

Universidad Nacional Autónoma de México

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

FRACTURA DE FEMUR EN UN OSO NEGRO (*Ursus americanus*) EN EL
CENTRO DE VIDA SILVESTRE DE VIRGINIA, EU. (WILDLIFE CENTER OF
VIRGINIA)

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Informe final de trabajo profesional en el extranjero en un centro de rehabilitación
de fauna silvestre en Virginia, EE.UU. y en el zoológico de Calgary en Canadá.

Zitlaly Nathlleli Ibarra Lara

Tutor: MVZ. Esp. **R. Berenice Portillo López**

AÑO 2007



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

AGRADECIMIENTOS

A mi familia: Papá, Mamá, Alejandro.

Gracias por haberme formado y educado en la manera en que lo hicieron para ser la persona que ahora soy.

Por su amor incondicional, apoyo y dedicación.

Por guiarme en el camino de la vida.

Por compartir conmigo los logros y fracasos que me ha dado la vida.

Por enseñarme lo bueno de la vida.

A mi abuela: Irma

Gracias por creer en mí siempre.

Por tu amor y apoyo incondicional.

Por todos tus consejos y caricias.

A mi novio: José

Gracias por todo tu amor que siempre me impulso a seguir adelante.

Por tu apoyo, y paciencia.

Por ser mi mejor amigo.

Por todos los hermosos momentos que hemos vivido juntos.

A mi asesora: MVZ. Esp. R. Berenice Portillo López

Gracias por todo el tiempo, trabajo y la paciencia que pusiste en este trabajo.

Por todos tus conocimientos aportados.

Por tu amistad.

A mi jurado:

Por el trabajo, y dedicación para ayudarme a finalizar con esta etapa de mi carrera.

A la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UNAM.

Gracias por ser mi hogar durante 5 años de mi vida, hacerme una mejor persona y ayudar a desarrollarme profesionalmente.

Por mi TP en el extranjero que me dejó muchas experiencias hermosas y buenos amigos.

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN

1.1 CENTROS DE REHABILITACIÓN Y ZOOLÓGICOS EN EL EXTRANJERO

1.1.1 ZOOLÓGICOS

2. OBJETIVOS GENERALES

2.1 OBJETIVO ESPECÍFICO

2.1.1 CENTRO DE VIDA SILVESTRE

2.1.2 ZOOLÓGICO DE CALGARY

3. ACTIVIDADES

3.1 CENTRO DE VIDA SILVESTRE EN VIRGINIA, EU.

3.1.1 DESARROLLO DE ACTIVIDADES EN EL WCV

3.1.2 RECEPCIÓN

3.1.3 EXAMEN FÍSICO

3.1.3.1 AVES

3.1.3.2 MAMÍFEROS

3.1.3.3 REPTILES

3.1.4 ALOJAMIENTOS

3.1.4.1 AVES

3.1.4.2 MAMÍFEROS

3.1.4.3 REPTILES

3.1.5 PROCEDIMIENTOS

3.1.5.1 ESTUDIOS RADIOGRÁFICOS

3.1.5.2 ESTUDIOS HEMATOLÓGICOS

3.1.5.3 ESTUDIOS BACTERIOLÓGICOS, MICOLÓGICOS Y
VIRALES

3.1.5.4 CIRUGIAS

3.1.5.5 MANEJO PREQUIRÚRGICO Y TRANSQUIRÚRGICO

3.1.5.6 AVES

3.1.5.7 REPTILES

3.1.5.8 MAMÍFEROS

3.1.5.9 ENDOSCOPIA

3.1.6 REHABILITACIÓN

3.1.6.1 AVES

3.1.6.2 REPTILES

3.1.7 LIBERACION

3.1.8 EUTANASIA

3.2 ACTIVIDADES EN EL ZOOLOGICO DE CALGARY

3.2.1 MEDICINA PREVENTIVA

3.2.2 CUARENTENA

3.2.3 REVISIONES ANUALES

3.2.4 HOSPITAL

3.2.4.1 TERAPÉUTICA

3.2.4.2 CIRUGÍAS

3.2.5 NECROPSIA

4. BIBLIOGRAFÍA

FRACTURA DE FÉMUR EN UN OSO NEGRO (*Ursus americanus*) EN EL
CENTRO DE VIDA SILVESTRE DE VIRGINIA, EU (WILDLIFE CENTER OF
VIRGINIA)

1. INTRODUCCIÓN

1.1 BIOLOGÍA

1.2 TAXONOMÍA

1.3 DISTRIBUCIÓN

1.4 CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS

1.1.5 ALIMENTACIÓN

1.6 CARACTERÍSTICAS ANATÓMICAS

1.7 IMPORTANCIA DEL OSO NEGRO (*Ursus americanus*) PARA EL ECOSISTEMA

1.8 SITUACIÓN LEGAL Y AMENAZAS

1.9 CENTRO DE VIDA SILVESTRE DE VIRGINIA (WILDLIFE CENTER OF VIRGINIA)

1.10 ANATOMÍA MUSCULOESQUELÉTICA DEL FÉMUR

1.11 REPARACIÓN ÓSEA

2. TIPOS DE FRACTURAS DE FÉMUR

3. EXAMEN ORTOPÉDICO

4. SIGNOS CLÍNICOS

5. PRUEBAS DIAGNÓSTICAS

6. CONTENCIÓN

6.1 CONTENCIÓN FÍSICA

6.2 CONTENCIÓN QUÍMICA

7. TRATAMIENTOS DE FRACTURAS

7.1 FIJACIÓN INTERNA: ENCLAVADO INTRAMEDULAR

7.2 CLAVO INTRAMEDULAR MÚLTIPLE

7.3 CLAVO INTRMEDULAR CON FIJACIÓN INTERNA

7.4 FIJACIÓN ESQUELÉTICA EXTERNA

7.5 FIJACIÓN CON PLACA ÓSEA

7.5.1 INDICACIONES PARA RETIRAR LA PLACA ÓSEA

7.5.2 TIEMPO DE RETIRO DE LA PLACA ÓSEA

7.6 CERCLAJES

8. IMPRONTA

9. CASO CLÍNICO

9.1 RESEÑA

10. HISTORIA CLÍNICA

11. EXAMEN FÍSICO

12. EXAMEN ORTOPÉDICO

13. DIAGNÓSTICO PRESUNTIVO

14. PRUEBAS DIAGNÓSTICAS

15. TRATAMIENTO

16. SEGUIMIENTO

17. DISCUSIÓN

17.1 PLANEACIÓN DEL TRATAMIENTO DE FRACTURAS

17.2 VENTAJAS DE LA FIJACIÓN INTRAMEDULAR SOBRE
OTROS IMPLANTES

18. CONCLUSIÓN

19. BIBLIOGRAFÍA

1. INTRODUCCIÓN

La Fauna silvestre integra a las especies animales que viven en libertad en su hábitat. Incluye desde especies de invertebrados hasta mamíferos marinos, que subsisten a procesos de selección natural, y han evolucionado como parte integral y funcional de los ecosistemas terrestres, cuyas poblaciones habitan temporal o permanentemente en un territorio, incluyendo poblaciones menores controladas por el hombre.^{1,2}

La extinción de la fauna silvestre en los últimos 100 años llevó a que en la década de los 80's se desarrollará una disciplina científica denominada "Biología de la Conservación".³ Soule, uno de los creadores de esta nueva rama de la ecología la definió como "ciencia de crisis que estudia las causas de la declinación de las especies de vida silvestre".⁴ Durante los últimos veinte años se ha intentado revertir la tendencia de muchas especies hacia su declinación poblacional y extinción, ello con cierto grado de éxito. Sin embargo, la tendencia hacia la declinación de especies parece continuar en alza.⁵

En esta crisis ambiental, las ciencias veterinarias han aportado técnicas, análisis de laboratorio y el esfuerzo de investigadores independientes. Estos han tenido que migrar desde el campo propio de la medicina veterinaria hacia ámbitos de la biología e historia natural.⁴

La potencialidad del médico veterinario en conservación es muy amplia, ya que es un profesional que maneja herramientas propias de las ciencias biológicas y profundiza en aspectos relacionados con la medicina, producción y salud pública, lo que le aporta una visión global de los problemas que atañen una especie animal.⁶ Para lograr la conservación de la fauna se han creado centro de rehabilitación y zoológicos; que protegen y tratan médica y quirúrgicamente a muchas especies, logrando evitar su tasa de declinación.⁵

1.1 CENTROS DE REHABILITACIÓN Y ZOOLOGICOS EN EL EXTRANJERO.

Los centros de rehabilitación han sido diseñados para el tratamiento de animales silvestres lesionados, con el fin de rehabilitarlos y liberarlos a su medio ambiente natural.⁷ La rehabilitación de fauna es "la acción de recuperar sanitaria, física, psíquica y propiciar su retorno a la conducta propia de su especie a un animal silvestre que padeció algún tipo de patología o bien que fue sustraído de su hábitat".⁸ Esta rehabilitación tiene como objetivo "capacitar integralmente a los ejemplares, de manera tal que les permita desenvolverse en su ambiente de forma independiente y acorde a las características biológicas de su especie".⁹ Pero esta "capacidad" puede variar de un individuo a otro (incluso dentro de una misma especie), ya que el traumatismo o grado de alteración padecido varía en cada caso.¹⁰

Otra alternativa para aquellos animales imposibles de liberar, es mantenerlos en exhibición en zoológicos, centros de reproducción y programas de investigación y educación.¹¹

La rehabilitación de fauna silvestre es compleja.¹⁰ Requiere de conocimientos y criterios sanitarios, biológicos y sobre técnicas de manejo de fauna para que tenga trascendencia en la conservación o en la educación ambiental.¹⁰

La rehabilitación cumple un papel importante para liberar animales silvestres, darles un destino útil para la conservación, favorecer los controles del comercio de fauna y, en especial, para concienciar a la comunidad que -con su demanda indiscriminada- estimula la venta ilegal de mascotas. Los trabajos de rehabilitación permiten rescatar a los que tienen certeras posibilidades de retornar a la naturaleza.¹⁰

1.1.1 ZOOLÓGICOS

Los zoológicos son centros de exhibición cuyos objetivos son la recreación, la educación, la investigación y la conservación de animales silvestres. Los programas de investigación propician un ambiente adecuado a los animales de las colecciones (salud, nutrición, reproducción). Se considera que la educación y el esparcimiento fomentan y consolidan en sus visitantes la cultura de admiración y respeto a la naturaleza y a la protección ecológica.¹²

La falta de atención a los programas de investigación alrededor del mundo ha motivado que algunas especies de animales silvestres pierdan su variabilidad genética o se encuentran en peligro de extinción.¹²

Los zoológicos funcionan como bancos que preservan el genoma que existe en la naturaleza para ser utilizado en el futuro.¹²

La misión de los zoológicos es crítica en la conservación y más importante que nunca, ya que se encuentran en posición de prever una conservación genuina y de una manera integral.¹²

2. OBJETIVOS GENERALES

Aplicar los conocimientos adquiridos durante la licenciatura de Medicina Veterinaria y Zootecnia en el área de fauna silvestre.

2.1 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

2.1.1 Centro de rehabilitación:

Practicar y aprender nuevas técnicas clínicas para atender animales de vida libre, rehabilitarlos y liberarlos.

2.1.2 Zoológico de Calgary:

Practicar y aprender técnicas del cuidado de los animales de zoológico, en lo correspondiente a las diferentes áreas de medicina preventiva, clínica, patología, y nutrición.

CONTENIDO 1

3. ACTIVIDADES

3.1 CENTRO DE FAUNA SILVESTRE DE VIRGINIA EU. (WCV).

El Wildlife Centre of Virginia (centro de fauna silvestre de Virginia) ubicado en la ciudad de Waynesboro, Virginia en EEUU, fue formado en 1982 para proveer la calidad del cuidado de salud, basado en emergencias de la fauna silvestre nativa. Desde 1982 el centro ha tratado más de 47,000 animales silvestres, representando 200 especies nativas de aves, mamíferos, reptiles y anfibios; atendiendo alrededor de 3,000 animales por año.¹³

Entrenan a practicantes de medicina silvestre incluyendo veterinarios, técnicos veterinarios y voluntarios de rehabilitación de fauna silvestre alrededor del mundo. Además de compartir sus experiencias con 1.4 millones de niños y adultos en todo el estado de Virginia por medio de exposiciones y recorridos por el centro.¹³

3.1.1 DESARROLLO DE ACTIVIDADES EN EL WCV

Durante el periodo de Septiembre-Noviembre del 2006 se atendieron 390 animales de los cuales 185 (47.4%) fueron aves, 116 (29.7%) mamíferos, y 89 (22.8%) reptiles.

De las 185 aves, 114 (61.6%) fueron aves rapaces, 60 (32.4%) fueron aves canoras, 6 (3.2%) gansos canadienses (*Branta canadensis*) y 5 (2.7%) patos de collar (*Anas platyrhynchos*).

Entre los mamíferos se encontraron 1(0.86%) osa negra (*Ursus americanus*), 15 (12.9%) zarigüeyas (*Didelphis virginiana*), 2 (1.7%) zorros rojos (*Vulpes Vulpes*), 28 (24.1%) conejos (*Sylvilagus floridanus*), 65 (51.7%) de ardillas (*Sciurus sociales*), y 5 (4.3%) ardillas voladoras (*Glaucomys sabrinus*).

Dentro de los reptiles se encontraron 86 (96.6%) tortugas de caja (*Terrapene carolina*) y 3 (3.4%) serpientes ratoneras (*Elaphe obsoleta*).

De los 390 animales recibidos a 150 (38.5%) se les realizó eutanasia, 108 (27.7%) murieron, 20 (5.1%) fueron transferidos con rehabilitadores, 70 (17.9%) fueron liberados, y 42 (10.8%) siguieron en tratamiento.

Las causas por las que los animales ingresaban al centro eran:

- A. Traumatismos y lesiones del sistema músculo esquelético: principalmente por fracturas, seguidos por problemas oftalmológicos, lesiones por arma de fuego, y agresiones de mascotas que se presentaban especialmente en mamíferos pequeños como conejos (*Sylvilagus floridanus*), ardillas (*Sciurus sociales*), ardillas voladoras (*Glaucomys sabrinus*), y zarigüeyas (*Didelphis virginiana*); atropellados por los automóviles lo cual se observaba en su mayoría en tortugas de caja (*Terrapene carolina*), y aves canoras. Rapaces que chocaban contra ventanas u otros objetos, y animales encontrados en los patios sin poder volar o caminar.
- B. Problemas bacterianos como *Mycoplasma sp.* presentada primordialmente en aves canoras y tortugas de cajas (*Terrapene carolina*).
- C. Orfandad usualmente presentada en mamíferos como conejos (*Sylvilagus floridanus*), y ardillas (*Sciurus sociales*).

3.1.2 RECEPCIÓN

Cuando los animales ingresan al centro, el rescatador llena una forma donde se recopilan los datos de dónde fue encontrado el ejemplar, fecha y situación en que se encontró, qué fue lo que le sucedió, si el rescatador desea ser llamado cuando el animal sea liberado (Ver formato Anexo 1). El animal se libera en el mismo lugar de donde provino.

Se les asigna un número de caso para poder llevar un control.

Los animales se encuentran bajo estrés severo debido al traumatismo inicial y al estrés adicional ocasionado por la sujeción y el manejo; por ello antes de proceder a la sujeción para su examen, es importante observar al animal durante unos

segundos, para así determinar el estado en el que se encuentra.¹⁴ Después de recibido el ejemplar se deja por un lapso en un lugar tranquilo, oscuro y de ser posible sin ruido para que disminuya su nivel de estrés.

