<sup>1</sup>.

La alta diversidad biológica de México es producto de las variaciones en la topografía y climas encontrados en su superficie. Esto se debe a que en México se encuentra la zona neártica y neotropical, por lo tanto se crea un mosaico de condiciones ambientales y microambientales. A esto se le suma la compleja historia geológica del área, en particular en el sureste del país en lo que se conoce como el núcleo centroamericano<sup>1</sup>.

Una de las zonas con mayor biodiversidad en México es el estado de Chiapas al sur del país. Se han reportado 1,298 especies de vertebrados terrestres y de aguas continentales en el estado. Aproximadamente el 30% de los anfibios, 28% de los reptiles, 65% de las aves, y 55% de los mamíferos conocidos en México se encuentran en Chiapas. Esto significa que el 44.5% de las especies de vertebrados terrestres reportados para el país existen en el estado. Más de un tercio de los vertebrados terrestres presentes en la entidad son endémicos en Mesoamérica<sup>1</sup>.

El zoológico regional Miguel Alvarez del Toro (ZooMAT) ubicado en Tuxtla Gutiérrez, es muy diferente comparado con otros que existen en México, ya que es representativo de la riqueza natural del estado de Chiapas. El zoológico está instalado dentro del parque ecológico "El Zapotal"(109 hectáreas), presenta un clima cálido subhúmedo con una temperatura media anual de 24.5°C y 893 mm<sup>3</sup> de precipitación anual<sup>2</sup>.

El ZooMAT abrió sus puertas para permitir a los interesados en medicina de fauna silvestre realizar el trabajo profesional (TP) en el área de clínica veterinaria. El TP es una modalidad de titulación en la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia (FMVZ) de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) que consiste en la realización de una práctica profesional supervisada en México o en el extranjero, con una duración de entre 16 y 20 semanas, después de concluir el 100% de los créditos del plan de estudios. Se realiza en la especie o disciplina de elección del interesado. En mi caso la realicé en el área de clínica de mamíferos teniendo como asesor directo a la MVZ MC Elsy A. Cabrera Baz y como tutor al Dr. Gerardo Suzán Azpiri.

El presente trabajo consta de 2 partes. La primera es un reporte de las actividades que realicé durante mi estancia en el ZooMAT desde el 25 de septiembre del 2006 al 10 de febrero del 2007, en este reporte describí las actividades rutinarias que se hacen en un zoológico como son los recorridos y revisión de maletines; también mencione las actividades del área de clínica veterinaria como son los manejos clínicos de medicina preventiva, terapéutica y seguimientos de casos clínicos; como actividades complementarias hice el

llenado de base de datos, manejos de muestras biológicas, emisión de diagnósticos postmortem, captura de murciélagos, transportación de ejemplares y crianza artificial.

La segunda parte del trabajo es un estudio retrospectivo de las contenciones químicas de mamíferos en el ZooMAT desde 1994 al 2006. Debido a que existe limitada información bibliográfica sobre contención química para la fauna regional del estado de Chiapas. Realicé este trabajo para generar información básica y necesaria con base en las contenciones químicas en el ZooMAT.

## **2 OBJETIVO GENERAL DEL TRABAJO PROFESIONAL**

La capacitación del alumno interesado en el área de fauna silvestre en el conocimiento y resolución de los problemas médicos, de manejo y quirúrgicos más frecuentes en los zoológicos, de manera que pueda entender y participar activamente en la problemática actual de la conservación y uso racional de la naturaleza en nuestro planeta; así como en la resolución de los problemas médicos más frecuentes en animales silvestres en cautiverio.

### 3 REPORTE DE ACTIVIDADES REALIZADAS EN LA CLINICA DE MAMIFEROS EN EL ZOOMAT

#### 3.1 ACTIVIDADES RUTINARIAS

##### 3.1.1 Recorridos

Unas de las actividades que se deben de cumplir en un zoológico es el recorrido diario a las áreas donde se encuentran los ejemplares, cabe recordar que los animales silvestres tiene la particularidad de no manifestar signos muy claros de enfermedad hasta que esta puede comprometer su vida. El objetivo de los recorridos es poder detectar alguna anomalía en los individuos y poder prevenir problemas mayores.

Durante mi estancia realice recorridos en la casa nocturna, el objetivo de de esta es que los visitantes pueden ver animales de hábitos nocturnos. Este lugar cuenta con 2 tepezcuintles (*Aguti paca*), 3 armadillos (*Dasypus novencintus*), 1 tlacuache cuatro ojos (*Philander opossum*), 6 cacomixtles (*Bassiriscus sumichrasti*), 11 martuchas (*Potos flavus*), 3 tlacuaches dorados (*Caluromys derbianus*), 2 zorrillos listados (*Mephitis macroura*), 1 zorrillo espalda blanca (*Conepatus leuconotus*), 1 puercoespín arborícola (*Coendu mexicanus*), 1 ardilla voladora (*Glaucomys volans*) y 6 murciélagos higueros (*Artibeus jamaicensis*).

La cuarentena tiene como objetivo albergar animales de recién ingreso al zoológico para monitorear su estado de salud antes de integrarlos con los animales de exhibición. Este lugar cuenta con 7 ocelotes (*Leopardus pardalis*), 3 tigrillos (*Leopardus wiedii*), 3 yaguarundis (*Herpailurus yagouarundi*), 11 guaqueques negros (*Dasyprocta mexicana*), 1 viejo de monte (*Eira barbara*), 1 puma (*Puma concolor*) y 1 jaguar (*Panthera onca*).

La guardería tiene como objetivo realizar la crianza artificial de las crías que fueron rechazadas por sus madres o que llegaron donadas al zoológico. La guardería cuenta con 3 saraguatos negros (*Alouatta pigra*), 1 saraguato pardo

*Aalouatta palliata*), 1 mapache (*Procyon lotor*), 4 venados cola blanca (*Odocoileus virginianus*), 1 yaguarundí, 1 venado cola blanca, 1 tamandú (*Tamandua mexicana*) y 1 mono araña (*Ateles geoffroyi*).

Las actividades rutinarias que se realizan durante el recorrido son:

-Observar las instalaciones: Ver las instalaciones donde se alberga algún animal y reportar las averías que se hayan encontrado en ellas para evitar accidentes.

-Contar el número de animales: Es importante saber cuantos animales se encuentran en los encierros, ya que la ausencia de alguno o varios de ellos puede ser indicativo de que se escaparon de su albergue o que alguno de ellos este postrado en algún lugar y que no se pueda ver a simple vista.

-Realizar una inspección física: Observar a los individuos si presentan algún tipo de lesión en alguna parte del cuerpo, ver la condición corporal del animal, observar si comió y que cantidad consumió, ver si defecó y evaluar las características de las heces.

-Observar la conducta: Ver si el animal se encuentra alerta, deprimido, postrado, agresivo o si tiene el comportamiento que normalmente muestra en la revisión.

-Cuestionar al mantenedor: La persona que mejor conoce a los ejemplares es el mantenedor del área ya que se encarga de alimentar a los animales y de dar mantenimiento a las instalaciones donde se albergan. A esta persona se le hacen preguntas de rutina para ver si hay alguna anomalía en los ejemplares tanto física como conductual, esto hará más eficiente y productivo el recorrido.

### **3.1.2 Revisión de maletines**



Eventos impredecibles pueden suceder en un zoológico, como la fuga de algún animal de su albergue. Para las diferentes eventualidades que se presentan en un zoológico es necesario tener un maletín preparado. Una de mis funciones durante mi estancia en el ZooMAT fue revisar que el maletín de contención tuviera siempre el material necesario para las sujeciones químicas de los ejemplares.

Los materiales necesarios que debe tener un maletín de contención son: yodo, licor de forjé, antisépticos, lubricante, gotas oftálmicas, cerillos, marcador indeleble, lápiz, post it, ketamina, xilacina, tolazolina, atropina, dopram, antibióticos, selenio, vitamina e, hojas de bisturí, hojas de afeitar, torundas con alcohol, agua inyectable, antiinflamatorio, jeringas del número 1, 3, 5, 10, 20, 60ml, agujas hipodérmicas, dardos, silicón, agujas para dardos, adaptador de dardos, colillas para dardos, estetoscopio, termómetro, guantes, franela, algodón, gasas, hisopos, cubre bocas, tubo EDTA, vacutainers, camisa vacutainers, bolsas ziploc y jabón quirúrgico entre otros.

## **3.2 ACTIVIDADES EN EL AREA MEDICA**

### **3.2.1 Medicina preventiva**

La medicina preventiva es fundamental para un programa integral en un zoológico. Esta tiene como objetivo el mantener a los animales libre de enfermedades. Las áreas fundamentales en el programa de medicina preventiva en zoológicos son:

**-Control de parásitos:** Se deben de realizar periódicamente exámenes coproparasitológicos para monitorear la carga de endoparásitos en los ejemplares y así realizar un programa de desparasitación acorde a las necesidades de los animales. Durante mi estancia en el ZooMAT realicé desparasitaciones de diferentes ejemplares con diferentes productos y a diferentes dosis (Tabla 1).