El ejemplar se evalúa por medio de examen físico y pruebas diagnósticas para ver la gravedad de sus lesiones y verificar si éste podrá regresar a su función después de la rehabilitación; de lo contrario se les aplica eutanasia, ya que son liberados no podrán sobrevivir por si mismos. En caso que este sea una especie amenazada o en peligro de extinción se le busca algún refugio para que pueda ser utilizado como animal reproductor o en programas de educación promoviendo así la conservación.¹³

3.1.3 EXAMEN FÍSICO

Una vez que el ejemplar se ha estabilizado en cuanto a sus niveles de estrés, se realiza el examen físico en el cual siempre se intenta mantenerlos en un nivel de estrés mas bajo cubriéndole los ojos. Se comienza palpando los huesos para descartar fracturas; siempre se compara la simetría, y se evalúa su condición corporal.

Después de evaluar al animal se le suministran fluidos lactato de Ringer® (273mOsm/ml / Sanderson) atemperados de forma subcutánea multiplicando la constante: 60 en aves y mamíferos, y 20 en reptiles por el peso del animal lo que resulta en los mililitros de fluido que se suministrarán, si es necesario se alimenta por medio de sondas y se suministran fármacos como: desinflamatorios Metacam (Meloxicam®/1.5mg/ml/Pfizer), Ketoprofeno (Ketofen® 10%/Merial) para aquellos animales que presentan traumatismos; *Fármacos surtidos por principio activo, con miligramaje específico menor

al comercial, especialmente para el WCV.

antibióticos Enrofloxacina (Baytril®/50mg/Bayer), Clindamicina*, Ceftazidina* y Sulfas-trimetoprim*) para aquellos que presentar heridas o fracturas, así como para aquellos que se les presentan niveles altos de leucocitos.

A los que presentan edema por traumatismo se les administra Isoxuprina* y algún fármaco para el dolor (Butorfanol* en caso de las aves), (Tramadol* en caso de los

mamíferos) y (Buprenorfina* en caso de los reptiles) ya que cada uno actúa de manera diferente sobre los receptores del sistema nervioso. (Cuadros 1.1, 1.2, 1.3)

Los animales se revisan dos veces por día para observar su estado de alerta, verificar que se alimenten por si mismos y para suministrar sus tratamientos en caso de ser requeridos.

3.1.3.1 AVES. Se observa el estado de alerta del animal; si éste se encuentra demasiado excitado (por ejemplo cuando respira por la boca), se le deja por un lapso en la jaula hasta que el estrés disminuya, si el animal se encuentra alerta, entonces se realiza el examen físico; se inicia por la palpación de los huesos de las alas, siguiendo con el tórax y los miembros pélvicos y se verifica la respuesta al dolor y los reflejos.

Después del examen músculo esquelético, se le realiza el examen oftalmológico; se revisan los oídos para verificar que se encuentren limpios y sin traumatismos, narinas y pico para detectar sangre, placas u alimento. Se revisan también las mucosas, el grado de deshidratación, la condición de las plumas tanto en limpieza como para identificar si se encuentran completas.

3.1.3.2 MAMÍFEROS. Primero se observa su conducta, se revisa si existen heridas en la piel; y después se les realiza el examen músculo esquelético, y el examen oftalmológico. Se revisan oídos, boca, y nariz, así como las mucosas. Se evalúa su condición corporal, y se realiza un examen neurológico para verifica su sensibilidad.

*Fármacos surtidos por principio activo, con miligramaje específico menor al comercial, especialmente para el WCV.

3.1.3.3 REPTILES. Llegan al centro principalmente por traumatismos causado por vehículos, por lo que en principio se revisa el cráneo por medio de radiografías para verificar que no exista hemorragia; se observan los ojos, se revisan las mucosas y los miembros, tanto torácicos como pélvicos realizando palpación de huesos (en tortugas) y por último se palpa la cavidad celómica para verificar que no existan heridas profundas. En tortugas se observan las

membranas timpánicas para descartar abscesos aurales, después el caparazón y el plastrón para verificar que no existan fracturas visibles.

CUADRO 1.1 Fármacos más utilizados en mamíferos en el WCV.^{15, 16}

FARMACO	TIPO	DOSIS
Metacam (Meloxicam®/1.5mg/ml/Pfizer)	Analgésico, Antipirético, Desinflamatorio (AINE)	0.2 mg/kg ▲ q 24 hrs
Carprofeno*	Desinflamatorio (AINE)	2.2 mg/kg ▲ q 12 hrs
Tramadol*	Analgésico, Opioide	3 mg/kg ▲ q 12 hrs
Enrofloxacina (Baytril®/50mg/Bayer)	Antibiótico, Fluoroquinolona	10 mg/kg ▲ q 12 hrs
Sulfas-trimetoprin*	Antibiótico	30 mg/kg ▲ q 12 hrs

*Fármacos surtidos por principio activo, con miligramaje específico menor al comercial, especialmente para el WCV.

▲ PO = Por vía oral

CUADRO 1.2 Fármacos más utilizados en aves en el WCV.^{15, 16}

FARMACO	TIPO	DOSIS
Metacam (Meloxicam®/1.5mg/ml/Pfizer)	Analgésico, Antipirético, Desinflamatorio (AINE)	0.1 mg/kg ▲, ► q 24 hrs
Butorfanol*	Analgésico, Opioide	0.3 mg/kg ► q 12 hrs
Clindamicina*	Antibiótico, Lincosamida	50 mg/kg ▲ q 12 hrs
Enrofloxacina (Baytril®/50mg/Bayer)	Antibiótico, Fluoroquinolona	15 mg/kg ▲ q 72 hrs
Sulfas-trimetoprin*	Antibiótico	35 mg/kg ▲ q 12 hrs
Isoxuprina*	Vasodilatador periférico	1 mg/kg ▲ q 24 hrs

*Fármacos surtidos por principio activo, con miligramaje específico menor al comercial, especialmente para el WCV.

▲ PO= Por vía oral ► IM= Por vía intramuscular

CUADRO 1.3 Fármacos más utilizados en reptiles en el WCV.^{15, 16}

FARMACO	TIPO	DOSIS
Buprenorfina*	Analgésico, Opioide	0.1 mg/Kg. ▶
Sulfas-trimetoprin*	Antibiótico	25 mg/kg ▶ q 24 hrs
Ceftazidina*	Antibiótico, Cefalosporina de 3 ^a generación	20 mg/kg ▶ q 72 hrs
Ketamina (Amtech®/ 100mg/ml/ Phoenix scientific/ medetomidina*)	Anestésico disociativo/ Analgésico, sedante α -2 adrenérgico	10 mg/kg + 0.15 mg/kg ▶
Atipamezol*	Antagonista α -2 adrenérgico	5 veces la dosis de la medetomidina ▶

*Fármacos surtidos por principio activo, con miligramaje específico menor al comercial, especialmente para el WCV.

▶ IM= Por vía intramuscular

3.1.4 ALOJAMIENTOS

Realizado el examen clínico se hospitaliza al animal, asignándole un lugar especial dependiendo de su estado, tamaño y requerimientos; si este se encuentra en un estado crítico se hospitaliza en una incubadora para mantenerlo con una temperatura y humedad constante hasta que el estado de salud del animal se estabilice. Si el estado del animal no pone en riesgo su vida se hospitaliza en otro lugar dependiendo de la especie, y se escribe en una ficha la siguiente información: especie, la causa por la que se encuentra en el centro, el diagnóstico al que se llegó; o en su caso orfandad, la fecha de llegada y regularmente, existen notas especiales que los veterinarios asientan para que los rehabilitadores sepan que se hará con el animal, por ejemplo: tomar muestras fecales, no alimentar, no puede perchar (en el caso de las aves). Al llegar a su alojamiento se les proporciona agua y alimento (con dietas estandarizadas).

3.1.4.1 AVES. Se alojan en un mismo cuarto, en jaulas individuales dependiendo de su tamaño; todas las jaulas se tapan con toallas para mantener al animal

oscuro y tranquilo. Debido a que las aves canoras son pequeñas y podrían escapar de la jaula se alojan en una pecera, la cual se tapa con una rejilla. Cuando es posible que el animal presente alguna enfermedad contagiosa como Micoplasmosis; se le traslada al área de aislamiento.

3.1.4.2 MAMÍFEROS. Dependiendo de la edad, se alojan en incubadoras. Los huérfanos como los conejos (*Sylvilagus floridanus*), y las ardillas (*Sciurus sociales*), se les alimenta con un sustituto lácteo (que se prepara en el WCV con una mezcla de sustituto lácteo (Esbilac[®] polvo/ 33% proteína/ 40% grasa/ Petag), y electrolitos en diferentes proporciones según el estado de salud y la edad del animal de 4-5 veces al día, llevando fichas de registro diario hasta que las crías se encuentren lo suficientemente grandes para poder comer alimento sólido. (Figura 1.1) Los animales de mayor edad, se alojan en peceras con rejillas como tapa las cuales son cubiertas de la luz.



Figura 1.1 Alimentación de una ardilla (*Sciurus sociales*) huérfana con un sustituto lácteo preparado en el WCV.

Los conejos (*Sylvilagus floridanus*) se alojan en el cuarto de conejos donde se separan por edades para promover la socialización.

Mamíferos más grandes como los zorros rojos (*Vulpes vulpes*), se alojan afuera del centro en las jaulas de mayor tamaño adaptadas para que no puedan salir, ni lastimarse; la osa negra (*Ursus americanus*) se aloja en un pequeño cuarto construido especialmente para los osos, con una puerta de guillotina dentro del cuarto para poder separarlo en dos cuando sea necesario. Tiene dos pequeños huecos construidos especialmente para depositar el alimento sin tener contacto directo con el animal. También se encuentra cubierto por lonas para proveerle tranquilidad, sin embargo, los veterinarios si pueden observar por medio de orificios en éstas sin molestar al animal.

3.1.4.3 REPTILES. Son alojados en el cuarto de los reptiles en peceras o cajas de plástico individuales; el cuarto se encuentra equipado con termostato para mantener a los animales a una temperatura entre 28°C y 32°C; y cada uno tiene un expediente de alimentación para verificar que se estén alimentando.

3.1.5 PROCEDIMIENTOS

3.1.5.1 Estudios Radiográficos

Los estudios radiográficos juegan un papel muy importante en el diagnóstico veterinario, proporcionando información acerca del sistema músculo esquelético y de los tejidos blandos. Dos proyecciones a 90° son recomendadas para precisar la interpretación.¹⁷

Las fracturas o luxaciones, cuerpos extraños, metales pesados, postas de plomo, y balas son fáciles de identificar por medio de las radiografías.¹⁷

En el centro de rehabilitación, después del examen físico, si el animal lo requiere se realiza la toma de radiografías para ayudar a comprobar nuestro diagnóstico presuntivo; para la toma de las placas radiográficas el animal se somete a anestesia inhalada con Isoflurano (Isoflurane®USP/ 250ml/Halocarbon), con un método de inducción del 5% y mantenimiento del 2%-3% dependiendo del tamaño y especie. Se realizan como regla 2 proyecciones (ventrodorsal y laterolateral izquierda-derecha), y tomas de los miembros en caso necesario (cráneo-caudal y medio-lateral).

3.1.5.2 Estudios hematológicos.

Las pruebas hematológicas son muy importantes ya que por medio de ellas podemos identificar anemias basándonos en el conteo de eritrocitos y el

hematocrito, los cuales indican la pérdida de sangre, desnutrición y deshidratación.¹⁷

El hematocrito normal para las aves rapaces silvestres se encuentra entre el 42% y el 45%, incluso llegando al 50% en aves rapaces de gran tamaño; valores menores que estos se considera anemia.¹⁷

En el WCV, las muestras de sangre se obtienen sólo de las aves, porque en reptiles los valores hematológicos normales determinados por diferentes laboratorios varían significativamente. Esta variación es causada por las diferencias en el muestreo, en el manejo, y en las técnicas de análisis.

Otros factores son las variaciones de las condiciones ambientales, el status fisiológico del reptil, su edad, su género, su estado nutricional, su temperatura, época del año y el uso de anestésicos.¹⁸

Cuando el animal se encuentra bajo anestesia, se toman las muestras de sangre evitándole el estrés; las cuales se procesan dentro del mismo laboratorio del centro buscando principalmente el hematocrito y las proteínas totales para ver su grado de deshidratación, y si el animal se encuentra anémico o no. Los niveles de proteínas totales son un indicador del estatus de salud de un ave. Muchos problemas como pérdida de sangre, desnutrición, enfermedades del hígado, parásitos en la sangre, y tumores pueden reducir las proteínas totales en la sangre.¹⁷

Cuando el nivel de proteínas se encuentran muy bajas, el animal se alimenta por medio de sonda con un concentrado comercial alto en proteínas hasta que estas se encuentren normales y el animal pueda comer por si mismo.

Se realiza también el conteo de leucocitos para descartar infecciones. Se toman muestras de sangre cada 2-3 semanas para evaluar los niveles de proteínas, el conteo de eritrocitos y leucocitos, y con ello la mejoría del paciente.

En el caso de los mamíferos, la toma de muestras sanguíneas sólo se practica en casos especiales; por ejemplo en animales que requieren de algún procedimiento quirúrgico. En el periodo de mi estancia, se le tomaron muestras a un Oso negro (*Ursus americanus*) hembra, a la cual se le realizó una cirugía ortopédica por fractura de fémur izquierdo. (Figura 1.2)



Figura 1.2 Toma de muestras sanguíneas en un oso negro (*Ursus americanus*) en la vena safena del miembro derecho.

3.1.5.3 Estudios bacteriológicos, micológicos y virales.

Se realizan pruebas específicas como aspergilosis, virus del este del Nilo (en aves) y micoplasmosis (en reptiles) en aquellos animales que por el examen físico, además de otras pruebas se orientan a diagnósticos de estas enfermedades; éste tipo de pruebas específicas no se realizan en el laboratorio del centro. Los animales sospechosos se mantienen en observación y aislamiento hasta obtener los resultados.

3.1.5.4 Cirugías.

3.1.5.5 Manejo prequirúrgico y transquirúrgico.

Se estabiliza por medio de hidratación, alimentación, toma de muestras sanguíneas y administración de medicamentos requeridos según sea el caso. Después de 2-3 días que se ha logrado estabilizar y ha estado bajo antibióticos, entonces se somete a cirugía, la cual se maneja con anestesia inhalada con isofluorano.

Al paciente se le coloca sobre un tapete térmico para evitar hipotermia. Si es ave se le retiran las plumas de esa área, si es mamífero se rasura para tener el área lo mas estéril posible. Se embroca con un antiséptico la región que va

a ser intervenida. Se le introduce una sonda endotraqueal para suministrar anestésico inhalado, monitorear la respiración y poder realizar ventilación asistida en caso de paro respiratorio, la frecuencia cardiaca se monitorea durante todo el procedimiento tanto con un estetoscopio esofágico, como con un aparato doppler (Vet BP veterinary doppler/ Paragon medical) para escuchar el latido cardiaco. En las técnicas ortopédicas destacan la colocación de clavos intramedulares, y aparatos de fijación esquelética externa. Al terminar la cirugía pero antes de despertar al paciente se le realizan controles radiográficos (Summit innovet® select/ summit X-ray machine) para verificar que la técnica de fijación ya sea interna u externa haya quedado en el lugar indicado. Se les suministran fluidos Lactato de Ringer® (273mOsm/ml/ Sanderson, 50 mg/kg) durante la cirugía, se les proporcionan analgésicos opioides para controlar el dolor (Cuadros 1.1, 1.2, 1.3). El animal es observado hasta que comience a despertar y entonces se le retira la sonda endotraqueal, y se mantiene en el tapete térmico bajo observación hasta que se ha recuperado totalmente de la anestesia.

En cuanto a cirugías en reptiles lo que cambia es el uso de Ketamina (Amtech®/ 100mg/ml/ Phoenix scientific/), Medetomidina* como agente anestésico y Atipamezol* como agente antagonista. (Cuadro 1.3) Debido a su metabolismo lento puede tardar hasta 24 horas para recuperarse totalmente de la anestesia por lo que se les coloca en el tapete térmico y un lugar tranquilo hasta el día siguiente. Cuando ya se ha recuperado totalmente se regresa a su alojamiento.

La mayoría de las cirugías realizadas en el centro son ortopedias:

3.1.5.6 AVES. Se realizaron cirugías ortopédicas por luxaciones de la articulación humero-radio-ulnar, fracturas de carpo-metacarpo, fracturas de humero, fracturas de radio y/o ulna. (Figura 1.3)

*Fármacos surtidos por principio activo, con miligramaje específico menor al comercial, especialmente para el WCV.

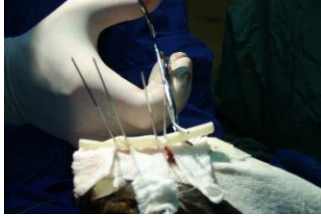


Figura 1.3 Colocación de clavos por un aparato de fijación esquelética externa en una cirugía ortopédica de un halcón peregrino (*Falco peregrinus*) por fractura de radio y ulna.

3.1.5.7 REPTILES. Se llevaron a cabo cirugías ortopédicas por fracturas de fémur, y fracturas en el plastrón en quelonios de la especie *Terrapene carolina*. (Figura 1.4)



Figura 1.4 Cirugía ortopédica de una tortuga de caja (*Terrapene carolina*) por fracturas de plastrón.

3.1.5.8 MAMÍFEROS. Se realizó una cirugía durante mi estancia en el centro. Se trató de una fractura del fémur en una osa negra (*Ursus americanus*).

3.1.5.9 Endoscopía.

Se realizó una endoscopia en una Garza azul (*Ardeas herodias*) para extraer dos ganchos de pesca e hilo de pescar los cuales se encontraban en el esófago y en el ventrículo. Después de obtener los cuerpos extraños del animal, éste se mantuvo con Butorfanol* (15mg/kg q 12 hrs), Enrofloxacin (Baytril®/ 1.5mg/ml /Bayer, 15mg/kg q 24hrs) durante 7 días. El ave se recuperó sin problemas.

*Fármacos surtidos por principio activo, con miligramaje específico menor al comercial, especialmente para el WCV.

3.1.6 REHABILITACIÓN

La rehabilitación en un ave rapaz es un proceso de estabilización médica, prevención de la deformación del tejido y promoción del regreso a una función normal. Incluyendo fisioterapia y una evaluación final antes de la liberación.¹⁹

Las metas de la fisioterapia deben definirse con base en la anatomía de la lesión, las necesidades individuales del ave, la respuesta del ave a los tratamientos y su progreso. Existen dos tipos de fisioterapia; la pasiva y la activa.

Fisioterapia pasiva. En la cual el ejercicio es realizado por el terapeuta; esta puede realizarse bajo anestesia inhalada, tomando los miembros firmemente y moviéndolos gentilmente de lado a lado para proveer un rango de estiramiento lento, ganar movimiento en las articulaciones e incrementar la flexibilidad del tejido blando.¹⁹ Los movimientos realizados son de flexión y extensión en el miembro afectado para evitar contracciones musculares y recuperar la extensión total del miembro.¹⁹

Fisioterapia Activa. Se realiza cuando la movilidad del tejido es reducida. Ésta permite que el comienzo del estiramiento muscular ocurra antes en el programa de rehabilitación, en este tipo de terapia el terapeuta incita al ave a mover sus alas sosteniéndolo de los miembros pélvicos para que este aletee o lo eleva dándole un pequeño empujón para que el ave vuele distancias cortas. La velocidad y la distancia de las trayectorias pueden ir incrementando la dificultad del ejercicio dependiendo del progreso del ave.¹⁹

Dentro del centro, se aplica fisioterapia; por medio de la cual se incrementa el movimiento del miembro afectado hasta obtener su función normal. Las especies que reciben fisioterapia son las aves y los reptiles, ello debido a que los mamíferos llegan en mayor porcentaje por orfandad, lo cual no requiere del proceso; o por lesiones causadas por mascotas, las cuales si se presentan en forma grave los pacientes no logran sobrevivir. En caso contrario presentan heridas superficiales que no requieren del proceso.

3.1.6.1 AVES. En el caso de aves la rehabilitación se inicia en jaulas pequeñas para limitar el movimiento del animal y promover su recuperación por medio del reposo sobretodo en problemas del sistema músculo esquelético, primero por medio de fisioterapia pasiva; después cuando el animal presenta mejoría se traslada a otra jaula un poco mas grande donde se empieza a ejercitar según su proceso de mejoría. (Figura 1.5)

Al mejorar su extensión y flexión del miembro, entonces se comienza con la fisioterapia activa por medio del vuelo haciendo al ave ejercitarse de percha a percha un repetido número de veces aumentando conforme pasa el tiempo. Y se evalúa cuantas veces logra hacerlo sin presentar señales de cansancio, su precisión para aterrizar, y el tiempo de recuperación del ejercicio, y el silencio con el que vuelan. Se evalúa cotidianamente y al ir avanzando en su recuperación, se le pone a prueba en su cacería con un método llamado “escuela de ratones”, donde se colocan ratones vivos en una caja grande sin tapa de la cual no puedan escapar y se les deja dentro de su jaula de vuelo durante toda la noche, revisando al día siguiente cuantos de los ratones fueron atrapados; esta prueba se realiza por 3 días consecutivos y si el animal no logra cazar las presas se le continua ejercitando por algunos días mas y se vuelve a poner a prueba hasta que pase la escuela de ratones. Conforme va avanzando tanto en cacería como en sus movimientos, se vuelve un candidato a ser liberado hasta llegar a la meta final de la liberación al encontrarse 100% recuperado tanto en su estado físico, así como en su habilidad para poder cazar.



Figura 1.5 Jaula de rehabilitación para aves en el WCV.

3.1.6.2 REPTILES. Tardan mucho en reparar sus fracturas o cicatrizar sus heridas por su metabolismo más lento que los mamíferos debido a que son ectotermos, en este tipo de animales no se realiza la fisioterapia pasiva. La rehabilitación en esta especie se da muy lentamente conforme el animal repare sus heridas; después de varios meses, se puede introducir por un periodo en una tina con agua donde el animal bucea (en el caso de las tortugas de caja (*Terrapene californica*)) y así realiza el ejercicio necesario para recuperar su movimiento teniendo así una fisioterapia activa.

3.1.7 LIBERACIÓN

La liberación se realiza después de haber evaluado al animal en su totalidad tanto en su capacidad para cazar y sobrevivir en vida libre, como en su estado de salud. Previo a la liberación se realiza un examen físico completo y se toman muestras de sangre para verificar que todo se encuentre en perfecto estado; si el ejemplar no pasara cualquiera de éstas pruebas, no es liberado. Si el animal pasa todas las pruebas se libera en el mismo lugar donde fue rescatado.

3.1.8 EUTANASIA

En ocasiones, animales muy lastimados en cautiverio o silvestres pueden requerir eutanasia. Esto es una muy difícil decisión.

La eutanasia es un método para provocar la muerte sin dolor. Específicamente se refiere a evitar el dolor o sufrimiento a un animal al cual se le va a realizar la eutanasia.²⁰

Debemos aprender a evaluar el potencial de un animal para la recuperación y la calidad de vida que le espera. Nuestras posteriores acciones deben basarse en estos criterios y estar en concordancia con el bienestar del animal. De esta manera nuestra energía puede dirigirse a los animales que tienen más

probabilidades de ser liberados y tener una buena calidad de vida, y los otros pueden recibir una muerte digna y humanitaria.²⁰

Los animales a los cuales se les practica eutanasia dentro de un centro de rehabilitación, reúnen las siguientes características:

1. No podrán mantener una buena calidad de vida sin dolor y/o estrés.²⁰
2. No existe un lugar donde pueda ser adoptado en condiciones óptimas para que el animal tenga una vida de calidad.²⁰
3. No existen posibilidades reales de suministrar tratamiento, albergue, nutrición, y suplir otras necesidades para el bienestar físico y psicológico del animal por el resto de su vida.²⁰
4. El animal puede ser peligroso para las personas y animales que lo rodean por su temperamento.²⁰
5. Porque padece alguna enfermedad transmisible para individuos de su misma especie; otras especies o para el humano.²⁰
6. No podría alimentarse por si mismo debido una discapacidad, y no podría defenderse de otros animales de su misma especie o de otra, llegando a ser presa de otros animales.²⁰

En el WCV se realizaron 150 eutanasias en un el periodo de Septiembre- Noviembre del 2006 por fracturas, heridas graves causadas por mascotas, y enfermedades contagiosas para individuos de su misma especie.

Los métodos de eutanasia recomendados en la literatura son el uso de fármacos anestésicos en una sobredosis, por vía endovenosa; el de anestésicos inhalados en una cámara de gases, y el empleo de gases no anestésicos como el monóxido de carbono y dióxido de carbono. Además de algunos métodos físicos como la dislocación cervical y la decapitación.²¹

En el WCV se realiza la eutanasia por medio de una inyección intravenosa con barbitúricos Pentobarbital (Anestesal®/6.3g/Pfizer) siempre bajo anestesia inhalada; si la inyección intravenosa es técnica o físicamente difícil, el animal se introduce en una cámara de gases con Halotano (Fluothane®USP/0.5%/Braun).

3.2 ACTIVIDADES EN EL ZOOLOGICO DE CALGARY.

El zoológico se localiza en Calgary, Alberta, Canadá al este del centro de la ciudad. Establecido en 1929, el zoológico de Calgary ha evolucionado en un moderno y respetado zoológico dedicado a la conservación y educación. En el 2004, el zoológico celebró su 75 aniversario. Recientemente han completado la expansión del zoológico con un área llamada Destino África, la cual incluye dos espacios: La Selva y la Sabana africana.²²

En el 2006 fue el hogar de 1001 animales (sin incluir peces e insectos) y 290 especies diferentes; es el segundo zoológico mas grande de Canadá, los exhibidores de los animales se encuentran organizados por región geográfica en largos y realistas alojamientos naturales. Dentro del mismo zoológico podemos encontrar también un área de jardines botánicos y un parque prehistórico.²²

Durante el periodo de Noviembre-Diciembre del 2006 participé en la sección de Medicina Preventiva, cuarentena, revisiones anuales, hospitalización y necropsias.

3.2.1 MEDICINA PREVENTIVA EN ZOOLOGICOS.

Es el procedimiento que tiende a incrementar la resistencia genética e inmunológica a las enfermedades, cuidando condiciones de medio ambiente y evitando la asociación de agentes patógenos y factores que causen estrés.²³

La medicina preventiva es uno de los aspectos mas básicos del cuidado medico de los animales silvestres. En un zoológico, existe la dificultad de la aplicación de los tratamientos médicos de tantos animales que forman parte de una colección; y a menudo, los animales silvestres tienen la habilidad de esconder los signos de la enfermedad hasta que esta se encuentra en una etapa avanzada.²⁴

Un programa de medicina preventiva en un zoológico debe contener varios aspectos:

- Diseño de albergues. El traumatismo es una de las causas principales y más importantes de muertes en fauna silvestre. Para evitar problemas de traumatismos principalmente al tratar de escapar; ya sea de sus

congéneres o de personas. Igualmente debe tener varias áreas separadas (área de exhibición, área de alojamiento y área de manejo).²⁴

- Área de alojamiento. Debe favorecer la limpieza y la desinfección y tener un piso adecuado dependiendo de la especie así como puertas específicas para cada especie (guillotina, corredizas, con barrotes).²⁴
- Higiene. Es uno de los puntos más importantes para la salud animal y comienza con la limpieza del albergue. Debe haber una higiene rigurosa tanto en las áreas del zoológico como en el personal para evitar la proliferación de hongos y bacterias así como la transmisión de enfermedades.²⁴
- Cuarentena. Proceso de aislamiento con fines de diagnóstico de enfermedades y para la adaptación al clima, temperatura y alimentación de la especie a su nuevo entorno.²⁴
- Nutrición. Proporcionar alimento de calidad que cubra las necesidades específicas de cada especie, en una cantidad adecuada.²⁴
- Control de enfermedades infecciosas. Estas son controladas por la sanidad propiamente, por medio del proceso de cuarentena antes de que el animal ingrese a la colección, control de vectores, y programas de vacunación.²³
- Enfermedades Parasitarias. Se previenen por desparasitación con anticestódicos, y antihelmínticos contra parásitos externos cada 4-6 meses, apoyándose por medio de diagnósticos coproparasitológicos. Para realizar los exámenes coproparasitológicos se toma la muestra de heces trabajándola inmediatamente después de colectarla o manteniéndose a 4° C en refrigeración.
- Control de plagas. Por métodos físicos y biológicos.²
- Educación para los trabajadores. Para que tengan una buena higiene tanto personal como en las áreas del zoológico.²³

En el zoológico de Calgary la Sección de Medicina Preventiva lleva a cabo todos los procedimientos anteriormente mencionados y durante mi estancia participe en dos áreas: cuarentena y revisiones anuales.

3.2.2 CUARENTENA.

Es el proceso de aislamiento con fines de diagnóstico de enfermedades, lo que implica un manejo para obtener muestras. También sirve para que el animal se adapte al clima, temperatura y alimentación del nuevo lugar.²

La cuarentena es un componente básico de los programas de medicina preventiva en los zoológicos en la prevención del contagio de enfermedades.²⁴

En la cuarentena el animal debe ser aislado, según la especie y el tipo de enfermedad a la que pudieran ser susceptibles; de esto depende, el número de días que permanecerán y cada especie requiere de diferentes pruebas, por ejemplo en los primates el tiempo es de 90 días para poder hacer pruebas de tuberculina.²⁴

Dentro de la cuarentena es donde se empieza el programa de medicina preventiva con la inspección física, coprocultivos, muestras de sangre, inmunizaciones, desparasitaciones, etc. El personal y el material deben ser específicos para esta área para evitar el intercambio de vectores; esta área debe estar lejos de los albergues y es cuando se identifica al animal por medio de chips o anillos.²⁴

Este aislamiento puede provocar mucho estrés al animal, por lo que para evitarlo se debe hacer todo el manejo (pruebas diagnósticas, identificación, desparasitaciones) en una sola vez siempre que sea posible.

En el zoológico de Calgary; el área de cuarentena, es un edificio apartado de las instalaciones centrales del zoológico; dentro de este edificio los ejemplares pasan por un proceso de cuarentena y pruebas diagnósticas, dependiendo de su especie. Las pruebas de cuarentena son: examen físico, estudios radiográficos en dos proyecciones (ventro-dorsal y latero-lateral) para verificar que no presenten alteraciones en su sistema músculo esquelético y algunos órganos internos, muestras de sangre para hemograma y química sanguínea; y pruebas específicas como serología para Aspergilosis, influenza aviar, Virus del oeste del Nilo en aves. Al terminar el proceso de cuarentena se realiza un examen físico completo, se

toman estudios radiográficos de nuevo, y se procede a identificar al animal por medio de un anillo o microchip (Avid®) según sea el caso; se realiza su desparasitación y vacunas necesarias antes de ser llevados al albergue.

Ya en el albergue se les realizan revisiones completas anuales o semestrales según el caso de cada especie, inmunizaciones, desparasitaciones, y muestreos de heces para verificar las cargas parasitarias.