Tabla 1

ESPECIE	DESPARASITANTE	DOSIS
Saraguatos ( <i>Alouatta pigra</i> )	Febendazol	25 mg/kg <sup>3</sup>
Venados cola blanca ( <i>Odocoileus virginianus</i> )	Toltrazuril	20mg/kg <sup>4</sup>
Monos araña ( <i>Ateles geofroyi</i> )	Febendazol	50mg/kg <sup>3</sup>
Leoncillo ( <i>Heroailurus yagouarundi</i> )	Albendazol	25mg/kg <sup>4</sup>
Martucha ( <i>Potos flavus</i> )	Febendazol	25mg/kg <sup>4</sup>
Tejón ( <i>Nasua narica</i> )	Febendazol	25mg/kg <sup>4</sup>

**-Vacunación:** Debido al número de enfermedades de los animales domésticos que pueden afectar a los silvestres, la vacunación es aconsejable, sin embargo las vacunas comerciales están únicamente aprobadas para su uso en especies domesticas; por lo tanto la recomendación en el uso de mamíferos silvestres no están prescritas y se basan en los limitados informes publicados. Las vacunas o bacterinas inactivadas son preferibles que las vacunas con virus vivo modificado, por que pueden no estar atenuadas completamente y puede producir reacciones secundarias o la enfermedad.

Los ejemplares que vacunamos durante mi estancia en el ZooMAT fueron 10 martuchas, 6 cacomixtles, 1 zorrillo espalda blanca, 1 zorrillo listado, 3 pumas, 3 jaguares, 1 ocelote, 2 yagouarundis , 3 viejos de monte, 3 tigrillos, 3 nutrias (*Lontra longicaudis*) contra panleucopenia felina, rinotraqueitis felina, calicivirus con virus muerto clonado. A pesar de que se recomienda inmunizar a los animales silvestres con vacunas inactivadas, en el ZooMAT se vacunaron 8 tejones, 1 coyote ,3 mapaches y 7 zorras grises (*Urocyon cinereoargenteus*) contra distemper canino y parvovirus con virus activo. A pesar de que el ZooMAT esta dentro de una reserva biológico con una gran población de murciélagos hematófagos, no se vacunan a los ejemplares del zoológico contra la rabia, lo mismo pasa con la leptospirosis que a sido detectada en varios animales y a pesar de esto no se vacuna contra esta enfermedad.

**-Inspección clínica anual:** Las inspecciones clínicas anuales nos permiten monitorear el estado de salud de los ejemplares de la colección zoológica y así poder prevenir enfermedades. Durante mi estancia se realizaron inspecciones clínicas anuales a 3 jaguares, 1 puma, 2 ocelotes, 4 linceos, 1 tamandú y 7 pécaris (*Pecari tajacu*).

Los pasos a seguir durante la inspección clínica de los ejemplares son la inmovilización del animal, en la mayoría de los casos se realiza por medio de sujeción química con ketamina 10 mg/kg y xilacina 2 mg/kg , la inmovilización se puede realizar en el albergue del ejemplar o en la clínica veterinaria. Ya anestesiado el ejemplar se le aplica lubricante en sus ojos y se cubren con franelas y se colocan tapones de algodón en los oídos para minimizar la percepción auditiva. Se pesa a los animales de 20 kg o menos en una báscula electrónica, y a los mayores de 20 kg en una báscula para pesar costales y alimento.

Se revisan los signos vitales como la frecuencia cardiaca, frecuencia respiratoria, temperatura, y se mide la saturación de oxígeno en sangre con un oxímetro. Se hace una revisión ordenada y sistemática del ejemplar de craneal a caudal y se inspeccionan las mucosas, piel, se palpan linfonodos y abdomen, se revisan los miembros locomotores y órganos genitales.

Se realiza la toma de muestra de sangre, esta se colecta en un tubo con anticoagulante EDTA (ácido etilen-diamino-tetra-acético) para hemogramas, sin anticoagulante para química sanguínea y para otros estudios serológicos. Después se toma la muestra de orina de forma directa ejerciendo presión sobre la vejiga, por cateterización, o cistocentesis. Las muestras de heces se colectan directamente del recto con ayuda de un hisopo. Se toman placas radiográficas de tórax, abdomen o de alguna otra región del cuerpo.

Nota: si es necesario se aplican desparasitantes, vitaminas, antibiótico, vacunas, etc.

**-Cuarentenas:** Estas son diseñadas para prevenir la introducción de una enfermedad infectocontagiosa al zoológico. La duración de la cuarentena deberá estar relacionada con el tiempo que se requiere para detectar algún agente infeccioso, ya sea por procedimientos de laboratorio, o por manifestaciones clínicas. Los mamíferos que llegaron donados al ZooMAT durante mi estancia y que se enviaron a cuarentena fueron 1 tejón, 1 mapache, 2 puercoespines arborícolas y 3 ardillas (*Sciurus sp.*).

A los animales en cuarentena se les realiza una inspección clínica, toma de muestras de sangre, heces, y orina. El tiempo de cuarentena para mamíferos es de 30 días, excepto en primates que es de 60 a 90 días<sup>5</sup>.

### **3.2.2 Medicina Terapéutica**

La medicina terapéutica incluye la aplicación oportuna de tratamientos, el diagnóstico oportuno de enfermedades utilizando todo el material y equipo con el que se disponga y tiene como objetivo disminuir la morbilidad y mortalidad en el zoológico.

Durante mi estancia participé en algunos manejos de medicina terapéutica los cuales fueron:

Debridación de un absceso maxilar y extracción de diente canino en un tlacuache dorado, este se inmovilizó con ketamina 10mg/kg, xilacina 2mg/kg y anestesia inhalada, además se le aplicó antibiótico (enrofloxacina 7mg/kg) y desinflamatorio (dexametasona 0.1mg/kg).

Curación de un tamandú atropellado, se le inmovilizó con ketamina 10mg/kg y xilacina 2mg/kg, presentaba una lesión en la 3ra falange del 3er dedo del miembro posterior derecho con una solución de continuidad y dislocación del mismo. Se le hizo falangectomía. Se le aplicó antibiótico (enrofloxacina 7mg/kg), desparasitante (ivermectina 200ng/kg), se le tomaron muestras de sangre y heces.

Tratamiento de choque a un mono araña el cual se encontró postrado en su albergue. Se inmovilizó con ketamina 10mg/kg y xilacina 2mg/kg. Se observaron las mucosas ictéricas. Se tomó una muestra de sangre para prueba de química sanguínea. Se le administró solución hartman 250ml endovenosa. Se le aplicó un hepatoprotector (Ornipural 3ml).

Extracción de un colmoyote (*Dermatobia hominis*) en una ardilla. Se utilizó anestesia fija con ketamina 30mg/kg y xilacina 2mg/kg. Se extrajo la larva, se retiró la cápsula que envolvía al colmoyote. Se lavó la zona con yodo. Se aplicó antibiótico (enrofloxacina 7mg/kg). Se suturó la lesión y se aplicó cicatrizante.

### **3.3 SEGUIMIENTOS DE CASOS CLINICOS**

El monitoreo constante de los ejemplares de un zoológico permite al MVZ observar la evolución de los animales y la efectividad de los tratamientos a los que son sometidos. A continuación mencionaré algunos de los seguimientos de casos clínicos presentes en el ZooMAT.

Caso 1: Monitoreo de leptospirosis en un ocelote.

Especie : *Leopardus pardalis*.

Nombre común: Ocelote.

Identificación: 027-264-330.

Sexo: Macho.

Estado fisiológico: Adulto.

En los meses de Septiembre y Octubre del 2005, Junio y Septiembre del 2006 se realizaron inspecciones clínicas, toma de muestras de sangre y estas se mandaron al laboratorio. En la mayoría de los hemogramas se encontró neutrofilia con desviación a la izquierda asociado a inflamación crónica. En las químicas sanguíneas se observó hiperazotemia renal asociada a daño renal, hiperglucemia asociado al estrés por manejo, hipoalbuminemia con hiperglobulinemia asociado a un proceso inflamatorio<sup>6</sup>. En el urianálisis se

observó isostenuria y leucosuria. Las pruebas serológicas para el diagnóstico de leptospirosis por medio de aglutinación microscópica dieron como resultados 1:3200 títulos de la serovariedad Grippotyphosa y 1:200 títulos de la serovariedad Icterohemorrágica. Se considera que títulos iguales o por arriba de 1:100 como positivos.

El día 14 de Octubre del 2006 inició el tratamiento del ocelote con antibióticos como el Cefadroxilo 22 mg/kg BID (cada 12 horas) los primeros 15 días y SID (cada 24 horas) los siguientes 15 días y enrofloxacin 5mg/kg SID en 30 días. El día 21 de Diciembre del 2006 se hizo la inspección clínica donde se observó al ejemplar aparentemente sano. No se emitieron los resultados del hemograma, química sanguínea y pruebas serológicas.

Caso 2: Saraguato agredido por sus congéneres y rehabilitado a través de la fisioterapia.

Especie : *Aloutta pigra*

Identificación: 027-105-302 "Viernes"

Sexo Macho.

Estado fisiológico: Juvenil

El día 12 de Noviembre del 2006 llevaron a la veterinaria a un mono saraguato con heridas en la cabeza, en la mano izquierda y pie derecho. Se anestesió con ketamina 10mg/kg y xilacina 2mg/kg. Se suturaron las lesiones, se le aplicó antibiótico (enrofloxacin 7mg/kg) y un desinflamatorio (flunixin meglumine 2mg/kg). Semanas después el saraguato fué retrayendo el miembro posterior derecho a tal grado de no utilizarlo, además presento atrofia muscular con pérdida moderada de la sensibilidad. El día 1 de Diciembre del 2006 se realizó un segundo manejo del ejemplar, el motivo fue para tomarle placas radiográficas del miembro afectado, en las placas se pudo ver que no existía una lesión a nivel óseo.

En los meses de Enero y Febrero se le hizo la fisioterapia al saraguato, primero se anestesió con ketamina 10mg/kg y xilacina 2mg/kg, posteriormente se mantenía la contención con anestesia inhalada. Después se utilizaron

electrodos para la estimulación neuromuscular, se le hacia masoterapia para romper la fibrosis y contracturas del miembro posterior derecho y se le colocaba una banda magnética que se utiliza en la medicina alternativa para “equilibrar las cargas eléctricas a nivel de la membrana celular”, esta banda proporciona analgesia.

El día 27 de enero del 2007 inició el tratamiento del saraguato con ansiolíticos como la carbamacepina 100 mg/kg y alprazolaman 0.25 mg/kg.

El progreso del animal fue notable, ya empezaba a utilizar moderadamente su miembro posterior derecho, aunque no tenia sensibilidad en el cuarto y quinto dedo y en la región del talón.

### **3.4 MANEJO, IDENTIFICACION Y PROCESAMIENTO DE MUESTRAS BIOLÓGICAS.**

Una herramienta básica de la medicina que auxilia al clínico a orientar su diagnóstico es el uso de los análisis de laboratorio. En el zoológico tuve la oportunidad de participar en el manejo de muestras, incluyendo la obtención y procesamiento de las mismas.

A continuación menciono como es el proceso y las recomendaciones que se tienen que llevar acabo para la toma y procesamiento de muestras

Para la toma de muestra de sangre se recomienda el ayuno en el ejemplar por lo menos 12 hrs antes de la toma de la muestra.

La obtención de la muestra de sangre se puede hacer por las venas yugular, cefálica, safena y femoral interna. El tamaño de la aguja con la cual se va a tomar la muestra debe de estar acorde al tamaño de la vena ya que agujas muy chicas provocan hemólisis de la muestra y agujas muy grandes provocan hematomas. Si la extracción de la muestra es muy lenta se corre el riesgo de que se coagule, y si es rápida se puede colapsar la vena.

Después de tomar la muestra se debe de quitar la aguja de la jeringa y depositar la sangre en un tubo colector, así evitamos la hemólisis. Se debe de colocar la cantidad de sangre necesaria hasta donde se señale en el tubo colector<sup>6</sup>.

Durante mi estancia obtuve muestras de sangre de ocelotes, monos araña, tigrillos, tejones y guaqueques alazanes (*Dasyprocta punctata*).

La toma y procesamiento de muestras fecales se realiza en una serie de 3 días. Se pueden coleccionar muestras de heces que se encuentren en el suelo usando guantes o bolsas de plástico, de preferencia se coleccionan las muestras más frescas. Toda muestra que sea enviada a laboratorio debe de llevar los siguientes datos: fecha, especie, identificación del animal, ubicación, sexo y estado fisiológico.

Se realiza la observación directa de las heces diluyéndola en un recipiente de fondo oscuro, diluyendo poco a poco las heces con agua, con esta técnica podemos observar nemátodos y céstodos adultos. Se procede a realizar la técnica de flotación, la cual tiene como fundamento que los huevos floten en una solución hipertónica, la que se utiliza en el zoológico es agua azucarada. Se colocan 2 gr de heces en 15 ml de solución, se mezcla de manera homogénea hasta que la muestra se encuentre en suspensión, luego se pasa a un tubo de ensayo, posteriormente se centrifuga a 1500 revoluciones por minuto durante 5 minutos, luego se toma una gota de la superficie del tubo, se coloca en un portaobjetos y después se le coloca un cubreobjetos para posteriormente observarlo en el microscopio<sup>7</sup>.

Durante mi estancia coleccioné y procesé muestras de carnívoros y primates de las cuarentenas, solo los primates fueron positivos a *Strogylus sp.*

### **3.5 COLABORACION EN EL LLENADO DE BASE DE DATOS**

Durante mi estancia apoyé al clínico de mamíferos en el llenado de datos sobre los manejos realizados. Esto nos permite ir capturando toda la



información generada en el zoológico de forma sistematizada para poder acceder a ella con mayor facilidad.

Las bases de datos donde capturé la información fueron, bitácoras de ejemplares muertos, hojas de tratamiento, hojas de anestesia, hojas de inspecciones clínicas, hojas de crianza artificial y hojas de solicitud de alimentos.

### **3.6 ESTUDIOS POSTMORTEM Y EMISION DE DIAGNOSTICOS BASADOS EN HALLAZGOS**

El estudio postmortem de los ejemplares es una parte importante en los zoológicos ya que permite determinar los procesos patológicos y causa de muerte de los ejemplares, y si estas ponen en riesgo la salud de el resto de la colección animal.

Al realizar las necropsias lo primero que se hace es la inspección externa revisando la condición corporal del animal, estado de conservación, revisión de mucosas, si presenta algún tipo de lesión en los órganos externos, o presencia de ectoparásitos. Se procede a la inspección interna en la cual se describe el tejido subcutáneo, linfonodos, glándulas salivales, tonsilas, tiroides y paratiroides, músculos u otra alteración que presente el cadáver al realizar la incisión primaria y apertura de cavidades. A continuación se revisan los órganos y sistemas internos. La primera parte que se revisa es la cavidad torácica, después se revisa la cavidad abdominal, luego se revisa el aparato músculo-esquelético y posteriormente se revisa la cavidad craneal.

Durante mi estancia participe detalladamente en 3 necropsias de 1 yagouarundi, 1 mono araña y 1 tlacuache dorado.

En el yagouarundi se encontraron grandes depósitos de grasa subcutánea. Las mucosas y la grasa se encontraban de color amarillo por la ictericia. El hígado se torno amarillo pálido con consistencia grasosa y friable, además estaba aumentado de tamaño y con bordes redondeados. Se pudo apreciar un puntilleo rojo oscuro. Las muestras de hígado flotaban al ponerse

en formalina debido a su alto contenido de grasa<sup>8</sup>. El diagnóstico para este ejemplar fue lipidosis hepática.

En el mono araña se encontró una intususcepción a nivel del yeyuno la cual obstruía el tránsito gastrointestinal. Las asas intestinales se encontraban llenas de gas y en la luz de intestinos se encontraron una gran cantidad de parásitos. Se encontraron impresiones de las asas intestinales en el parénquima hepático.

En el tlacuache dorado se observó en las vértebras torácicas hematomas. Se obtuvo una muestra del cerebro para el diagnóstico de rabia, el cual fue negativo.

### **3.7 ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS**

Se capturaron vampiros para colección científica del Instituto de Historia Natural y Ecología (INHE). Se realizó durante las 0 horas hasta las 5 am. Se colocan redes en lugares estratégicos donde previamente se ha observado la presencia de murciélagos, después se van a revisar cada hora las redes. Se usan guates de carnaza y cubre bocas cada vez que se va a manipular a un murciélago. Los animales capturados fueron 3 *Desmodus rotundus* y 7 *Artibeus jamaicensis*.

Se transportó a un venado cola blanca del ZooMAT a la 32 zona militar en San Cristóbal de las Casa. Se aplicó ketamina 6mg/kg y xilacina 2mg/kg usando una cerbatana, se monitorearon las constantes fisiológicas del venado, se pesó al ejemplar y se metió en un caja de transportación. Se vigiló al ejemplar durante todo el camino para que no fuera a cambiar su posición a una que le dificultara la respiración, el tiempo de transportación fue de 45 minutos. Al llegar a la 32 zona militar se le administró al ejemplar yohimbina 0.17mg/kg como antagonista de la xilacina para revertir los efectos de la anestesia.

Las actividades que realicé en la guardería son pesar a los ejemplares antes de la primera comida, alimentarlos, llenar los registros de crianza

artificial, aplicar tratamientos si algún animal de guardería lo requería. Algunos de los ejemplares que tuve la oportunidad de criar durante mi estancia en el ZooMAT fueron 1 leoncillo, 1 mono araña, 1 tamandú, 3 venados, y 2 ardillas.

#### **4 ESTUDIO RETROSPECTIVO SOBRE LAS CONTENCIONES QUIMICAS DE MAMIFEROS EN EL ZOOMAT DESDE 1994, HASTA EL 2006**

En el ZooMAT no se había hecho antes algún análisis retrospectivo sobre las contenciones químicas en mamíferos, el realizar este tipo de estudios es importante ya que nos permite conocer que tipo de anestésicos se han utilizado así como las dosis y si el uso de estas ha sido adecuado.

La evolución de los métodos de contención fue desarrollándose a la par de la domesticación de los animales, surgiendo como una necesidad del hombre para obtener con mayor facilidad alimentos, fibras, e incluso compañía. Esto implica que el ser humano se hiciera responsable de cubrir las necesidades de los animales a su resguardo, proporcionándoles alimentos, confort y corrales tanto para animales domésticos como silvestres.

En el caso de la fauna silvestre en cautiverio con el paso del tiempo y gracias a los estudios realizados en diversos zoológicos y por gente dedicada al estudio de fauna silvestre en vida libre, se fueron mejorando las técnicas de contención de tal modo que se adaptaron dependiendo de la especie, tomando en cuenta su anatomía y fisiología<sup>9</sup>.

Uno de los métodos de contención para fauna silvestre es la sujeción química; esta se basa en el principio de la aplicación de fármacos cuyos efectos en los ejemplares es el de alterar sus funciones fisiológicas y conductuales para facilitar su manejo. La contención química tiene la ventaja de tener un margen amplio de seguridad para las personas en el manejo de animales silvestres, su desventaja es que todo animal anestesiado debe ser considerado como un paciente de cuidados intensivos hasta que elimine los fármacos<sup>7</sup>. La contención química se utiliza en zoológicos para realizar inspecciones clínicas, dar atención a animales traumatizados, captura de animales e intercambios entre zoológicos.