Dentro de los casos de cuarentena encontramos:

PATOS EIDER (*Somateria mollissima*). Se encontraban 6 patos; los cuales eran 2 machos y 4 hembras, llegaron de otro zoológico y se mantuvieron en cuarentena por 40 días. Al llegar zoológico los patos provenían con pruebas realizadas antes de salir de la institución por lo que solo se les realizó el examen coproparasitoscopico, los cuales resultaron negativos. (Figura 1.6)

Al terminar su periodo de cuarentena se les efectuaron las pruebas correspondientes al zoológico de Calgary antes mencionadas.

El proceso se llevó a cabo con cada animal bajo anestesia inhalada con Isoflurano (Isoflurane®USP/250ml/Halocarbon) con inducción al 5% y mantenimiento al 2.5%.

Al observarse a los ejemplares completamente sanos, se les envió a su nuevo albergue.



Figura 1.6 PATOS EIDER (*Somateria mollissima*) en el edificio de cuarentena.

PERIQUITOS AUSTRALIANOS (*Melopsittacus undulatus*). Se presentaron 10 ejemplares que se mantuvieron en un periodo de cuarentena de 40 días. Se abrió un expediente a cada uno con su número de anillo. A su llegada al zoológico se les realizó un examen físico bajo anestesia inhalada con Isoflurano (Isoflurane®USP/250ml/Halocarbon) con inducción al 5% y mantenimiento al 2%, se les realizaron las pruebas de cuarentena antes mencionadas y además se

tomaron muestras de sangre para sexado por ADN. Se les tomaron muestras de heces para descartar la presencia de parásitos con resultados negativos. Se les suministro un desparasitante Ivermectina (Ivermectyn®/1g/VROT, 200µ/kg IM) ya que presentaban parásitos externos. Al terminar su periodo de cuarentena se llevo a cabo otro examen en las mismas condiciones de anestesia inhalada para poder transferir a los animales a un alojamiento dentro del zoológico. Al concluir el proceso, se enviaron a su nuevo albergue.

GECKOS LEOPARDO (*Eublepharis macularis*). Eran 2 ejemplares, los cuales se mantuvieron en el área de cuarentena cada uno en un terrario individual por un periodo de 40 días; a su llegada al zoológico se sometieron a anestesia inhalada con Isoflurano (Isoflurane®USP/250ml/Halocarbon) con inducción al 5% y un mantenimiento del 3% en una cámara de inducción y posteriormente se mantuvo la anestesia con una mascara para la realización de un examen físico completo tratando de liberarlos de estrés para evitar que desprendieran su cola; en sus estudios radiográficos no se observaron signos de enfermedad metabólica ósea, lo cual es común en reptiles en cautiverio. Se tomaron muestras fecales para descartar principalmente la presencia de coccidias, comunes en reptiles; el resultado del estudio fue negativo. (Figura 1.7)

Al terminar el periodo de cuarentena, se volvieron a someter a anestesia inhalada con el mismo procedimiento y se realizaron las mismas pruebas diagnósticas que a su ingreso, excepto la toma de muestras de sangre de la vena caudal porque la cola de los ejemplares presentaba temores y no se prosiguió para evitar su desprendimiento. Se les tomaron fotografías como método de identificación y al observar a los animales en buen estado de salud se les envió a su nuevo albergue dentro de las instalaciones del zoológico.



Figura 1.7 Gecko Leopardo (*Eublepharis macularis*) en cuarentena.

3.2.3 REVISIÓN ANUAL

La revisión anual es la otra área de la medicina preventiva. Dentro de un zoológico se realizan revisiones anuales de cada animal, para poder tener un mejor control de su estado de salud, y revisar que todo se encuentre bien. Se les realiza un examen físico completo, en el cual se toman muestras de sangre para realizarles un perfil completo (Hemograma y química sanguínea), suero para el banco y orina si es posible, se les suministran inmunógenos según sea el caso de cada especie y se les realizan exámenes coproparasitoscópicos para llevar a cabo las desparasitaciones necesarias.²

En el zoológico de Calgary, se realizó la revisión anual de una familia de Macacos (*Macaca mulatta*) de 16 miembros compuesta con 8 hembras, 3 machos y 5 crías nacidas en el 2006 mayores de 6 meses; a las cuales se encerró en las jaulas de compresión de su albergue nocturno por medio de un incentivo alimenticio para administrarles la vacuna contra la rabia (Imrab 3/ Merial®/ 1 ml IM a cada uno), con virus muerto.

Para entrar al albergue y poder manejar estos animales se deben usar guantes, lentes, cubre bocas como medidas de protección tratando de tener el menor contacto directo posible con el animal para evitar la transmisión de Herpesvirus B. Por lo que se aplicó la vacuna con la mayor precaución y en el menor tiempo posible, siempre cuidando la integridad tanto de los pacientes como de las personas involucradas en el manejo (veterinarios, técnicos veterinarios, y guarda animales).

3.2.4 HOSPITAL

Dentro del hospital se realizan tanto tratamientos de sostén como cirugías en un quirófano equipado apropiadamente.

En los casos que no requieren hospitalización, los tratamientos se realizan en los alojamientos de los animales llevando todo el material necesario. Para disminuir el

estrés del animal se requiere la ayuda de su guarda animal para darle más seguridad al paciente.

3.2.4.1 Terapéutica.

Durante el periodo de estancia, ingreso al hospital un Guajolote (*Meleagris gallipavo*) hembra, porque sus congéneres la golpearon dejándole un severo traumatismo cráneo-encefálico; presento heridas en la región temporal, no comía por si solo, por lo que diariamente era alimentado por medio de una sonda con un concentrado alto en proteína. Se le suministraban fármacos como antibióticos, desinflamatorios y analgésicos en caso de ser necesario, además de limpiezas de heridas dos veces al día.

3.2.4.2 Cirugías.

Las principales cirugías fueron: Búho de nieve (*Bubo scandiacus*), el cual no pertenecía al zoológico. Ingreso al hospital por medio de un rehabilitador que lo encontró en las orillas de la carretera cerca de un lago congelado, el animal no podía volar ya que su ala derecha se encontraba congelada. El rehabilitador le proporcionó los primeros cuidados y le coloco un catéter intraóseo antes de llevarlo al zoológico.

Al llegar al hospital se le realizó un examen físico y se descubrió una fractura expuesta de radio y ulna con necrosis de los huesos, músculo y piel; por lo que se decidió amputar el ala hasta la articulación humero-radioulnar (Figura 1.8). El animal fue anestesiado con Isoflurano (Isoflurane® USP/250ml/Halocarbon) induciéndolo al 5% y manteniéndolo en 2.5%, se le suministraron líquidos (Lactato de Ringer/273mOsm/ml/Sanderson, 50mg/kg IO). Se retiró la mayor cantidad de plumas del área como fue posible, se limpió y desinfectó la zona, y se aisló el área para comenzar la cirugía. Se procedió a incidir en la articulación humero-radioulnar en un solo corte, después se tomó piel y se suturó un muñón en la articulación húmero-radio-ulnar con sutura no absorbible (nylon 3-0). (Figura 1.9)

Se colocó un vendaje de protección para mantenerlo aislado y limpio. Se le medicó con Clindamicina (Clindacure®/75mg/Intervet, 50mg/kg PO q 12 hrs.) por 10 días), Butorfanol (Torbugesic®/10mg/ml/Fort-dodge, 1mg/kg PO q 12 hrs. por 7 días), Metacam (Meloxicam®/1.5mg/ml/Pfizer, 0.1 mg/kg PO q 24 hrs. por 7 días), Isoxuprina (Vasodilan®/20mg/mead Jonson, 1mg/kg PO q 24 hrs. por 10 días), Itraconazol (Sporanox®/100mg/Janssen-ortho, 7 mg/kg PO q 24 hrs. por 14 días). Se le proporcionó alimentación forzada ya que los primeros 3 días no quería comer, se realizaron cambios de vendaje y limpiezas de la herida todos los días. A los 15 días el tejido cicatrizó y él comía por si solo por lo que se retiraron las suturas. Se le mantuvo en el hospital para su observación y realización de pruebas de cuarentena (examen físico, radiografías, muestras de sangre, y pruebas específicas como Aspergilosis, influenza aviar, Virus del oeste del Nilo) para después trasladarlo a un alojamiento dentro del zoológico.



Figura 1.8 Fractura expuesta de radio y ulna en un Búho de nieve (*Bubo scandiacus*)



Figura 1.9 Amputación del ala hasta la articulación humero-radial del Búho de nieve (*Bubo scandiacus*)

OSO PEREZOSO (*Melursus ursinus*). El ejemplar había presentado diarrea mucosa con hematoquezia y alimento no digerido por algunos meses, se le había tratado con Fenbendazol (Panacur® susp. 2.5%/Hoerou-vet, 50 mg/kg PO) e Ivermectina (Ivermax® pet /250mg/Pet guard, 0.2 mg/kg SC) en una sola dosis porque presento ascáridos. Después de 15 días volvió a presentar diarrea con hematoquezia y se le suministró Metronidazol (Metronid®/250mg/Halvet, 50 mg/kg PO SID por 5 días) y Meloxicam (Metacam®/1.5mg/ml/Boeringher ingelheim vetmedica, 0.2 mg/kg PO SID por 1 día). Se sospechaba de colitis ulcerativa, por lo tanto se decidió practicarle una colonoscopia bajo anestesia usando como protocolos medetomidina, Ketamina (Amtech®/100mg/ml/Phoenix scientific) y Midazolam (Versed®/2mg/ml/Roche). En el examen físico presentó a la palpación abdominal acumulación de gas en el tracto gastrointestinal. La colonoscopia reveló una mucosa medianamente congestionada y no uniforme, falta de rugosidad y una capa diftérica delgada, lo que dió como diagnóstico definitivo Colitis Ulcerativa. (Figura 1.10)

Por lo que se le suministró Metronidazol (Metronid®/250mg/Halvet, 50 mg/kg PO SID por un día rectalmente), y Sucralfato (Carafate®/1g/Aventis, 30 mg/kg SID por un día rectalmente) para tratar la colitis. Tilosina (Tylan® 200/200mg/Virbac, 30 mg/kg PO q 12 hrs. por 10 días) por que en los resultados de laboratorio se encontraron *Clostridios sp.* y *Lactobacillus sp.* para ayudar a repoblar la flora intestinal.

Se le suministró Moxidectina (Cydectin®/5mg/ml/Fort-dodge, desparasitante de la familia de las ivermectinas 0.4 mg/kg SC SID por un día) como parte de su desparasitacion semestral externa. Aprovechando el manejo se le aplicó la inmunización de la rabia (RM Imrab 3/Merial/2 ml SC SID única dosis) realizada cada año. Se indicaron cambios en la dieta con aumento de fibra principalmente insectos porque la fibra que ellos consumen proveniente de los insectos (quitina) no es la misma consumida en vegetales (celulosa), por lo tanto la celulosa es menos digestible comparada con la quitina en animales insectívoros.²⁵ Al animal se le implementó un cambio de dieta y continuó en tratamiento.



Figura 1.10 Oso perezoso (*Melursus ursinus*) en recumbencia lateral. Colonoscopia de un oso perezoso

3.2.5 NECROPSIAS

La necropsia constituye un arma para llegar al diagnóstico de una enfermedad y se define como la disección anatómica y sistemática de los animales, durante la cual se observa detalladamente cada órgano y tejido.²⁶

Se practicaron 3 necropsias en un mes, en la cuales se realizaba primero una inspección física en busca de heridas o parásitos externos, después se procedía a abrir el cuerpo revisando cada aparato a detalle y se tomaban muestras de todos los órganos para mandarlos al laboratorio de patología.

Las necropsias realizadas fueron:

1. Halcón peregrino (*Falco peregrinus*) hembra, la cual fue atacada por otros ejemplares, presentaba múltiples heridas profundas en la cabeza y cuerpo, fractura de cráneo, condición corporal adecuada; el diagnóstico fue traumatismo craneoencefálico.
2. Tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*), la cual se alojaba en el estanque de los hipopótamos (*Hippopotamus amphibius*) y se encontró flotando; el ejemplar presentaba un estado avanzado de descomposición por lo que no se pudo llegar a un diagnóstico, sin embargo, se procedió a realizar la necropsia para observar si presentaba granulomas en los tejidos internos y descartar la Micobacteriosis.
3. Alce (*Alces alces*) que provenía de vida silvestre de la Reserva ecológica de Banff, ubicada a 40 minutos del zoológico, en el cual la principal preocupación fue descartar la presencia de granulomas en los tejidos internos, obteniendo así un

diagnostico negativo para *Mycobacterium sp.* en el ejemplar y descartando brotes en los animales silvestres.

Contenido 2

FRACTURA DE FÉMUR EN UN OSO NEGRO (*Ursus americanus*) EN EL CENTRO DE VIDA SILVESTRE DE VIRGINIA, E.U. (WILDLIFE CENTER OF VIRGINIA)

1. INTRODUCCIÓN

1.1 BIOLOGÍA DEL OSO NEGRO (*Ursus americanus*)

1.2 TAXONOMÍA.

CLASE: Mammalia

ORDEN: Carnívora

FAMILIA: Ursidae

GENERO: *Ursus*

ESPECIE: *americanus*¹

1.3 DISTRIBUCIÓN

Los osos negros (*Ursus americanus*) viven en Alaska, Canadá, EUA, y en las Sierra Madre Oriental y Sierra Madre Occidental de México.² Viven en lugares montañosos con abundante vegetación.^{2, 3, 4}

1.4 CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS

Son generalmente de hábitos crepusculares, normalmente solitarios y poseen un alto grado de curiosidad y comportamiento exploratorio.²

Tienen un ciclo reproductivo estacional, con ovulación inducida e implantación retardada (Noviembre-Diciembre).² Su celo se presenta en los meses de Junio-Septiembre; aunque la mayoría de los apareamientos ocurren entre Junio-Julio, su periodo de gestación dura entre 60-70 días por lo que sus crías nacen entre Enero-Febrero.²

Las crías se mantienen junto a su madre hasta los 16 meses de edad, y las hembras alcanzan su madurez sexual a los 2 años de edad.^{2,4}

1.5 ALIMENTACIÓN.

El oso negro (*Ursus americanus*) tiene hábitos alimenticios omnívoros, tomando ventaja de cualquier alimento disponible dependiendo de la época del año.^{1,4}

Consumen hojas principalmente en primavera, frutas en verano, y una mezcla de ambas en otoño.² El verano es en general un periodo de abundante y diversa comida para los osos, con lo que pueden recuperarse del déficit de energía de la primavera y el invierno.²

Consumen también reptiles, aves, insectos y algunos mamíferos como: alces, vacas, cabras y venados.²

1.6 CARACTERÍSTICAS ANATÓMICAS

- Es el oso más pequeño de Norteamérica.²
- Un adulto pesa de 80-279Kg los machos, y de 50-150Kg las hembras.^{2,3}
- Su pelaje es de color café usualmente más oscuro que el del oso pardo (*U.arctos.*)^{2,4}
- Su cráneo es alargado.²
- Su cavidad nasal es desarrollada.^{1,2}
- Tiene patas cortas, pero gruesas y fuertes.^{1,3}
- Los osos son animales cuadrúpedos, plantígrados capaces de sostenerse y caminar en sus miembros pélvicos.^{1, 2} Son muy fuertes, tienen garras no retractiles que usan para poder trepar a los árboles.^{1,2}

1.7 IMPORTANCIA DEL OSO NEGRO (*Ursus americanus*) PARA EL ECOSISTEMA.

Debido a sus hábitos alimenticios, los osos negros (*Ursus americanus*) son de gran importancia para el ecosistema ya que ayudan a dispersar las semillas de las plantas que consumen, y se alimentan de un gran número de insectos.²

1.8 SITUACIÓN LEGAL Y AMENAZAS A LA ESPECIE

El oso negro se encuentra incluido en el Apéndice II de la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies de Flora y Fauna Silvestres (CITES) como especie en riesgo, ya que no se encuentra en peligro de extinción pero puede llegar a estarlo si no se le protege adecuadamente porque es una importante pieza de caza mayor.⁵ De igual manera, es una especie cuya conservación es prioritaria para Canadá, Estados Unidos y México (CCA, 2000).⁵

Dentro de la clasificación de la Unión mundial para la naturaleza (UICN), se encuentra como una especie de bajo riesgo y de última preocupación sin calificar para un programa de conservación (LR/lc) con una población estable dentro de México, Canadá y EU; aunque en este último la población está disminuyendo.⁶

La norma oficial mexicana de protección de especies nativas (NOM-059-ECOL-2001, SEMARNAT, 2001) considera solamente a la subespecie *Ursus americanus eremicus* en peligro de extinción en México.⁵

Los osos tienen pocos predadores naturales cuando son adultos; sin embargo los jóvenes pueden ser depredados por coyotes, lobos, lince, u otros osos. Aunque su principal predador es el hombre.²

La gente los ha cazado intensamente, para trofeos y otro tipo de productos; incluyendo ropa, carne, y grasa.² En la mayoría de los estados de EUA, pueden ser cazados por medio de permisos.² Se estima que 30,000 osos son cazados anualmente en dicho país.² La fuerte persecución de que es objeto para la caza, así como la fragmentación de su hábitat por incendios forestales y deforestación, los mantienen en riesgo.⁵

1.9 CENTRO DE VIDA SILVESTRE DE VIRGINIA (WILDLIFE CENTER OF VIRGINIA – WCV)

El centro de vida silvestre de Virginia, tiene entre sus objetivos atender animales que ingresan al centro politraumatizados, y rehabilitarlos para que regresen a su medio ambiente natural. Tal es el caso de los osos negros *Ursus americanus*.

Los osos ingresan al WCV por tres causas principales:

1. Impacto por auto.
2. Orfandad.
3. Impacto de bala.

La gran mayoría de los impactos por auto y los disparos causan que los animales presenten fracturas, entre otras lesiones.

Este último punto se debe principalmente a que la urbanización ha invadido sus territorios y se meten en los basureros de zonas urbanas, seguido de la cacería.²

1.10 ANATOMÍA MUSCULOESQUELÉTICA DEL FÉMUR

El fémur es un hueso largo, presenta cabeza, cuello, uniones a la diáfisis, metáfisis, cóndilos, tróclea.⁷

La diáfisis del fémur tiene uniones musculares sobre sus aspectos caudal y medial, proximal y lateralmente.⁷ Los músculos aductores están fijados a la mayor parte de la longitud del fémur.⁷ El origen del músculo vasto mediano es proximal y medial, en tanto que la inserción del músculo semimembranoso es distal y medial.⁷

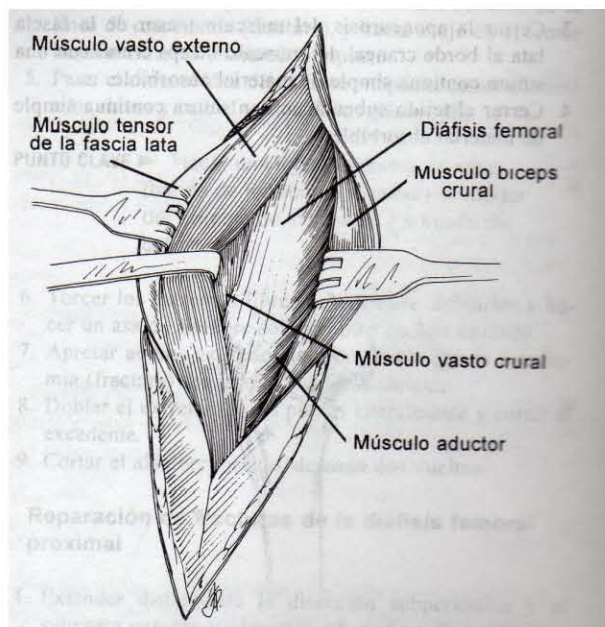
La diáfisis femoral está encerrada en la envoltura de los músculos, incluyendo vasto mediano, el externo y el intermedio; recto anterior del muslo; semimembranoso; semitendinoso, y pectíneos.⁷

Sobre el aspecto lateral, esta masa muscular está rodeada por un compartimiento aponeurótico formado por la vaina del tensor de la fascia lata y el bíceps crural.⁷

Medialmente, el músculo sartorio continúa esta vaina aponeurótica.⁷ La arteria femoral y el nervio pasan medialmente a lo largo del cuerpo dentro de este compartimiento.⁷

El nervio ciático se ubica lateral al músculo semimembranoso y caudal al músculo vasto externo.⁷ (Ver imagen 1).

IMAGEN 1. Anatomía muscular del fémur.



Tomado de Birchard/ Sherding. Músculos del fémur.

1.11 REPARACIÓN ÓSEA

Los huesos reparan por unión primaria (remodelación de Havers) o secundaria (callo perióstico).⁷

La reparación primaria del hueso ocurre sin la formación de tejido conectivo; los depósitos óseos ocurren directamente (espacios de fractura <0.8mm) sin callo visible.⁷ Este tipo de reparación se presenta cuando el movimiento interfragmentario es bajo, usualmente esto sucede cuando la fractura fue reducida anatómicamente y los fragmentos puestos bajo compresión interfragmentaria.⁷

La reparación secundaria con formación de callo perióstico visible empieza con la formación de tejido conectivo que progresa para formar fibrocartilago y finalmente hueso.⁸

La reparación de los huesos de los mamíferos esta basada en la circulación sanguínea extraósea y en la formación de callo óseo; después de la fractura, el tejido fibroso empieza a estabilizar la fractura rápidamente.⁸ Un poco después el

hueso se forma de tejido esponjoso y reposa en el callo óseo, después de varias semanas, la unión del hueso se encuentra en el lugar adecuado.⁸

La reparación secundaria ocurre cuando existe una falta de compresión y rigidez en la fijación interna, y cuando las fracturas conminutas en el hueso de la columna no pueden ser reconstruidas.⁸

En el mayor de los casos las fracturas reparan por segunda intención, porque es muy difícil erradicar el movimiento completamente incluso con placas de fijación interna.⁹ La reparación secundaria se divide en tres fases:

1. Fase inflamatoria. La cual empieza inmediatamente después de la fractura, las células inflamatorias llegan al hueso y empieza el proceso de fagocitosis.⁹ Los neutrófilos son los primeros en llegar, seguidos por macrófagos en 3 a 5 días si la infección no esta presente.⁹

El nuevo aporte sanguíneo de las células osteoprogenitoras (osteoblastos), ayuda a la construcción del callo óseo.⁹ La habilidad del aporte sanguíneo para revascularizar completamente la fractura esta relacionado directamente con el movimiento controlado en el sitio de la fractura.⁹

2. Fase de reparación. En esta fase se lleva a acabo la organización del hematoma y la formación de tejido de granulación.⁹ El medio ambiente de la fractura cambia en el pH a un rango neutral o alcalino, las células mesenquimales invaden el periosteo, y el endosteo, comenzando a formar el callo óseo.⁹

3. Fase de remodelación. Esta caracterizada por una conversión lenta del callo óseo, el cual esta hecho de hueso trabecular a hueso compacto.⁹ Los osteoclastos reabsorben el hueso trabecular y deposita hueso laminar.⁹ Durante esta etapa se lleva a cabo el proceso de eliminación del exceso de callo óseo.⁹

2. TIPOS DE FRACTURAS DEL FÉMUR.

El fémur puede sufrir fracturas a diferente a nivel (Metáfisis proximal, diáfisis y metáfisis distal); y dependiendo de la región, se presentará el tipo de fractura.¹⁰
(Cuadro 1)

Cuadro 1. Sitios y tipo de fractura de fémur.¹⁰

Localización anatómica	Sitio del fémur	Tipo de fractura.
Parte proximal del fémur (epífisis y metáfisis)	A. cabeza B. epífisis proximal C. cuello femoral D. trocánter mayor	Avulsión (una pequeña porción de la cabeza femoral queda adherida al ligamento), fractura-separación, conminuta.
Diáfisis del fémur		Transversa, oblicua, espiral, múltiple, conminuta.
Parte distal del fémur (epífisis y metáfisis)	A. supracondilar B. epífisis distal C. bicondilar D. unicondilar	Fractura-separación.

Las fracturas de la diáfisis femoral son usualmente el resultado de un trauma directo.^{11, 12} La estabilización de las fracturas transversas u oblicuas cortas requieren sostén rotacional y de flexión.¹²

3. EXAMEN ORTOPÉDICO.

Un examen ortopédico detallado forma parte de los parámetros para la evaluación del paciente y su tratamiento.¹³

Examen ortopédico en estática. El animal debe ser observado en pie para verificar condiciones como debilidad, asimetría de algún miembro, atrofia muscular, y desbalance.¹³

Examen ortopédico en dinámica. En esta etapa, se observa al paciente caminar y trotar en caso de que sea posible para identificar alguna claudicación, en qué miembro y en qué grado.¹³

Examen Ortopédico a la manipulación: Antes de que el miembro que presenta claudicación sea examinado, se debe realizar una palpación simultánea sobre cada lado del animal (miembros torácicos, columna, y miembros pélvicos) para detectar cualquier asimetría en tamaño, forma, calor y sensibilidad.¹³ Se palpa

cada hueso largo y articulación para examinar el rango de movimiento normal, y el tejido blando.⁸

La palpación de los miembros como prueba diagnóstica, se comienza desde la parte distal (falanges) hacia la parte proximal del miembro (articulación escápulo-humeral, articulación coxo-femoral).¹³ La palpación de los huesos largos debe practicarse ejerciendo presión gentil directamente sobre la parte distal, media y proximal.¹³

Las falanges y la articulación metacarpo-falángica o metatarso-falángica deben ser palpadas para verificar su estabilidad.¹³ Todos los huesos largos deben ser palpados y evaluados en flexión, extensión, y rotación seguida de hiperextensión e hiperflexión.¹³

Es importante realizar un examen neurológico para verificar el estado del paciente y la función del miembro afectado.¹³

4. SIGNOS CLÍNICOS.

Los signos clínicos que se presentan al ocurrir una fractura son los que a continuación se mencionan, sin embargo, no todos son visiblemente detectables.¹¹

1. Dolor localizado.¹¹
2. Cambio en la angulación.¹¹
3. Desplazamiento anormal.¹¹
4. Edema local.¹¹
5. Pérdida de la función.¹¹
6. Crepitación.¹¹

5. PRUEBAS DIAGNÓSTICAS.

La historia clínica y los signos clínicos, usualmente indican la presencia de una fractura; sin embargo, un estudio radiográfico es esencial para un diagnóstico preciso.¹¹ El estudio radiográfico debe constar de dos proyecciones (Mediolateral

y craneocaudal) para asegurar un diagnóstico y elegir el mejor tratamiento para la reducción e inmovilización de la fractura.¹¹

En animales jóvenes, la interpretación de la radiografía es de vital importancia por la presencia de los núcleos de crecimiento óseo, lo cual puede representar problemas si se desconocen; las radiografías del miembro opuesto pueden ser de gran ayuda en estos casos.¹¹

6. CONTENCIÓN

Todos los animales silvestres que se encuentran dentro de alguna institución (centro de rehabilitación, zoológico) deben ser manejados con contención, ya sea física o química.¹⁴ La contención juega un papel muy importante en los animales silvestres porque representa un riesgo tanto para el animal como para el personal que realiza el procedimiento.¹⁵

6.1 CONTENCION FÍSICA.

Los osos, tiene un cuerpo compacto y muy fuerte por lo que solo los osos inmaduros (menores a 5 Kg. de peso) pueden ser manejados con contención física en redes.¹ Los carnívoros mayores a 5kg de peso son considerados peligrosos para ser manejados sin anestesia, su contención física se recomienda en jaulas de compresión.¹⁴

La contención física, se usa principalmente para procedimientos muy cortos como inyecciones o colección de muestras de sangre.¹⁴

6.2 CONTENCION QUÍMICA.

Todos los osos, por su naturaleza requieren inmovilización química para una examinación segura.^{1, 14} La mayoría de las inmovilizaciones consisten en la combinación de un agente disociativo (Ketamina) y un agonista α -2-adrenérgico (Xilacina) o benzodiazepinas (Diazepam), esta combinación ha sido utilizada exitosamente en osos.^{1, 14}

Para procedimientos largos como las cirugías, los agentes inhalados (halotano e isofluorano) son recomendados seguidos a la anestesia inyectable.^{1, 14} A los animales jóvenes se les puede inducir la anestesia inhalada con una máscara y mantenerla por medio de un tubo endotraqueal.¹

7. TRATAMIENTO DE FRACTURAS DE FÉMUR

Existen diferentes métodos para reparar fracturas del fémur; para realizar la decisión apropiada se deben tomar en cuenta factores como la especie, el peso, el estado de salud general, la edad, si existen otras lesiones, el hueso involucrado, la localización y el tipo de fractura.^{16, 17} La meta inmediata de la reparación de fracturas es mantener la reducción anatómica hasta que exista una fijación por medio de los mecanismos de reparación del organismo para restaurar la continuidad del hueso.^{18, 19}

Los métodos de fijación interna pueden ser:

- Clavo intramedular.
- Clavo intramedular con fijación auxiliar.
- Placa ósea.
- Fijación externa unilateral.^{11, 20}

Se debe seleccionar un método que resista las fuerzas rotacionales y de doblamiento, tomando en cuenta la localización y función del hueso fracturado.²⁰

Las fracturas transversas u oblicuas cortas son tratadas con:

- Clavos intramedulares.
- Placas óseas.
- Fijación externa unilateral.¹⁷

7.1 FIJACION INTERNA: ENCLAVADO INTRAMEDULAR.

Las indicaciones generales comprenden a las fracturas transversales y oblicuas de los huesos largos; el 85% de los casos tratados por medio de reducción abierta es colocando clavos intramedulares.²²

Dentro de lo posible, debe evitarse la perforación de articulaciones.²¹ El enclavado intramedular, tiene su mejor aplicación en el tratamiento de las fracturas femorales.²²

Las fracturas de la diáfisis en animales jóvenes pueden ser tratadas con fijación con clavo intramedular, para una rápida reparación y que las deformidades axiales se corrijan solas por la actividad remodeladora presente durante el crecimiento óseo.¹⁷ El uso de los clavos intramedulares en cachorros, debe realizarse con el mínimo de trauma en tejidos blandos para evitar complicaciones de adhesión entre los músculos, o una resultante contractura del cuádriceps.²³

Cuando se usa como único método de fijación, debe ser el tratamiento de una fractura estable.¹¹

Los clavos usados deben ocupar el 70-80% del canal intramedular.^{10, 24}

Los clavos estabilizan la fractura eliminando las fuerzas de flexión y en ocasiones las rotacionales dependiendo del tamaño del clavo en relación a la cavidad medular.^{24, 18, 25}, y en combinación con el peso y el empuje de los músculos los segmentos de la fractura son comprimidos.¹⁰ Los clavos intramedulares tienen la ventaja biomecánica de resistir las fuerzas de doblamiento aplicadas desde cualquier dirección debido a su redondez.²⁶ La única resistencia contra las cargas rotacionales suministrada por un clavo es la fricción generada entre el mismo y el hueso.²⁶

Se debe recordar que el uso de los clavos en un animal en crecimiento, suele resultar en un rápido crecimiento de hueso longitudinal y una gran formación de callo óseo, lo cual compensará considerablemente la estabilidad rotacional, por lo que se deben tomar radiografías para verificar la posición del clavo y si la fractura se encuentra reparando.^{23,16}