Los anestésicos que comúnmente se emplean en animales silvestres son los fenotiazínicos (acepromacina y promacina), benzodiazepinas

(diazepam), bloqueadores neuromusculares (succinil colina), agonistas alfa 2 adrenérgicos (xilacina y detomidina), antagonistas alfa 2 adrenérgicos (yohimbina y tolazolina), barbitúricos (pentobarbital y tiopental), ciclohexaminas (ketamina y tiletamina), agentes opiáceos (fentanil, etorfina, carfentanil y butorfanol), antagonistas opiáceos (diprenorfina, naloxona, y naltrexona) y anestésicos inhalados (isoflorano y halotane)<sup>4, 9, 11, 12</sup>.

Se sabe que existe limitada o muy poca información bibliográfica respecto a las contenciones químicas para las especies regionales del estado de Chiapas como las que se exhiben en el ZooMAT y dada la relevancia de las especies es necesario el contribuir en este punto, a través de la información generada en el zoológico.

### **OBJETIVO GENERAL**

Realizar un estudio retrospectivo de la información generada de las contenciones químicas de los mamíferos durante el período comprendido del 10 de abril de 1994 al 27 de noviembre del 2006.

### **OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

Sistematizar la información generada en una base de datos a partir de la revisión de los expedientes de contención química del 10 de abril de 1994 al 27 de noviembre del 2006.

Determinar las causas por las que se realizaron las contenciones químicas, los anestésicos usados, tiempos de inducción y tiempos de contención desde el 10 de abril de 1994 al 27 de noviembre del 2006.

## 5 AREA DE ESTUDIO

El lugar donde se realizó el estudio retrospectivo es el ZooMAT. El zoológico cuenta con más de 27 has y se localiza dentro de la depresión central del estado de Chiapas (16° 45' latitud norte y 93° 07' longitud oeste), a una altitud entre los 650 y los 800 msnm a orillas de la ciudad de Tuxtla Gutiérrez Chiapas, dentro del parque ecológico "El Zapotal"(109has). Presenta un clima calido-subhmedo con una temperatura media anual de 24.5°C y una precipitación anual de 893 mm<sup>3</sup>.

"El Zapotal" alberga un total de 231 especies de animales en vida libre, agrupándose en 12 anfibios, 48 reptiles, 118 aves y 53 mamíferos. El ZooMAT cuenta en exhibición con 39 especies de mamíferos nativos de Chiapas, pertenecientes a 8 órdenes taxonómicos incluyendo primates, edentados, roedores, carnívoros, perisodáctilos, artiodáctilos, marsupiales y quiropteros<sup>2</sup>.

## 6 MATERIALES Y METODOS

Se capturó la información de los expedientes de contención química generados durante el período de 10 de Abril de 1994 al 27 de Noviembre del 2006 que fueran legibles, sin distinción de sexo, edad, sanos o enfermos, especie y tipo de anestésico. Se excluyó la información poco legible o difícil de interpretar por una mala captura de datos, que no posea alguno de los datos requeridos, que la contención se halla mantenido con anestesia inhalada, que el animal muriera durante el manejo o que se le realizara la eutanasia.

Se desarrolló una base de datos utilizando el programa de Excel (microsof Office) con base a la revisión de 350 archivos de las contenciones químicas en mamíferos. La base de datos consta de los siguientes puntos: fecha, especie, sexo, estado fisiológico, tipo de anestésico usado, dosis usada, tiempo de inducción, tiempo de contención y motivo por el cual se anestesió al individuo, para esto se clasificaron en animal aparentemente sano (APS) al que no presentara signos de enfermedad, enfermo (ENF) aquel individuo que se reportara con algún signo de enfermedad o que se le llevara algún seguimiento clínico, cirugía (CIR) aquel animal que presentara traumatismos y/o procesos que requirieron de cirugía y se clasificaron por años.

Se categorizaron a los animales por órdenes taxonómicos y por anestésicos usados. Los órdenes son:

Primates: mono araña (*Ateles geoffroyi*), saraguato pardo y negro (*Alouatta palliata* y *pigra*).

Xenarthras: armadillo (*Dasyus novemcinctus*) y tamandua (*Tamandua mexicana*).

Roedores: puercoespín arborícola (*Coendu mexicanus*).

Carnívoros: coyote (*Canis latrans*), zorra gris (*Urocyon cynereoargenteus*), leoncillo (*Hepailurus yagouarundi*), ocelote (*Leopardus*

*pardalis*), tigrillo (*Leopardus wiedii*), lince (*Linx rufus*), jaguar (*Panthera onca*), puma (*Puma concolor*), viejo de monte (*Eira barbara*), grison (*Galictis vittata*), nutria (*Lontra longicaudis*), zorrillo listado (*Mephitis macroura*), zorrillo espalda blanca (*Conepatus mesoleucus*), coati (*Nasua narica*), martucha (*Potos flavus*), mapache (*Procyon lotor*) y cacomixtle (*Bassariscus sumichrasti*).

Perisodáctilos: tapir (*Tapirus bairdii*).

Artiodáctilos: venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*), temazate (*Mazama americana*), pecari de collar (*Pecari tajacu*) y zenzo (*Tayassu pecari*).

Didelfimorfos: tlacuache dorado (*Caluromys derbianus*) y tlacuache 4 ojos (*Philander opossum*).

Para el análisis de los anestésicos se clasifico a las especies por órdenes taxonómicos, dosis utilizadas, motivos de las contenciones, tiempos de inducción y tiempos de contención.

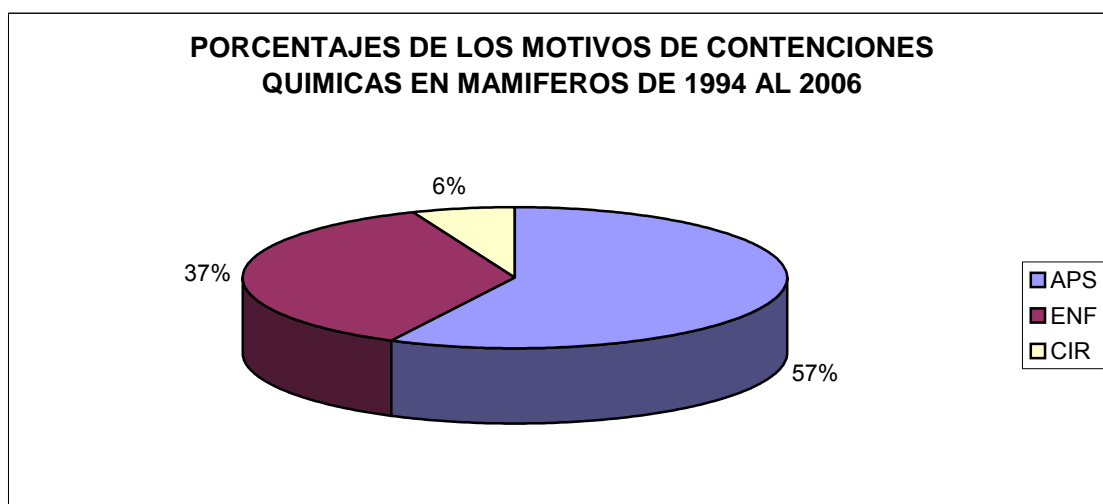


## 7 RESULTADOS

De un total de 350 archivos se obtuvo la información de cuales han sido los motivos por los que se realizaron las contenciones química y que individuos se anestesiaron. Se capturó la información 322 archivos de los anestésicos usados, 277 archivos de las dosis utilizadas de la combinación ketamina-xilacina y tiletamina-zolacepam y 104 archivos para obtener los tiempos de inducción y contención con la combinación de ketamina-xilacina

La mayor parte de los animales que fueron anestesiados son los clasificados como APS. Cuadro1

Cuadro 1



CIR (cirugías), ENF (enfermos), APS (aparentemente sanos).

Se encontraron más registros de contención química del años 2006 seguidos del 2005, el año 2000 es el que menos registros tiene.

Tabla 2

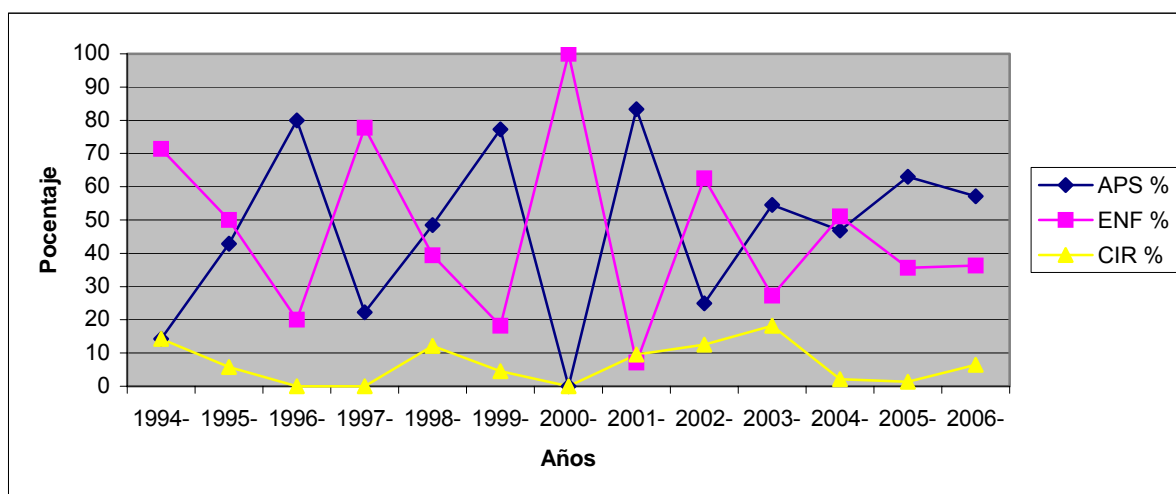
Años	APS %	ENF %	CIR %	n
1994	14.28	71.42	14.28	7
1995	42.85	50	5.8	14
1996	80	20	0	5
1997	22.22	77.77	0	9

1998	48.48	39.39	12.12	33
1999	77.27	18.18	4.54	22
2000	0	100	0	2
2001	83.33	7.14	9.52	42
2002	25	62.5	12.5	8
2003	54.54	27.27	18.18	11
2004	46.8	51.06	2.12	47
2005	63.01	35.61	1.36	73
2006	57.14	36.36	6.49	77

aparentemente sano (APS), enfermos (ENF) y cirugías (CIR)

Los animales APS fueron los más anestesiados durante siete años, seguido de los enfermos que fueron los más anestesiados en 6 años. Cuadro 2

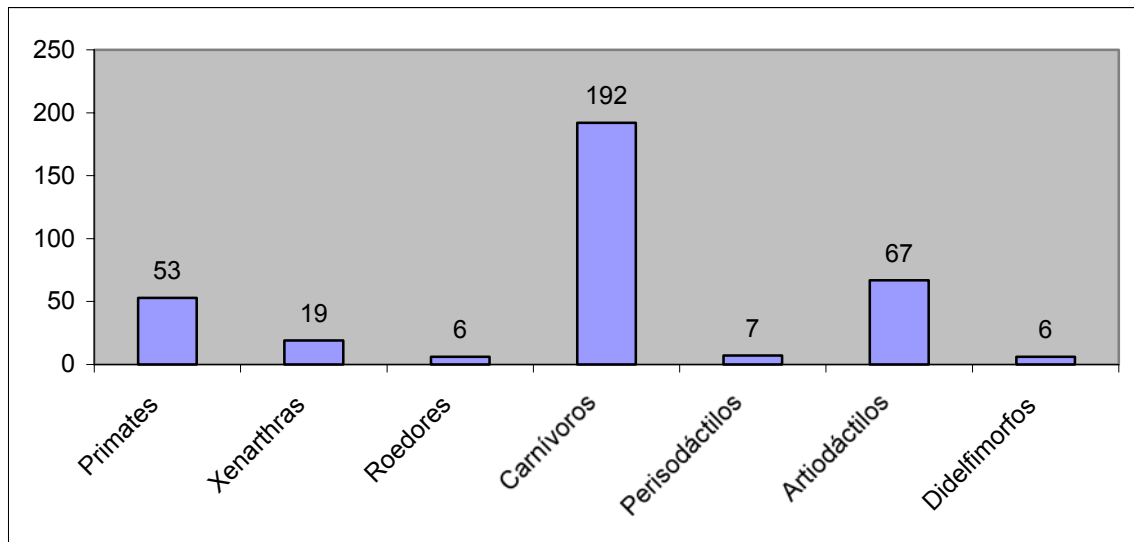
Cuadro 2



CIR (cirugías), ENF (enfermos), APS (aparentemente sanos).

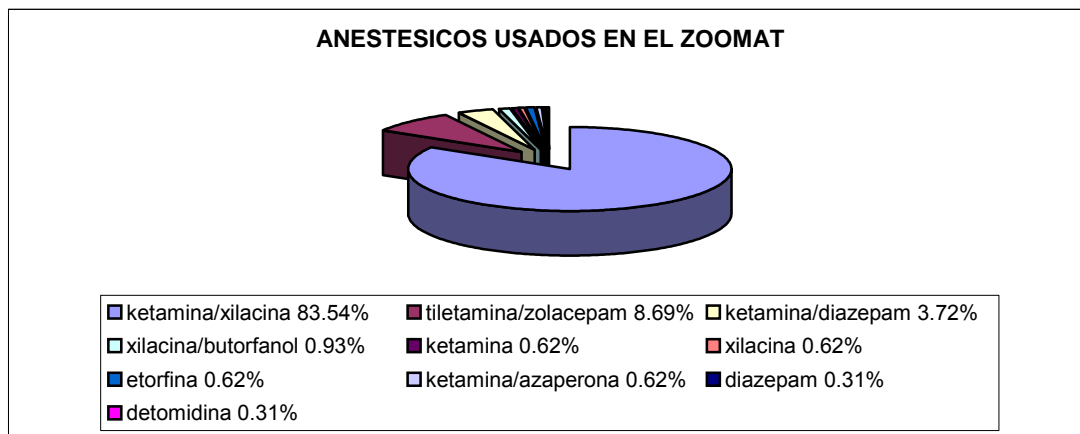
Los carnívoros fueron los que más se anestesiaron, seguido de los artiodáctilos. Los roedores y didelfimorfos fueron raramente anestesiados .

Cuadro 3



Los anestésicos más usados en el ZooMAT durante el periodo de 1994 al 2006 fueron la ketamina/xilacina utilizada 269 veces y en segundo lugar la tiletamina/zolacepam utilizada 28 veces. También se utilizaron otro tipo de combinaciones anestésicas como la ketamina/diazepam, xilacina/butorfanol, entre otras. Cuadro 4.

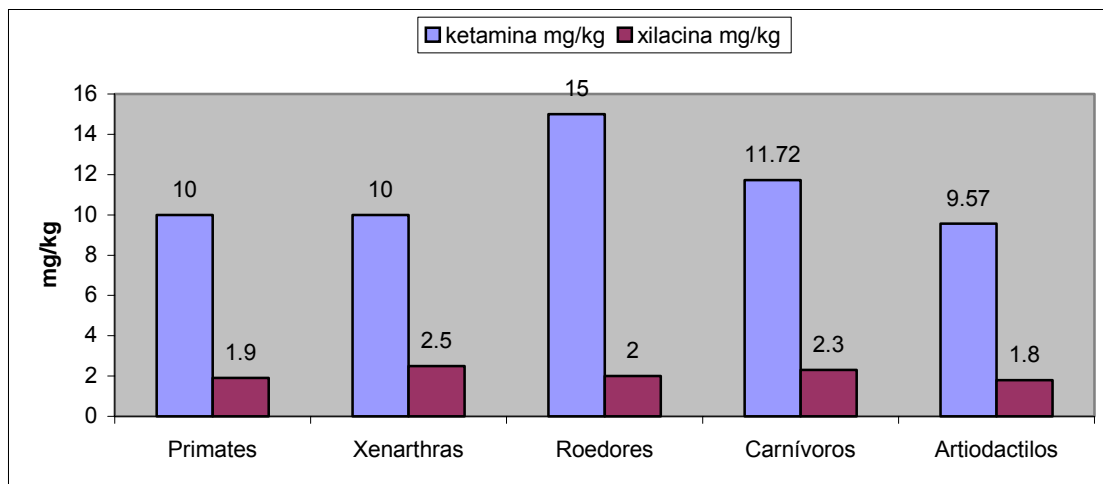
Cuadro 4



De la combinación ketamina-xilacina se obtuvieron los promedios de las dosis utilizadas. Se capturo la información de 259 archivos de los cuales 26 eran primates, 16 xenarthras, 5 roedores, 154 carnívoros, 54 artiodáctilos y 4 didelfimorfos.

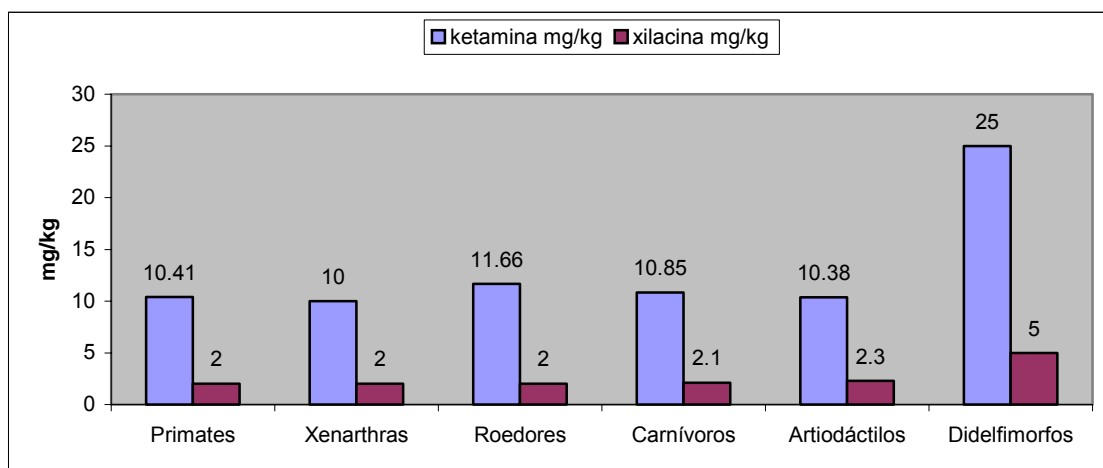
En los animales APS se observa poca diferencia entre las dosis utilizadas de ketamina/xilacina, excepto en el caso de los roedores cuya dosis de ketamina es mayor comparada con el resto de los órdenes. Cuadro 5.