Como el clavo entra en el segmento distal, esto permite una inserción mas profunda en la metáfisis distal del hueso y con ello una fijación más rígida.¹¹

En la técnica del clavo intramedular, los clavos y el instrumental son de fácil adquisición tanto por el precio así como por su distribución.²¹

El clavo o clavos pueden ser introducidos de manera retrograda a través de un abordaje lateral del fémur, insertándolo en la línea de fractura desde proximal para salir en la fosa trocantérica,^{10,23,24,27} y luego a través de la fractura y dentro del fragmento distal o de forma normógrada directamente medial al trocánter distal y dirigiéndolo distalmente.^{10, 23, 27}

La inserción normógrada del clavo se prefiere porque tiene la ventaja de deslizarse cerca de la superficie medial del trocánter mayor, causando menor daño en los tejidos blandos.¹¹ Esta técnica, también facilita el corte del clavo a una distancia más corta, lo cual minimiza la formación de seroma y disminuye la incomodidad del paciente.¹¹

Si se va a utilizar la técnica retrograda, se debe tener cuidado en aducir el fragmento proximal de la fractura en la angulación y rotación, además de la posición normal del miembro, y de mantener el clavo alejado de la cabeza femoral y el nervio ciático.¹¹ Al reducir la fractura, el miembro pélvico debe estirarse para estabilizar el segmento distal y comprimir el sitio de la fractura.¹⁰

Después de la cirugía, se recomienda que el animal tenga una actividad restringida, con ejercicios de flexión y extensión para proveer movimiento en la articulación.¹⁰

Los clavos intramedulares deben ser extraídos cuando exista una unión clínica (3-5 semanas).¹⁰

La fijación adicional se recomienda dependiendo del tipo de fractura y de las fuerzas que interactúan en ella.¹⁰

7.2 CLAVO INTRAMEDULAR MULTIPLE.

Esta técnica es muy funcional especialmente en fracturas oblicuas de razas grandes de perros.²⁸ Cuando un clavo se inserta en el canal medular, entre mejor sea su llenado, mejor será la reducción y el alineamiento de la fractura; sin embargo, los clavos gruesos no son flexibles y no toman la forma del canal medular por lo tanto, no proporcionan una estabilidad rotacional.¹⁹ El uso de

clavos múltiples de menor diámetro los hace más flexibles a la curvatura medular, además de incrementar la estabilidad por tener mayor superficie de contacto con el hueso.¹⁹ (Figura 1.1) En esta técnica, los clavos son insertados de manera retrograda para mantener su relación paralela sin interferir con la cirugía.^{19, 28} Después de la cirugía, el paciente debe tener una actividad restringida por 5-10 días.²⁸ El uso de los clavos múltiples requiere un equipo de ortopedia básico el cual representa un menor costo en la cirugía.²⁸ (Figura 1.2)

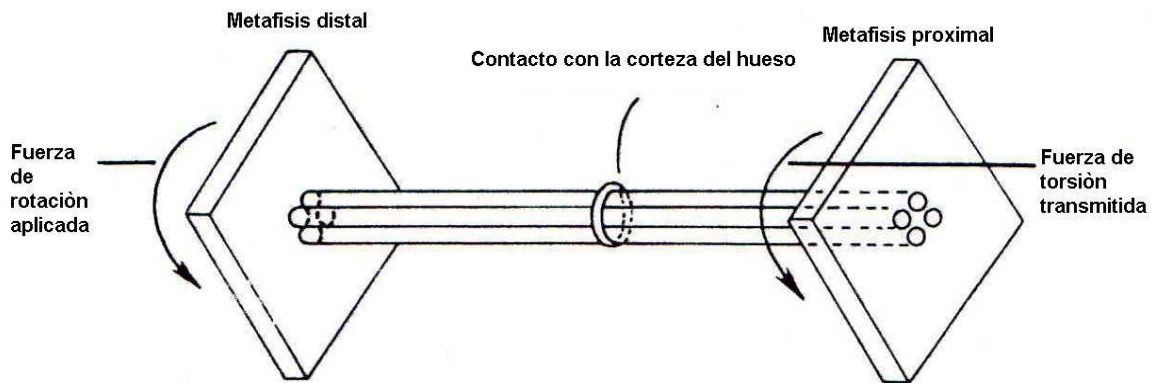


Figura 1.1 Modificada de Kagan, 1983, Fuerza de rotación aplicada a la metáfisis distal de un hueso largo, transmitida por clavos múltiples a la metáfisis proximal.¹⁹

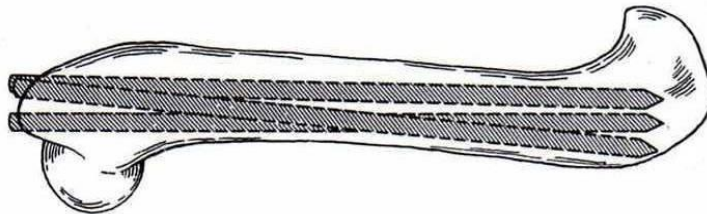


Figura 1.2 Modificado de Vasseur, Paul, Crumley, 1983. Clavo intramedular múltiple.²⁹

7.3 CLAVO INTRAMEDULAR CON FIJACION EXTERNA

La fijación externa unilateral se usa para las fracturas transversas u oblicuas cortas.¹¹

Se combina con clavo intramedular para incrementar la estabilidad por medio de la reducción del movimiento y de la rotación del sitio de la fractura, ayudando a mantenerla alineada particularmente en animales medianos y grandes.¹¹

En general, es recomendable utilizar mínimo cuatro clavos conectores cuando el animal pesa más de 6.8 Kg.¹⁶

7.4 FIJACIÓN ESQUELÉTICA EXTERNA.

Esta técnica usada en animales jóvenes y/o de talla pequeña; se encuentra restringida a el uso en la cara lateral del fémur, insertándose en los músculos.^{11, 23}

En general es tolerada por los pacientes, sin embargo, son muy vulnerables a traumatismos y pérdida prematura del aparato, lo cual ocurre en el 50% de los casos.^{11, 23} Este método limita temporalmente el rango de movimiento de la articulación, con riesgo de llegar a ser una condición permanente.¹¹

Este tipo de fijación se usa regularmente en combinación con otro, sin embargo, si se utiliza como único método de fijación en fracturas de diáfisis del fémur se debe reservar solo para uso de animales de talla pequeña.²³

7.5 FIJACIÓN CON PLACA ÓSEA.

Su principal objetivo es el rápido retorno del miembro a su total funcionamiento.

Tiene el potencial de proveer estabilidad; se adapta a:

- La mayoría de los huesos largos.
- Fracturas múltiples.
- Fracturas en perros grandes y animales silvestres (especialmente en el fémur) porque las complicaciones posquirúrgicas son menos frecuentes y el cuidado posquirúrgico es reducido cuando la placa se cubre de tejido blando.^{17, 26}

La placa ósea como tratamiento, se utiliza para fracturas conminutas y oblicuas especialmente en animales de talla mediana a grande.²³ Las fracturas múltiples e inestables, en general responden mejor a este método de fijación.¹¹ Aunque se adapta prácticamente a cualquier tipo de fractura de la diáfisis del fémur y tiene ventaja al proveer fijación interna rígida.^{11, 27,29} Puede actuar con fines de

compresión, neutralización o refuerzo.^{11, 27} Tienen la capacidad de prevenir las fuerzas de compresión, doblamiento y rotacionales para evitar el colapso de la fractura.^{17, 24}

Al menos dos tornillos deben usarse en cada fragmento de hueso con la placa ósea en animales pequeños, sin embargo, un mínimo de 6 a 8 tornillos es lo ideal para la fijación en animales grandes.¹⁷

7.5.1 INDICACIONES PARA RETIRAR LA PLACA ÓSEA.

1. La placa se encuentra actuando como un conductor térmico.¹⁷
2. La placa ósea puede causar osteoporosis por interferencia vascular,¹⁷ Estos cambios son el resultado de un problema circulatorio periostico por el contacto de la placa ósea.¹⁷
3. La placa ósea puede causar granulomas en tejidos blandos como resultado de una irritación.¹⁷
4. Pueden ocurrir infecciones. Si esta estuviera presente, es difícil limpiar el área totalmente hasta que la placa ósea sea retirada.¹⁷

7.5.2 TIEMPO EN QUE SE RETIRA UNA PLACA ÓSEA.

El tiempo de retiro en una placa ósea depende de la edad del animal. (Cuadro 2)¹⁷

Cuadro 2. Tiempo de retiro en una placa ósea.¹⁷

EDAD	TIEMPO DE RETIRO
Menor a 3 meses	4 semanas
De 3-6 meses	2-3 meses
De 6 meses a 1 año	3-5 meses
Mayor a 1 año	De 5 - 14 meses

Cuadro 2. Tomado de Brinker, Handbook of small animal orthopedics and fracture treatment, 2nd edition.¹⁰

7.6 CERCLAJES

Es usado principalmente en fracturas oblicuas largas, en espiral y en algunas múltiples o conminutas.^{17, 26} Pueden usarse como fijación auxiliar con clavos intramedulares, fijación esquelética externa y placas óseas.^{17, 26}

Es un método utilizado siempre como fijación suplementaria, y nunca como método de estabilización primaria en fracturas de diáfisis.¹⁶

8. IMPRONTA.

Es un fenómeno de aprendizaje tanto en aves, como en mamíferos,⁴ Es una formación de lazo filial que ocurre en los animales hacia otros animales, ambiente, alimentos, y algunas veces a la respuesta de un objeto durante el periodo de sensibilidad.^{4, 30}

En el caso de los mamíferos los períodos sensibles son más largos.³¹

La Socialización es un elemento fundamental para que puedan tener el desarrollo del comportamiento de la especie y que a través de la sensibilidad se captan las señales emitidas por otros miembros del grupo. Es primordial, al igual que el juego y el vínculo materno filial.³¹

Por último, el vínculo materno filial retoma la impronta o algún mecanismo similar, jugando un papel importante en la conducta maternal de algunos mamíferos.³¹

La impronta puede llegar a afectar de manera social y sexual causando problemas de manejo si es que este lazo se realiza con los humanos.^{4, 30}

Se hace hincapié en condiciones de aislamiento, confinamiento y cachorros criados por madres artificiales, porque presentaran trastornos sociales al alcanzar la edad adulta.³¹

Por lo tanto es esencial proveer a los carnívoros jóvenes un ambiente enriquecido sin contacto con personas como sea posible; para que los animales puedan ser reintroducidos a su ambiente natural con los de su especie.¹

9. CASO CLÍNICO

9.1 Reseña

Oso negro (*Ursus americanus*) hembra, juvenil de 40kg de peso, de aproximadamente un año de edad.

10. HISTORIA CLÍNICA

Ingreso al centro de vida silvestre de Virginia, EUA. (WCV) el 3 de septiembre del 2006, por un impacto de auto.

11. EXAMEN FÍSICO

Para empezar el examen físico, lo primero que se realizó fue la observación del paciente al ingresar al WCV; evaluando su conducta, actitud, postura, ambulación y patrón respiratorio. Observando una conducta agresiva, actitud de estrés (caminaba en círculos, hiperreactividad, respiraciones rápidas), mala postura de los miembros pélvicos con apoyo únicamente en el miembro pélvico izquierdo, y dolor al apoyar el miembro pélvico derecho; presentó una ambulación anormal con claudicación en grado IV de dicho miembro y un patrón respiratorio agitado. Después se indujo a una contención química con un protocolo de anestesia de Ketamina (Amtech®/100mg/ml/Phoenix scientific, 5mg/Kg.) y Xilacina (Rompun® 2%/Bayer, 2mg/Kg) por vía intramuscular con un dardo con el sistema de inyección remota Telinject®. Se colocó una sonda endotraqueal usando un laringoscopio para después mantenerla bajo anestesia inhalada con Isoflurano (Isoflurane® USP/250ml/Halocarbon) al 5%, durante la realización del examen físico sistemático. Se canalizó y se suministró terapia de fluidos con lactato de Ringer® (273mOsm/ml/Sanderson, en una dosis de 60 ml/kg vía IV) y solución Hetastarch (Hespan® 0.9%/Braun en una dosis de 5 ml/kg vía IV). En el examen físico sistemático no se encontraron alteraciones.

12. EXAMEN ORTOPÉDICO

Se examinó el miembro pélvico derecho por medio de palpación en cada hueso encontrando aumento de volumen en región femoral y crepitación a la altura del tercio medio del fémur.

13. DIAGNÓSTICO PRESUNTIVO

Fractura en la diáfisis proximal del fémur derecho.

14. PRUEBAS DIAGNÓSTICAS.

Estudio radiográfico. Se realizó un estudio radiográfico del fémur derecho donde se observó en la proyección medio lateral una fractura transversa completa en la diáfisis proximal con desplazamiento del fragmento distal hacia caudal y proximal confirmando el diagnóstico presuntivo. (Figura 1.3)



Figura 1.3 Estudio radiográfico de miembro pélvico derecho de un oso negro (*Ursus americanus*). Proyección medio lateral donde se observa una fractura transversa completa en la diáfisis proximal del fémur, con desplazamiento del fragmento distal hacia caudal y proximal.

Muestras sanguíneas. Se le tomaron muestras de sangre para realizar hemograma y química sanguínea para determinar que el ejemplar fuera candidato a cirugía sin tener complicaciones; las muestras se mandaron a examinar a un

laboratorio externo. Los resultados se recibieron después de 5 días donde se reportó que el paciente presentaba neutrofilia por inflamación y daño tisular. Linfopenia, eosinopenia, monocitosis y neutrofilia asociado a estrés.

Coproparasitoscópico. Se tomaron muestras fecales de 3 días continuos, para determinar presencia de huevos o parásitos gastrointestinales mediante la técnica de flotación, estas muestras se analizaron en el laboratorio del WCV. Las cuales fueron negativas.

15. TRATAMIENTO

Se estabilizó la fractura por medio de una férula de Robert-Jones y se le administró antibiótico (Sulfas-trimetoprim* 24mg/Kg PO BID), como preventivo de una infección. Analgésico y desinflamatorio no esterooidal (Carprofeno* 2.5mg/Kg PO BID), y opioides (Tramadol* 1.25mg/Kg PO BID), para controlar el dolor.

A los 6 días, después de recibir los resultados de las muestras de sangre, se le realizó una cirugía ortopédica del fémur derecho para estabilizar la fractura por medio de la técnica de enclavado intramedular que consistió en la introducción de 3 clavos intramedulares en forma retrograda. Para la realización de la cirugía, se preparó el miembro con asepsia; se incidió la piel sobre el aspecto cráneo-lateral de la diáfisis femoral para exponer el músculo tensor de la fascia lata y poder incidir ambas capas de aponeurosis. Después se retrajo caudalmente el bíceps crural y cranealmente el vaso externo y el bíceps crural para exponer la diáfisis femoral; se elevó el músculo aductor

*Fármacos surtidos por principio activo, con miligramaje específico menor al comercial, especialmente para el WCV.

sobre el aspecto craneal del fémur para poder así, aislar los fragmentos óseos y reducir y alinear los fragmentos de la fractura con los clavos de manera retrógrada desde el sitio de la fractura al fémur proximal extendiendo y aduciendo la articulación de la cadera para evitar un traumatismo al nervio ciático. Se suturó la aponeurosis del tensor de la fascia lata al bíceps crural y el tejido subcutáneo con PDS del 0 (suturas simples continuas absorbibles), después se suturó la piel con

monocril del 1 (puntos simples subcuticulares continuos de sutura no absorbible). Inmediatamente después de la cirugía se le tomaron radiografías en una proyección medio-lateral determinando que la fractura se encontraba bien alineada y los clavos en posición correcta. (Figura 1.4)



Figura 1.4 Radiografía medio-lateral del MPD tomada inmediatamente después de la cirugía de enclavado intramedular.

16. SEGUIMIENTO

Se continuó con el antibiótico (Sulfas-trimetoprim* 24mg/Kg PO BID durante 10 días), analgésico y desinflamatorio no esterooidal (Carprofeno* 2.5mg/Kg PO BID durante 25 días), y opioide (Tramadol* 1.25mg/Kg PO BID durante 20 días). Se mantuvo en reposo en jaula y se le tomaron radiografías en dos proyecciones (medio-lateral y cráneo-caudal) a los 10 días de la cirugía, para verificar que la reparación ósea fuera correcta y que el implante se encontrara en su lugar, observándose tejido óseo de neoformación, indicativo de formación de callo óseo. (Figura 1.5 y 1.6). El estudio radiográfico se realizó bajo contención química con un protocolo de anestesia de Ketamina (Amtech®/100mg/ml/Phoenix scientific, 5mg/Kg.) y Xilacina (Rompun® 2%/Bayer, 2mg/Kg.) por vía intramuscular con un dardo, y mantenimiento con anestesia inhalada con isofluorano al 5%, previa colocación de sonda endotraqueal, se canalizó y se administró terapia de fluidos

con lactato de Ringer® (273mOsm/ml/Sanderson, en una dosis de 60 ml/kg vía IV) y solución Hetastarch (Hespan® 0.9%/Braun en una dosis de 5 ml/kg vía IV). Se realizó otro estudio radiográfico a los 22 días siguiendo el mismo protocolo anestésico, en las cuales se observó que el callo óseo se estaba formando de manera bilateral alrededor de la fractura.

En la proyección medio lateral se observa persistencia de la línea de fractura (Figuras 1.7 y 1.8) A la palpación no se percibió desplazamiento de los fragmentos ni crepitación ósea.

A los 36 días, se sometió a otra cirugía para retirar los clavos intramedulares; se tomaron placas radiográficas después del procedimiento donde se confirmó que la reparación era correcta y con una buena formación de callo óseo bilateral, y la línea de fractura persistente sin ninguna consecuencia en la reparación por la estabilidad que proporciona el callo. La palpación se describió sin desplazamiento de los fragmentos ni crepitación ósea considerándose unión clínica. (Figuras 1.9 y 1.10)

Se reanudó el tratamiento con el analgésico y desinflamatorio no esteroidal (Carprofeno* 2.5mg/Kg PO BID durante 15 días), y opioide (Tramadol* 1.25mg/Kg PO BID durante 10 días). Se mantuvo en relativo reposo en jaula, se tomaron muestras de sangre para hemograma y química sanguínea.

*Fármacos surtidos por principio activo, con miligramaje específico menor al comercial, especialmente para el WCV.

El oso no pudo ser liberado debido a que era época de caza en Virginia, EUA; además de ser época de hibernación para la especie, así que se mantuvo en el centro mientras llegaba la primavera y para poder ser liberado.



Figura 1.5 Radiografía tomada a los 10 días después de la cirugía. Proyección cráneo-caudal donde se observa tejido óseo de neoformación e implante en su lugar.

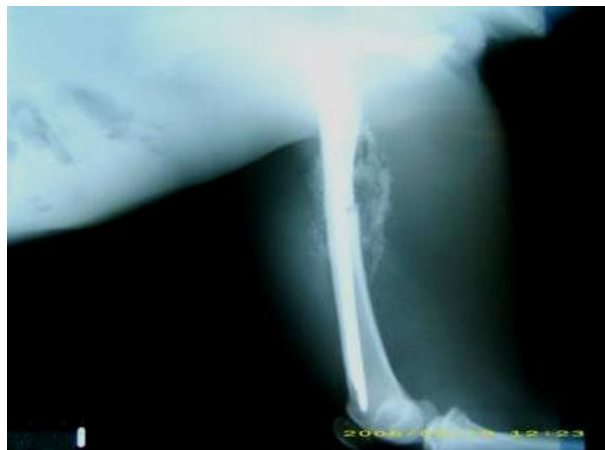


Figura 1. 6 Radiografía tomada a los 10 días después de la cirugía Proyección medio-lateral, donde se observa tejido óseo de neoformación e implante en su lugar.



Figura 1.7 Radiografía tomada a los 22 días después de la cirugía. Proyección cráneo-caudal, donde se observa formación de callo óseo bilateral a la fractura.



Figura 1.8 Radiografía tomada a los 22 días después de la cirugía. Proyección medio lateral, donde se observa formación de callo bilateral a la fractura ósea y persistencia de la línea de fractura.



Figura 1.9 Radiografía tomada a los 36 días después de la cirugía. Proyección cráneo-caudal, donde se observa una reparación ósea correcta con buena formación de callo óseo.



Figura 1.10 Radiografía tomada a los 36 días después de la cirugía. Proyección medio lateral, donde se observa una reparación ósea correcta con buena formación de callo óseo bilateral y la línea de fractura aún persiste.

17. DISCUSIÓN

En pequeñas especies la incidencia de fracturas del fémur es cerca del 20-25% en la práctica veterinaria. Las fracturas de fémur representan el 45% de las fracturas de los huesos largos; esta cifra es más alta que para cualquier otro hueso largo del cuerpo.^{11, 16}

En los animales de vida silvestre, las fracturas de los huesos largos también son muy comunes, un gran porcentaje de estas, son causadas por el hombre.^{11, 16} El aumento de población, y como consecuencia la invasión de su hábitat, los hace mucho más susceptibles a los accidentes. Al WCV ingresan animales de diferentes especies por muchas causas; pero las fracturas son una de las principales.^{11, 16}

Best, 2003 menciona que las fracturas de los huesos largos y de la pelvis son comunes en los mamíferos, especialmente por accidentes de autos.³² En el caso de los osos específicamente, en el WCV se presenta variabilidad en el hueso fracturado, pero en su mayoría son los huesos largos los afectados, secundario al impacto causado por un automóvil, lo que coincide con el autor.

17.1 PLANEACIÓN DEL TRATAMIENTO DE FRACTURAS

Para elegir el mejor tratamiento de una fractura, no solo se debe pensar en el tipo y localización de la fractura, también intervienen variables como: otras lesiones, el peso del animal, estado de salud general, edad, temperamento, medio ambiente, el tiempo en el que se espera recuperar la función del miembro, la función del animal.^{17,18} y la liberación del animal.³²

Al hablar de los animales silvestres, variables como el tamaño, el medio ambiente en que habitan, el temperamento y el 100% del retorno del miembro a su función, no son factores secundarios como en los animales domésticos; sino que son de los principales factores a considerar para determinar el método de fijación que se utilizará en cada caso. Ya que del éxito del tratamiento dependerá su supervivencia en la reintroducción a la vida silvestre.

Considerando que este paciente es un oso negro (*Ursus americanus*), juvenil, de vida libre; y el objetivo principal del centro de vida silvestre es la rehabilitación y liberación de la fauna silvestre, su tiempo de reparación debe ser corto para poder liberarlo en el

menor tiempo posible. Además si el animal se encuentra por mucho tiempo dentro del centro, se corre el riesgo de que pueda improntarse.

Se menciona que cuando existen otras lesiones en el sistema músculo-esquelético o daños en tejidos blandos, la fijación debe ser más rígida a favor de una ambulación más pronta.¹⁷ En el caso de la osa, esta no presentaba ninguna otra lesión, lo que facilitó la elección del tratamiento, la reparación de la fractura y su recuperación se llevó a cabo en un menor tiempo.

Comúnmente el tipo de hueso involucrado y la localización de la fractura determinan las fuerzas que actúan en ella (rotación, doblamiento y compresión) y con ello la estabilidad necesaria.^{17, 18} Si las fuerzas son neutralizadas, el tejido blando y la integridad vascular se mantendrán en su totalidad, las infecciones serán prevenidas y se darán las condiciones óptimas para la estabilización y reparación de la fractura.¹⁸ En el WCV se realizó el tratamiento de la fractura con la técnica de enclavado intramedular múltiple en dirección retrograda, porque se puede visualizar el sitio de la inserción del clavo en la fractura,¹⁷ le proporciona una fijación adicional en la formación del callo óseo y una mayor estabilidad a la fractura en las fuerzas de rotación y doblamiento, y permite una inserción más profunda del clavo ¹⁷ teniendo así una mejor reparación como se menciona en la literatura.^{24, 18} Si se utilizará un solo clavo intramedular la fuerza de rotación no tendría la estabilización deseada para una buena reparación.

Algunos cirujanos aconsejan el empleo de múltiples clavos para incrementar el soporte axial y rotacional.^{26,33} En un estudio realizado comparando el uso de clavos intramedulares simples y múltiples, se observó que cuando se usa un clavo intramedular simple como único método de fijación en las fracturas transversas de fémur, se obtiene una estabilidad mínima en la fuerza rotacional ^{23,23,34,29,19}; al utilizar clavos intramedulares múltiples (3 clavos) la efectividad en la estabilidad de la fuerza de rotación mejoró de 1.8 a 3 veces. ^{26, 34, 29,19}

Kagan 1983, menciona que el uso de un solo clavo de mayor diámetro no proporciona tanta estabilidad como el uso de clavos múltiples que representan mayor superficie de contacto con el hueso para las fuerzas de rotación.¹⁹

El equipo disponible, el nivel de experiencia del cirujano y la economía son factores que intervienen con el tipo de tratamiento y deben ser manejados cuidadosamente.¹⁷

En este caso en particular, se utilizó la técnica del clavo intramedular múltiple como ya se mencionó anteriormente, porque el WCV no contaba con un solo clavo de un diámetro que ocupará el 70-80% del canal intramedular como se menciona en la literatura.¹⁰ Se contaba con diferentes clavos del mismo diámetro, los cuales podían usarse en conjunto para llenar el porcentaje necesitado en el canal medular.

El uso del clavo intramedular múltiple como tratamiento no solo proporciona una buena estabilidad de la fractura y una rápida reparación; si no que también es el método mas económico.¹⁰ El uso del material disponible dentro del centro también significa un ahorro tanto en el clavo como en el instrumental.

Hablando de un centro de rehabilitación de vida silvestre que vive de las donaciones de la comunidad, es necesario tratar a los animales de la manera más efectiva y económica al mismo tiempo porque de esta manera, se pueden atender a muchos más animales no solo hablando de osos, sino también de muchas otras especies.

16.2 VENTAJAS DE LA FIJACIÓN INTRAMEDULAR SOBRE OTROS IMPLANTES.

Si la reducción será mantenida hasta que se presente la unión clínica, la fijación externa no es el tipo de fijación adecuada.¹¹ Tomando en cuenta que el paciente era un animal silvestre, el uso del clavo intramedular con fijación externa no parece una muy buena idea dada la naturaleza del paciente inquieta y agresiva, donde la fijación externa no duraría el tiempo necesario para la reparación; siendo que en animales domésticos el 50% de los casos donde se utiliza este tratamiento se llegan a caer,^{11,23} por lo que en un oso sería mucho mas probable que el éxito de este tipo de fijación fuera negativo. Además, los clavos de transfixión de un aparato de fijación externa

que atraviesan los músculos grandes del muslo, provocan incomodidad en el paciente.¹² Esto le provocaría al oso la necesidad de quitarse el aparato de manera más rápida.

Los clavos son un tipo de fijación mucha mas económica que las placas óseas tomando en cuenta el equipo necesario para la cirugía, y el costo del clavo.¹⁷

En el caso de un centro de rehabilitación el que un método sea efectivo y de bajo costo, presenta una gran ventaja sobre los otros porque eso permite usar esos fondos en otros tratamientos.

La mayoría de los clavos requieren menor exposición quirúrgica que las placas óseas, resultando en un menor traumatismo en los tejidos blandos y en daño vascular, por lo tanto, una mejor y más rápida reparación ósea.¹⁷ Cuando las placas óseas son colocadas en alguna interferencia con la vascularización, puede debilitar al hueso y provocar que la fractura tarde más en reparar.¹⁷

En el caso de la osa, el manejo quirúrgico no provocó mucho traumatismo en tejidos blandos, lo cual fue de mucha ayuda para su reparación y recuperación, que se presentó de manera muy rápida; además de disminuir las molestias posquirúrgicas.

Los clavos son colocados en un menor tiempo que las placas óseas; este ahorro de tiempo, ahorra también dinero y tiempo de anestesia para el paciente.^{17, 24, 25}

Este ahorro de tiempo es muy importante dentro de un centro de rehabilitación donde llegan cientos de casos al año que se deben tratar con poco personal y pocos fondos. El acortar el tiempo de anestesia es importante porque evita los riesgos inherentes al proceso anestésico.

Los clavos son más fáciles de extraer, en comparación con las placas óseas que conllevan a una segunda cirugía invasiva, trayendo consigo como resultado un mayor costo, además de no necesitar una atención posquirúrgica especial.^{17,26}

El tiempo de reparación es menor porque se disminuye la exposición ósea durante la cirugía.^{10, 24, 33}

Una segunda cirugía mayor en la osa, hubiera representado mayor tiempo de recuperación, manteniendo al animal en cautiverio no por la fractura sino para observar que no existieran complicaciones posquirúrgicas como una infección. En cambio, al extraer los clavos intramedulares en una cirugía corta, le proporciona al animal un tiempo de recuperación muy rápido, y si esta se hubiera realizado en la época del año adecuada, el animal hubiese sido liberado en un menor tiempo.

En promedio el lapso de una unión clínica en una fractura es más corto con clavos intramedulares que con una placa ósea como se mostrará en el siguiente cuadro.¹⁰ (Cuadro 3)

Cuadro 3. Tiempo de unión clínica de una fractura.¹⁰

EDAD DEL PACIENTE	CLAVO INTRAMEDULAR	PLACA OSEA.
Menor a 3 meses	2-4 semanas	4 semanas
De 3-6 meses	4-6 semanas	2-3 meses
De 6-12 meses	5-8 semanas	3-5 meses
Mayor a 1 año	7-12 semanas	5 meses- 1 año

Cuadro 3. Tomado de Brinker, Handbook of small animal orthopedics and fracture treatment, 2nd edition.¹⁰

Cuando se utilizan las placas óseas, deben ser extraídas en un corto lapso (aproximadamente de 3-5 semanas, dependiendo de la edad y las circunstancias).¹⁸ Además el tiempo de reparación de la fractura es mucho mayor, y se tienen que realizar dos cirugías mayores (inserción y retiro de la placa), teniendo con esto un mayor tiempo de recuperación y mayor daño en tejidos blandos. (Cuadro 3)

En la literatura se menciona que el uso de la placa ósea en animales jóvenes puede ocasionar problemas como la caída de los tornillos por la poca retención del hueso que no se encuentra totalmente mineralizado para poder dar el sostén suficiente a estos.¹⁷ Este motivo entre otros, condujo a la colocación de los clavos intramedulares en la osa.

La edad de la osa era aproximadamente de un año, un animal inmaduro para esta especie aunado a que aún se observaban los núcleos de crecimiento. Los huesos jóvenes son más resistentes y elásticos que los huesos más viejos; presentan una reparación rápida (2-4 semanas dependiendo de la edad), y la mayoría de los animales producen un abundante callo óseo compensando la estabilización.^{17, 35} La remodelación ósea es muy activa y se completa rápidamente.³⁵

En el caso de la osa, la reparación fue muy rápida. La formación del callo óseo se podía visualizar en las radiografías desde los 10 días después de la cirugía (Figuras 1.5, 1.6), lo cual estabilizó la fractura y provocó una excelente reparación.