Cuadro 5



Se observa poca diferencia entre las dosis utilizadas de ketamina/xilacina usadas en animales ENF, excepto en el caso de los didelfimorfos cuya dosis de ketamina y xilacina es mayor comparada con el resto de los órdenes. Cuadro 6.

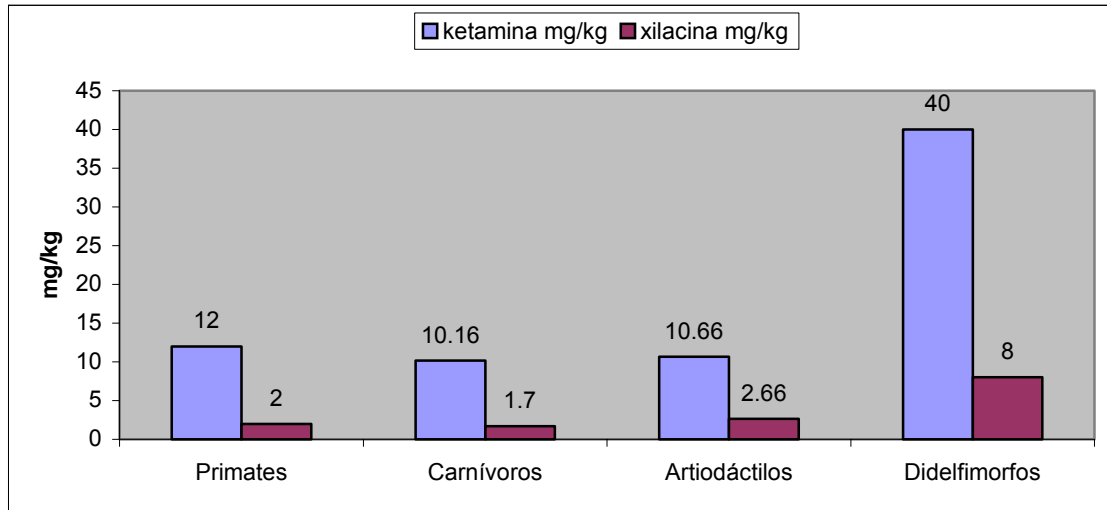
Cuadro 6



Se observa poca diferencia entre las dosis utilizadas de ketamina/xilacina usadas en animales sometidos a CIR, excepto en el caso de

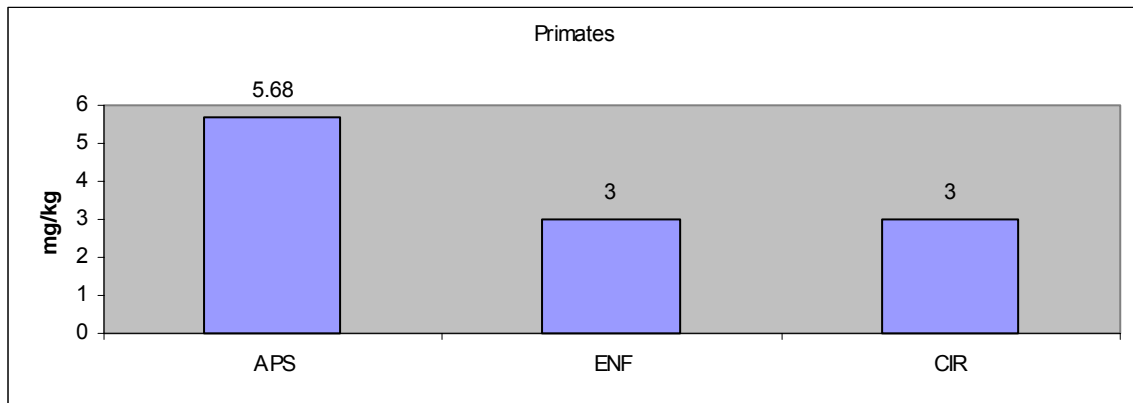
los didelfimorfos cuya dosis de ketamina y xilacina es mayor comparada con el resto de los órdenes. Cuadro 7.

Cuadro 7



De la combinación tiletamina-zolacepam se obtuvieron los promedios de las dosis utilizadas en 18 primates. En el cuadro 8 se observa que se utilizó una dosis más alta para los animales APS.

Cuadro 8

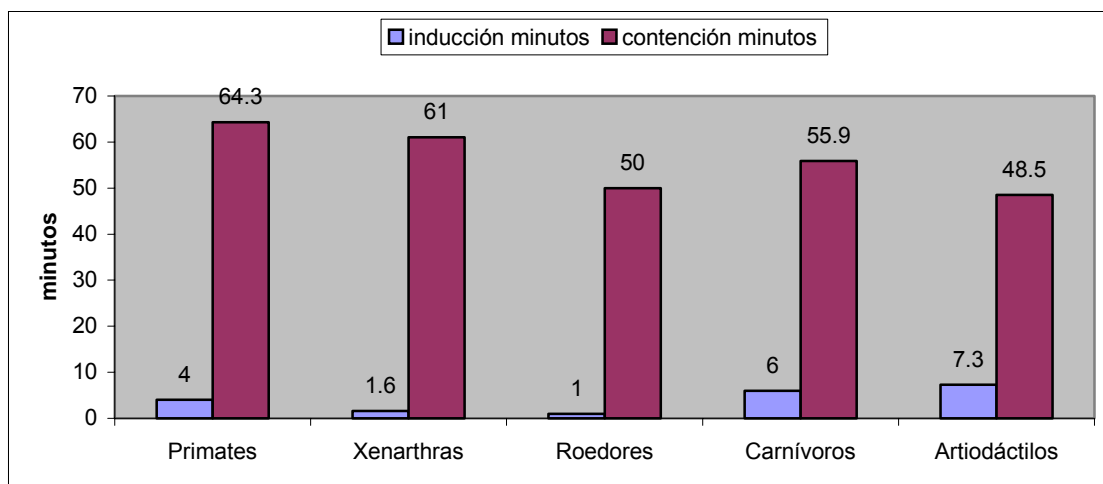


APS (aparentemente sano), ENF (enfermo), CIR (cirugía),

De la combinación ketamina-xilacina se obtuvieron los promedios de los tiempos de inducción y contención. Se capturo la información de 104 archivos de los cuales 12 eran primates, 11 xenarthras, 1 roedor, 56 carnívoros, 23 artiodáctilos y 1 didelfimorfo.

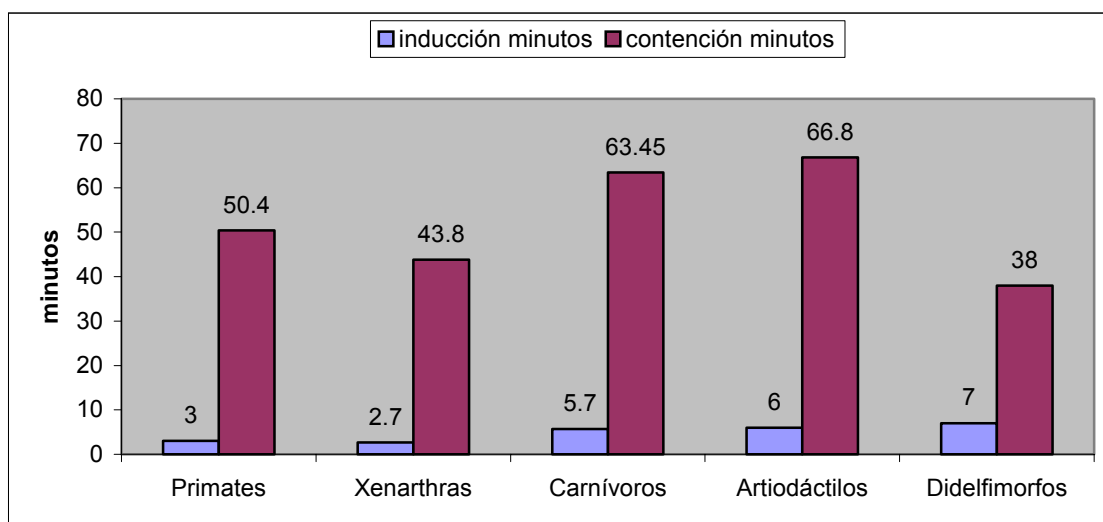
Los tiempos de inducción más cortos en animales APS fue en los roedores, y los más largos en artiodáctilos. Los tiempos de contención más cortos fueron en los artiodáctilos y los más largos en primates. Cuadro 9.

Cuadro 9



Los tiempos de inducción más cortos en animales ENF fue en los xenarthras, y los más largos en didelfimorfos. Los tiempos de contención más cortos fueron en los didelfimorfos y los más largos en artiodáctilos. Cuadro 10.

Cuadro 10.



Los registros de ketamina/diazepam, xilacina/butorfanol y etorfina no fueron incluidos en el análisis por que el número de archivos encontrados fue muy reducido.



## 8 DISCUSIÓN

De los datos existentes se pudo observar inconsistencia en el llenado de registro, ya que de un total de 350 archivos sólo pudieron ser analizados 283 para determinar la dosis de los anestésicos usados y 104 para determinar los tiempos de inducción y contención.

Se ha observado que la mayoría de las sujeciones químicas que se realizan en el ZooMAT en mamíferos han sido en ejemplares aparentemente sanos, esto se debe a que las inspecciones clínicas anuales e inspecciones a ejemplares de nuevo ingreso al zoológico se incluyen como parte esencial en los programas integrales de medicina preventiva según lo recomendado por Kleiman et al (1996)<sup>5</sup>.