Se observó una unión clínica a los 22 días (4-5 semanas) después de la cirugía, lo cual representa un tiempo de unión muy rápido y menor al esperado (Cuadro 3). Sin embargo, el tiempo de unión ha sido estudiado en animales domésticos y no en animales silvestres, por lo que probablemente el tiempo de unión en animales silvestres puede ser más corto por su naturaleza e instinto de supervivencia.

Brinker menciona que la unión clínica debe ser revisada radiográficamente antes de extraer el clavo.¹⁰ En el WCV se realizaron estudios radiográficos a los 10, 22 y 36 días después de la cirugía para verificar la unión clínica y poder realizar la extracción del clavo. (Figuras 1.5 a 1.10) Siempre se realizó el estudio con dos proyecciones (craneocaudal y laterolateral) para poder comparar los cambios que sufrió el hueso con las radiografías anteriores. La unión clínica fue vista a los 22 días después de la cirugía mediante la formación de un callo bilateral, aunque persistía la línea de fractura; sin embargo, la última radiografía fue tomada el mismo día de la cirugía pero

posterior a esta, y no antes de iniciar la cirugía como se recomienda para verificar que no existiera ningún cambio visible radiográficamente.¹¹

En el WCV la osa tenía una actividad restringida^{10,11} parcialmente en un encierro de 2m X 2m (Figura 1.11)



Figura 1.11 Encierro de la osa donde se mantenía en reposo parcial. El médico veterinario suministra atipamezol* en forma subcutánea para revertir el efecto de la anestesia.

*Fármacos surtidos por principio activo, con miligramaje específico menor al comercial, especialmente para el WCV

La impronta puede ser minimizada limitando el contacto de los animales silvestres con los humanos.²⁹ Dentro del WCV se evita que el animal pueda sufrir el proceso de la impronta por medio de aislamiento físico como se menciona en la literatura cubriendo sus encierros e impidiendo la visualización humano-animal, no hablar directa o indirectamente con los animales y evitando el manejo innecesario.⁸

El lugar donde se encuentran los osos, es un lugar alejado del paso continuo del personal del centro y donde no se escucha el ruido ni del centro de rehabilitación, ni de la carretera que se encuentra cerca del WCV y que además se encuentra cubierto con barreras físicas para que el animal no pueda ver a los cuidadores cuando se acercan para llevarle alimentación o realizar su revisión diaria. La alimentación se le ofrece por medio de una charola que se introduce en un orificio especial para evitar el contacto hombre-animal y se retira de la por el mismo orificio por donde se introduce. El acercamiento de las personas hacia el alojamiento de la osa, era solamente en caso necesario y con reglas especiales que no permitían a la gente hablar o realizar sonidos como la risa, cuando se encontraban cerca del edificio evitando con esto que el animal pudiera llegar a improntarse con la voz o los sonidos de la gente ya que una vez que se realiza la impronta en los animales, este proceso es irreversible.³⁶

Los animales que se encuentran en un tratamiento medio o largo, idealmente deben ser liberados durante los meses de verano, cuando los juveniles están naturalmente dispersos en la naturaleza; territorialmente hablando la actividad es menos intensa y la comida es muy abundante.³⁶ Esto le da al individuo una mejor oportunidad de sobrevivir y ganar condición física para el invierno o emigrar según sea la especie.³⁶ En el caso de la osa particularmente, su recuperación fue excelente, pero fue en el mes de noviembre temporada de hibernación para la especie, por lo que no era la mejor época para su liberación por falta de alimento. Por lo tanto tuvo que mantenerse en el centro hasta la época de primavera, proveyéndole una mejor oportunidad para sobrevivir.

18. CONCLUSIÓN.

El tratamiento utilizado en este caso de la fractura transversa en la diáfisis proximal del fémur de un oso negro (*Ursus americanus*) hembra, juvenil, fue la mejor elección.

Su recuperación se llevó en un tiempo muy corto, sin tener que realizar una segunda cirugía mayor para el retiro de los clavos, a un costo muy bajo porque se contaba con todo el material necesario para la cirugía. El miembro pélvico del paciente tuvo un retorno de su funcionalidad al 100%, lo cual es muy importante en esta especie porque son animales que trepan a los árboles usando principalmente la fuerza de sus miembros pélvicos.

No se observó ninguna complicación con el uso de este tratamiento influyendo en este ultimo punto que el animal se encontraba en buen estado de salud y que era un ejemplar juvenil lo que ayudo en su pronta recuperación.

ANEXO 1. Formato de recepción de animales del WCV.

Case # 06-1999

Wildlife Center of Virginia
Patient Admission Form

(Please Print)

Are you the: Rescuer Registered volunteer WCV transporter Animal Control
 Game commission SPCA Veterinarian Rehabilitator Other

Name: Dept. of Game + Fish - Brian Noyer

Address: 4010 West Broad St

City: Richmond State: VA Zip code: 23230

Phone Number: 804-367-9489 E-mail: Brian.Noyer@dgif.virginia.gov

History: Circumstances of rescue Hit by a car on Rt 29

Location of rescue: Rt 29 app 2 miles South of I-64

Date and Time Found: 9/3/06 - 5:00 PM City/County: Albemarle Co.

Care Given: _____

Would you like to make a tax-deductible contribution towards this animal's medical expenses? YES NO

Would you like to be added to our mailing list? YES NO

Would you like more information on volunteer transporting sick or injured animals for treatment? YES NO

Office Use Only:

CFR? YES NO

If YES: Date Called _____ Pick-up by _____ Will pick-up on _____

BIBLIOGRAFIA.1

1. Fowler ME. editor, Introduction and overview, Zoo and wild animal medicine, 2nd edition, Philadelphia, WB Saunders, 1986: 3-6.
2. Simpson GG. Roe A. y Lewontin RC, Quantitative Zoology, New York, Harcourt, Brace & Company, 1960: 440.
3. Soulé ME., Conservation Biology, The science of scarcity and diversity, Sunderland, Massachusetts, Sinauer Associates, 1986: 584.
4. Bonacic C. Opinión: medica veterinaria y conservación de vida silvestre. TECNO VET: Año 7 N°3, diciembre 2001.
5. TCA., Uso y conservación de la fauna silvestre en la Amazonia, En: Tratado de Cooperación Amazónica, Secretaria *Pro-Tempore*, Lima 1995, 35:1-216.
6. Trefethen JB., Wildlife management and conservation, En: Manejo de Fauna Silvestre Neotropical, Heath and Company, Boston, 1964: 120.
7. Kray RA., El papel de la veterinaria en los centros de rehabilitación, En: Kirk R.W., terapéutica veterinaria XI, Clínica de animales pequeños, Philadelphia, WB Saunders, 1994: 601-604.
8. Evans, AT., Introduction to wildlife rehabilitation, Natural wildlife rehabilitator association, USA, 1985: 85.
9. Aprile G., Okawa S, Rehabilitación en Fauna, En: Bertonatti, Manual sobre control de tráfico de vida silvestre, Bol. Tec. No.12, FVSA, Buenos aires, Arg., 1997: 27-28.
10. Aprile G, & Bertonatti C., Manual de rehabilitación de fauna, Bol. Tec. No. 31, FVSA, Buenos Aires, Arg., 1996: 6-10.
11. Van de Water, Raptor rehabilitation, Roskopf W., Woerpel R. editores, Diseases of case on aviary birds, USA, 1996: 1007- 1027.
12. Steiner A., Building a future for wildlife, The World zoo and aquarium conservartion strategy, 2005: 5.
13. The wildlife center of Virginia, Available from: <http://www.wildlifecenter.org/veterinary/treating.php>.

14. Becker KS., The veterinarian's role in the rehabilitation of wild birds in the United States. 22 Annual Conference and Expo; Proceedings of Association of Avian Veterinarians (AVV), Orlando, Florida, 2001: 229-231
15. Carpenter JW., Exotic Animal Formulary, 3th edition, Elsevier Saunders, 2005.
16. Plumb D., Veterinary Drug Handbook, Blackwell publishing, 5th edition, 2004.
17. Heidenreich M., Birds of prey medicine and management, Blackwell science, USA, 1995: 80-85.
18. Terry WC., Clinical pathology, En: Douglas R. Mader, Reptile Medicine and Surgery, St. Louis, Missouri, WB Saunders, 2006: 248-257.
19. Martin DH., Ringdahl C., Scherpelz J., Physycal therapy for specific injuries in raptors, En: Raptor Biomedicine, Patrick T Redig, John E. Cooper, J. David Remple, Brune Hunter editors, Minnesota, 1993: 207-210.
20. McKee, Eutanasia de animales silvestres, En: C. Drews, rescate de fauna en el trópico, Editorial Universidad Nacional de Heredia, Costa Rica, 2001: 435-450.
21. American Veterinary Medical Association, Report of the AVMA Panel on eutanasia, J. Am. Vet Med. Assoc., 1993, 202 (2): 229-249.
22. Calgary zoo, Discover life on earth Calgary zoo, Available from: <http://www.calgaryzoo.org/>
23. Fowler ME editor, Preventive Medicine, En: Fowler, Zoo and wild animal medicine, WB Saunders, 1986: 13-17.
24. Miller RE., Quarantine: Necessity for Zoo and Aquarium animals, En: Fowler, Zoo and wild animal medicine, 4a edicion. WB Saunders, 1999: 13-17.
25. Bagali HS., Naim A., Chauhan NP., Feeding ecology of sloth bears in a distributed area in central India, Ursus , 2004, 15(2): 212-217.
26. Technical manual for diagnosis of animal disease, Japan international Cooperation Agency, Japan, 1983.

BIBLIOGRAFIA 2

1. Fowler ME. Editor, Carnivores, Zoo and wild animal medicine, 2nd edition, Philadelphia, WB Saunders, 1986: 811-815.

2. Lariviere S. 2001. *Ursus americanus*. *Mammalian Species*, 647:1-11. En: <http://www.science.smith.edu/departments/Biology/VHAYSSSEN/msi/default.htm>
3. Ramsay CE., Ursidae and Hyaenidae, En: Fowler, Zoo and wild animal medicine, 5th edition, St. Louis Missouri, WB Saunders, 2003: 523-534.
4. Fowler ME. Editor, Behavior of captive animals, Zoo and wild animal medicine, 2nd edition, Philadelphia, WB Saunders, 1986: 20-31.
5. WWF México 2004, especies en riesgo, En: http://www.wwf.org.mx/wwfmex/esp_osonegro2.php
6. The IUCN Red list of threatened species 2007, En: <http://www.iucnredlist.org>
7. Shires P., Fracturas del fémur y la rotula, En: Manual clínico de pequeñas especies, Mc-Graw Hill interamericana, 1996: 1218-1226.
8. Myers D., Common procedures and concerns with wildlife, En: The veterinary clinics of north America, Exotic Animal practice, Common procedures; W.B. Saunders company, 2006, 9(2): 437-460.
9. López MA., Reparación, En: Trigo Tavera Francisco, Patología general veterinaria, 4ª edición, México, 2004: 239-241.
10. Brinker WO. editor, Fractures of femur and patella, En: Handbook of small animal orthopedics and fracture treatment, 2nd edition, WB Saunders, 1990: 3-10.
11. Brinker WO. editor, Fractures: Classification, Diagnosis and treatment, En: Handbook of small animal orthopedics and fracture treatment, 2nd edition, WB Saunders, 1990: 105-134.
12. Fossum TW. editor, Manejo de fracturas específicas, Cirugía en pequeños Animales, 2a edición, Inter-medica, Bueno Aires, Argentina, 2004: 1053-064.
13. Brinker WO. editor, Physical examination for lameness, En: Handbook of small animal orthopedics and fracture treatment, 2nd edition, WB Saunders, 1990: 267-277.
14. Bush M., Methods of capture, handling and anesthesia, En: wildmammals in captivity principles and techniques, Chicago, 1996: 25-40.
15. Fowler ME. Editor, Restraint, Zoo and wild animal medicine, 2nd edition, Philadelphia, WB Saunders, 1986: 38-50.

16. Brinker WO, Permattei DL., Flo GL., Fractures of the femur and patella, En: Handbook of small animal orthopedics and fracture repair, 3rd. edition, WB Saunders, 1983: 469-495.
17. Brinker WO, Permattei DL., Flo GL., Fractures classification, diagnosis and treatment, En: Handbook of small animal orthopedics and fracture repair, 3rd. edition, WB Saunders, 1983: 95-133.
18. DeYoung JD, Probst WC., Methods of internal fracture fixation, En: Slater, Textbook of small animal surgery, 2nd edition, Saunders, 1993:1610-1618.
19. Kagan KG., Multiple intramedullary pin fixation of the femur of dogs and cats, Journal of the veterinary medical association, 182(1), 1983:1251-1255.
20. Peirone B., Camuzzini D., Filippi D., Volazza A., Femoral and humeral fracture treatment with an intramedullary pin/ external fixator tie-in configuration in growing dogs and cats, Vet comp Orthop Traumatol, 15(2), 2002: 85-91.
21. Tellez RE., Reducción de fracturas en animales Silvestres e indomitos, Ciencia Veterinaria, 8 (5)-1998:153-184.
22. Whittick WG. editor, Fracturas y dislocaciones de las extremidades pelvicas, Traumatología y ortopedia canina, editorial aedos, Barcelona, España, 1978: 88-131.
23. Brinker WO, Permattei DL., Flo GL., The femur, En: Handbook of small animal orthopedics and fracture repair, 3rd. edition, WB Saunders, 1983: 495-511.
24. Helmer JP., Lightfoot LT., Small exotic mammal orthopedics, The veterinary clinics of north America, Exotic Animal practice, Orthopedics; WB Saunders company, 2002, 5(1): 169-182.
25. Milton JL., Fractures of femur, Methods of internal fracture fixation, En: Slater, Textbook of small animal surgery, 2nd edition, Saunders, 1993:1805-1817.
26. Fossum TW. editor, Ortopedia, Cirugía en pequeños animals, 2a edición, inter-medica, Bueno Aires, Argentina, 2004: 936-950.
27. Fossum TW. editor, Manejo de fracturas específicas, Cirugía en pequeños animals, 2a edición, inter-medica, Bueno Aires, Argentina, 2004: 1053-064.
28. Chaffee VW, Multiple (Stacked) intramedullary pin fixation of humeral and femoral fractures, Journal of American animal hospital association, 13 (5), 1977: 599-601.

29. Vasseur PB., Paul HA., Crumley L., Evaluation of fixation devices for prevention of rotation in transverse fractures of the canine femoral shaft: an in vitro study, American journal of veterinary research, 45(8), 1984:1504-1507.
30. Kirkwood JK, Introduction: wildlife casualties and the veterinary surgeon, En: BSAVA Manual of wildlife casualties, 2003:1-6.
31. Etología, http://www.avpa.ula.ve/docuPDFs/jornada_leche_III/comportamiento_anim_al_villa.pdf
32. Best D., Mullineaux E., Basic principles of treating wildlife casualties, En: BSAVA Manual of wildlife casualties, 2003: 6-28.
33. Ozsoy S., Fixation of femur, humerus and tibia fractures in cats using intramedullary threaded Steinmann pins, The Veterinary record, 155(5), 2004:152-153.
34. Dallman MJ., Martin RA., Self BP., Grant JW., Rotacional stenght of double-pinning techniques in repair of transverse fractures in fémur of dogs, American Journal of Veterinary Research, 51(1), 1990: 123-127.
35. Brinker WO editor, Fractures and corrective surgery in young growing animals, En: Handbook of small animal orthopedics and fracture treatment, 2nd edition, WB Saunders, 1990: 244-263.
36. Llewellyn P., Rehabiliatation and release, En: BSAVA Manual of wildlife casualties, 2003: 29-36.