Cabe señalar que en los primeros años en que se llevaron registros de anestesia el número fue muy reducido. Esto se debe a la ideología que se tenía antes en el ZooMAT de que entre menos se manipulara a los animales era mejor para mantener en ellos su esencia silvestre. En el año 2000 sólo se encontraron 2 registros, ambos de animales enfermos, por tal razón observamos un 100% de manejos anestésicos aplicados a enfermos.

En los carnívoros se han realizado la mayoría de las contenciones químicas, esto se debe a que el ZooMAT posee una gran población de carnívoros de diferentes familias tales como la canidos, felinos, mustélidos y procyonidos, además las especies de este orden taxonómico son las que más donan al zoológico y por lo tanto son sometidas a una inspección clínica.

La combinación más usada para anestésicar a los mamíferos del ZooMAT ha si sido ketamina-xilacina la cual ocupa el 83.54% de los anestésicos más usados en el zoológico. En México su uso ha sido muy difundido ya que la xilacina disminuye los efectos colaterales de la ketamina, además son muy fáciles de conseguir y son muy económicos en comparación con otros anestésicos<sup>9</sup>.



Durante el análisis de la información se pudo observar que no hubo gran diferencia entre los promedios de las dosis utilizadas de ketamina-xilacina entre órdenes taxonómicos y estado fisiológico, sólo se observó una diferencia notable en los promedios de roedores y marsupiales.

Al ver que existe poca diferencia entre los promedios de las dosis utilizadas, es importante recordar que se deben de tomar en cuenta aspectos fundamentales como la especie, la edad, el estado reproductivo y el estado de salud. Algunas especie son más sensibles a ciertos anestésicos, he incluso el uso de algunos de ellos los conducen a la muerte. En crías existen órganos inmaduros comparados con los de un adulto, por mencionar un ejemplo esta el caso del sistema cardiovascular en el cual la inervación simpática es inmadura y algunos anestésicos que pueden aumentar los efectos parasimpáticos pueden llevar a una bradicardia severa<sup>13</sup>. En hembras gestantes existen efectos secundarios con algunos anestésicos tales como la xilacina que puede provocar una inducción prematura del parto<sup>4</sup>. Los animales geriátricos presentan con el paso del tiempo algunos cambios fisiopatológicos debido al proceso de envejecimiento. El grado de degeneración y el impacto de enfermedades recurrentes influyen en la capacidad de los animales de mayor edad para tolerar el estrés de la anestesia<sup>14</sup>. En los animales enfermos se puede interferir la biotransformación de algunos medicamentos, o inducir reacciones fatales<sup>4</sup>.

Las dosis utilizadas en primates fueron adecuadas y entran en los rangos referidos en la literatura y estos son de ketamina 5-25 mg/kg y de xilacina 2-5mg/kg<sup>15, 16</sup>. Sin embargo existen otras combinaciones anestésicas indicadas para su uso en primates, estas son la de ketamina 4 mg/kg con medetomidina 0.15 mg/kg y su antagonista es el atipamezole 0.5mg/kg<sup>17</sup>, ketamina 15 mg/kg con diazepam 1mg/kg<sup>3</sup> y tiletamina-zolacepam 5mg/kg<sup>18</sup>.

Las dosis utilizadas en xenarthras están por debajo de lo referido en la literatura con respecto a la ketamina 15-40 mg/kg<sup>18</sup>, y arriba con respecto a la xilacina 1 mg/kg. Se sugieren otras combinaciones anestésicas indicadas para su uso en xenarthras, estas son la de ketamina 7.5 mg/kg con medetomidina

0.075 mg/kg y su antagonista es el atipamezole 0.375 mg/kg, y tiletamina-zolacepam 15 mg/kg<sup>18</sup>.

Las dosis utilizadas en roedores entran en los rangos referidos en la literatura y estos son de ketamina 10-20 mg/kg y de xilacina 1-4mg/kg<sup>15</sup>. Se sugieren otras combinaciones anestésicas indicadas para su uso en roedores, estas son la de ketamina 20-100 mg/kg con diazepam 2-8 mg/kg, tiletamina-zolacepam 22-80 mg/kg, ketamina 40-150 mg/kg con acepromacina 0.5-5 mg/kg, ketamina 40-100 mg/kg con medetomidina 0.25-1 mg/kg y su antagonista es el atipamezole 1.25 mg/kg<sup>19</sup> y el diazepam 0.5-5 mg/kg<sup>3</sup>.

Las dosis utilizadas en carnívoros entran en los rangos referidos en la literatura y estos son de ketamina 4-25 mg/kg y de xilacina 0.8-7 mg/kg<sup>15, 20, 21, 22, 23, 24</sup>. Los carnívoros del ZooMAT están compuestos por varias familias cuyas dosis de anestésicos pueden variar entre si según la literatura, por tal motivo a continuación sugiero algunos anestésicos y algunas dosis que se pueden utilizar por familias. En cánidos se sugiere la combinación ketamina 10-25 mg/kg y xilacina 2-5 mg/kg y su antagonista es la yohimbina 0.15 mg/kg<sup>15, 20</sup>, tiletamina zolacepam 10 mg/kg y ketamina 20 mg/kg con acepromacina 0.1 mg/kg<sup>20</sup>. En felinos se sugiere la combinación ketamina 2-20mg/kg y xilacina 0.8-5 mg/kg y su antagonista es la yohimbina 0.125 mg/kg<sup>15, 18, 21, 22</sup>, tiletamina zolacepam 5-10 mg/kg<sup>21, 22</sup> y ketamina 2-2.5 mg/kg con medetomidina 0.07-0.075 mg/kg y su antagonista es el atipamezole 0.3 mg/kg<sup>18</sup>. En mustélidos se sugiere la combinación ketamina 10-15 mg/kg y xilacina 1 mg/kg, tiletamina zolacepam 4-10 mg/kg<sup>23</sup>, ketamina 20-35 mg/kg con acepromacina 0.2-0.35 mg/kg y ketamina 10-20 mg/kg con diazepam 1-2 mg/kg<sup>3</sup>. En procyonidos se sugiere la combinación ketamina 10-25 mg/kg y xilacina 1-7 mg/kg<sup>15, 24</sup>, tiletamina zolacepam 10-12 mg/kg<sup>18</sup>, ketamina 10 mg/kg con diazepam 0.5 mg/kg<sup>24</sup> y ketamina 5.5 mg/kg con medetomidina 0.1 mg/kg y su antagonista es el atipamezole 0.5 mg/kg.

Las dosis utilizadas en artiodáctilos entran en los rangos referidos en la literatura y estos son de ketamina 10-25 mg/kg y de xilacina 1-5 mg/kg<sup>15</sup>. Cuando se revisaron las dosis de los artiodáctilos por familias se encontraron

algunas diferencias entre si, y para sugerir las dosis que a usar es mejor mencionarlás por familias. En ciervos se sugiere la combinación ketamina 10-25 mg/kg y xilacina 1-5 mg/kg<sup>15</sup> y como antagonistas se pueden usar la yohimbina 0.125 mg/kg o la tolazonia 2mg/kg<sup>18</sup>, tiletamina zolacepam 2.9-20 mg/kg<sup>25</sup>, tiletamina-zolacepam 4.4 mg/kg con xilacina 2.2mg/kg<sup>26</sup> y como antagonistas se pueden usar la yohimbina 0.125 mg/kg o la tolazonia 2mg/kg<sup>18</sup> y etorfina 1mg/kg con ketamina 5 mg/kg y xilacina 5 mg/kg, y como antagonistas se usa la diprenorfina 2mg/mg de etorfina usado y yohimbina 0.25 mg/kg. En tayassuideos se sugiere la combinación ketamina 10-25 mg/kg y xilacina 1-3 mg/kg<sup>15</sup>, la ketamina 15mg/kg con diazepam 0.2 mg/kg<sup>27</sup>, tiletamina-zolacepam 4.4 mg/kg con xilacina 2.2 mg/kg y su antagonista es la yohimbina 0.15 mg/kg<sup>18</sup>.

Los promedios de las dosis utilizadas en didelfimorfos están por arriba de las dosis sugeridas de ketamina 20 mg/kg y de xilacina 10 mg/kg<sup>28</sup>. Existen otras combinaciones anestésica indicada para su uso en marsupiales como la de ketamina 10 mg/kg con acepromacina 1 mg/kg<sup>3</sup> y tiletamina-zolacepam 15 mg/kg<sup>18</sup>.

El caso de los promedios de las dosis de tiletamina/zolacepam cuyos archivos en su mayoría eran de primates, se observó que si hubo variaciones en el momento de decidir que dosis se iban a ocupar. Las dosis más altas fueron en animales aparentemente sanos con un promedio de 5.68 mg/kg y para animales enfermos y sometidos a cirugía fue de 3 mg/kg. Los dosis utilizadas de tiletamina zolacepam entra en rangos de 1-20 mg/kg<sup>16</sup>.

En el caso de la combinación ketamina-xilacina se observó que hubo variaciones en los tiempos de inducción y contención en los diferentes ordenes taxonómicos según el motivo de la contención. Una causa que provoca que se presenten variaciones son el uso de una dosis única para todos los ordenes taxonómicos, estos puede alterar los tiempos de inducción y contención ya que algunos animales pueden quedar sobredosificados y esta condición anestésica puede comprometer la vida del ejemplar, o pueden quedar subdosificados provocando que el animal se reincorpore a la mitad de algún manejo y por lo

tanto provocar algún accidente, otra causa es que no hay uniformidad en el número de archivos lo que dificulta el análisis estadístico y por último la idiosincrasia de cada animal anestesiado afectara los tiempos de inducción y contención.

Sumano menciona que la xilacina tiene un tiempo de inducción de 10 a 15 minutos, este mismo autor hace referencia que el tiempo de la anestesia con ketamina es de entre 15 y 60 minutos<sup>4</sup>. Según lo observado en el ZooMAT con base en los registros de anestesia, todos los mamíferos presentan tiempos de inducción más reducidos y los tiempos de contención entran en los rangos mencionados en la literatura excepto en el caso de los primates, carnívoros y artiodáctilos, los cuales fueron ligeramente más prolongados. Esto se debe a que hay una acción sinérgica entre la xilacina y la ketamina, se entiende por acción sinérgica cuando se administra simultáneamente 2 o más fármacos y aumenta la potencia o aminora los efectos secundarios<sup>29</sup>.

La información de los tiempos de recuperación no fue capturada debido a que la mayoría de los archivos no poseían este dato, es importante saber los tiempos de recuperación ya que son indicativos de que el animal estuvo o no estuvo bajo un efecto de sobredosis anestésica, en otros caso este datos nos ayuda a saber si para propiciar la recuperación de algún ejemplar se utilizo algún fármaco antagonista y si el uso de este fue adecuado no.

## **9 CONCLUSION**

El llenar correctamente los registros de anestesia es fundamental para realizar estudios retrospectivos ya que así se podrá contar con información más estandarizada y así facilitar la captura de los datos, además se evitará perder información valiosa.

En el ZooMAT se ha observado que la mayoría de los manejos realizados en los últimos 13 años han sido en animales aparentemente sanos lo que nos indica que el programa de medicina preventiva que tienen contempla las inspecciones clínicas anuales y revisión de animales de nuevo ingreso.

Sin embargo existen todavía inconsistencias en los aspectos a tomar en cuenta antes de realizar alguna contención química. Es necesario considerar la especie, la edad, el estado reproductivo y el estado de salud de los animales al cuando se van a anestesiarse para que no queden sobredosificados o subdosificados, para evitar fatalidades tanto para los animales como para el personal operativo.

## 10 RECOMENDACIONES

Además de las consideraciones que se deben de tomar para la elección de los anestésicos, existen otras que se deben contemplar durante las contenciones químicas, estas son:

- Planear con tiempo las maniobras a realizar.
- Conocer las características anatómicas, fisiológicas y etológicas del animal, así como sus mecanismos de defensas.
- El manejo sólo debe realizarse si es necesario.
- Dietar al animal 24 hrs antes de la contención.
- Trabajar en lugares libres de obstáculos que puedan provocar en un momento dado que el animal se tropiece y se golpee.
- No utilizar colores o ropas brillantes, ni fragancias, debido a que estos son estresantes para los animales.
- Utilizar sólo el personal necesario para el manejo del animal, incluyendo al encargado de la sección.
- Realizar los manejos lo más temprano posible, para evitar la hipertermia en los animales, además de que se dispondría de más tiempo para trabajar.
- Aislar al animal para la contención.
- Entrar con precaución y sigilosamente al albergue.
- Hacer el manejo lo más rápido posible.
- Disminuir la percepción de los órganos como los ojos y oídos.
- Observar el estado físico del animal.
- Llevar equipo de emergencia médico y veterinario.
- Tener a la mano los antídotos para las drogas que se lleguen a ocupar.

## 11 LITERATURA CITADA

- 1) Monografias.com López-Rojas J. **Biodiversidad**. (citado el 11 de Noviembre de 2006) en <http://www.monografias.com/trabajos14/labiodiversidad/labiodiversidad.shtml>.
- 2) Fernández M. Y. **Contribución al estudio de la fauna Silvestre libre del Zapotal, Tuxtla Gutiérrez Chiapas**, Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias (D.F.), Universidad Nacional Autónoma de México. México. 1998.
- 3) Carpenter J. Máshima T. Rupiper D. **Exotic animal formulary**. 2da ed. Pennsylvania, USA: Saunder, 2001.
- 4) Sumano H, Ocampo L. **Farmacología veterinaria.**, 1ra ed DF. México: McGraw-Hill interamericana, 1997.
- 5) Kleiman A. Thompson L. **Wild mammals in captivity, principles and techniques**. Chicago Illinois, USA, 1996.
- 6) Bush. **Interpretación de los análisis de laboratorio para clínicos de pequeñas especies**. Barcelona, España: Harcour, 1999.
- 7) Aiello S. Mays A. **El manual Merk de medicina veterinaria**. 5ta ed. Barcelona, España: Océano, 2000.
- 8) ejournal UNAM.mx. Colofón S. Trigo F. J., López A. **lipidosis hepática idiopática en felinos**. (citado el 10 de Enero del 2006) en [http://www.ejournal.unam.mx/vet\\_mex/vol32-02/RVM32204.pdf](http://www.ejournal.unam.mx/vet_mex/vol32-02/RVM32204.pdf).
- 9) Ramos M. Xochitl, Marqueda A. Norma Laura. **Manual de manejo y administración de tratamientos en fauna silvestre y animales de zoológico (Reptiles, aves y mamíferos terrestres)**., Tesis de licenciatura, Cuautitlan Izcalli, Estado de México, 1995.
- 10) Teare A. 2002 **International Species Information System Physiological**

- 11) Muir II W. Hubbell J. Skarda R. Bednarski R.. **Manual de anestesia veterinaria**. 3ra ed. Columbus Ohio, USA: Harcourt, 2001.
- 12) Meltzer D. Burroughs R. **Chemical and physical restraint of wild animals**. 1ra ed. South Africal: IWVS, 2006.
- 13) Hosgood G. Hoskins J. D. **Medicina y cirugía pediátrica de los animales de compañía**. Zaragoza. España; Acriba, 1998.
- 14) Douglas S. **Manual de cirugía en pequeñas especies**. 1 ed. Pensilvania. USA: Mc Graw-Hill interamericana. 1997.
- 15) López del Buen L. **La combinación ketamina-xilacina como anestésico en animales de laboratorio y zoológico**. Tesis de licenciatura, universidad Veracruzana, 1982.
- 16) Joslin J.O. Other Primates Excluding Grat Apes In : Fowler M, Miller E. **Zoo and Wild animal medicine**. 5ta ed.Philadelphia: Saunders. 2003.
- 17) Vié J. Thoisy B. Anesthesia of wild red howler monkeys (*Alouatta seniculus*) whit medetomidine-ketamine and reversal by atipamezolam in **Collected proceedings American Association of Zoo Veterinarians, disco compacto, 2004**. (CD-ROM)1996.
- 18) Kreeger T. Arnemo J. Raath J.**Handbook of wildlife chemical immobilization international edition**. 1ra ed. Colorado: Wildlife pharmaceuticals. 2002.
- 19) Sainsbury A. W. Rodentia (Rodents). In : Fowler M, Miller E. **Zoo and Wild animal medicine**. 5ta ed.Philadelphia: Saunders. 2003.
- 20) Kennedy-Stoskopf S. Canidae. In : Fowler M, Miller E. **Zoo and Wild animal medicine**. 5ta ed.Philadelphia: Saunders. 2003.



21) Wack R.F. Felidae. In : Fowler M, Miller E. **Zoo and Wild animal medicine**. 5ta ed.Philadelphia: Saunders. 2003**Data Reference Values**, disco compacto.

22) Jaguarssp.org. Law, Baker, Deem. Hunt, Munson, Johnson , Spindler, Ward 2003 **Pauta para el manejo de jaguar en cautiverio**. 2003 (citado el 11 de Noviembre de 2006) en <http://www.jaguarssp.org/Animal%20Mgmt/PAUTA%20PARA%20MANEJO%20DE%20JAGUARES.pdf>.

23) Fernández-Moran J. Mustelidae. In : Fowler M, Miller E. **Zoo and Wild animal medicine**. 5ta ed.Philadelphia: Saunders. 2003.

24) Denver M. Procyonidae and Viverridae. In : Fowler M, Miller E. **Zoo and Wild animal medicine**. 5ta ed.Philadelphia: Saunders. 2003.

25)-Flach E. Cervidae and Tragulidae. In : Fowler M, Miller E. **Zoo and Wild animal medicine**. 5ta ed.Philadelphia: Saunders. 2003.

26) Sanchez, Aguilar. San Juan de Aragon, México: The challenge of relocating an entire zoo. **Collected proceedings American Association of Zoo Veterinarians, disco compacto, 2004**. (CD-ROM) 2000.

27) Cabrera E. A. Contención de pecaris de labios blancos (*Tayassu pecari*) utilizando Ketamina, ketamina-azaperona, ketamina-diazepam en el zoológico Miguel Alavarez del Toro (ZooMAT).En: **XIII Simposio sobre fauna silvestre “Gral Manuel Cabrera Valtierra”**. Colima, México, 1995.

28) Holz P. Marsupialia (Marsipials). In : Fowler M, Miller E. **Zoo and Wild animal medicine**. 5ta ed.Philadelphia: Saunders. 2003.

29) Falconer M. W. Sheridan E. Patterson H. R. Gustafson E. A. **Farmacologia y terapeutica**. 6ta ed.México D.F: Interamericana, 1996.

30) Morris P. Shima A. Suidae and tayassuidae (Wild pigs, peccaries). In : Fowler M, Miller E. **Zoo and Wild animal medicine**. 5ta ed. Philadelphia: Saunders. 2003.