

UNIVERSIDAD NACIONAL

Facultad de Ciencias de la Salud

Escuela de Medicina Veterinaria

**Pasantía en el centro de rehabilitación Clinic of
Rehabilitation of Wildlife (CROW), en Florida.**

Modalidad: Pasantía

**Trabajo Final de Graduación para optar por el Grado
Académico de Licenciatura en Medicina Veterinaria**

Connie Tien Sung

Campus Presbítero Benjamín Núñez

2015

TRIBUNAL EXAMINADOR

“Pasantía en el centro de rehabilitación Clinic of Rehabilitation of Wildlife
(CROW), en Florida.”

M.Sc. María Antonieta Corrales Araya

Decana

Dra. Laura Bouza Mora

Subdirectora

Dr. Mauricio Jiménez Soto

Tutor

Dra. Gaby Dolz Wiedner

Lectora

Dr. Roberto Peña Peña

Lector

Fecha: _____

INDICE DE CONTENIDOS

DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTOS.....	ii
INDICE DE CUADROS	iii
INDICE DE FIGURAS	iv
INDICE DE ANEXOS.....	vi
LISTA DE ABREVIATURAS.....	vii
RESUMEN	viii
ABSTRACT	ix
1.INTRODUCCIÓN	1
1.1. Antecedentes	1
1.2. Justificación	3
1.3 Objetivos.....	7
1.3.1. Objetivo general	7
1.3.2. Objetivos específicos.....	7
2. METODOLOGÍA	8
2.1. Lugar visitado.....	8
2.2. Tareas asignadas.....	10
2.4. Exámenes colaterales	14
2.4.1. Examen de sangre.....	14
2.4.2. Examen coprológico	15
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	18

3.1. Casuística general.....	18
3.2. Toma de muestras.....	22
3.3. Protocolos de manejo, de cuidado y nutrición de neonatos.....	25
3.3.1. Manejo de mapaches (<i>Procyon lotor</i>).....	26
3.3.2. Manejo y cuidado de zarigüeyas (<i>Didelphis virginiana</i>)	29
3.3.3. Manejo de ardillas (<i>Sciurus carolinensis</i>).....	30
3.3.5. Protocolo de vacunación y desparasitación en mapaches y nutrias	32
3.3.6. Protocolo de cuidados y alimentación en aves huérfanas	34
3.4. Principales problemas y su manejo	35
3.4.1. Intoxicación por marea roja	35
3.4.2. Manejo de fracturas de huesos.....	37
Caso 15-715 (<i>Bubo virginianus</i>).....	39
3.4.3. Fracturas de caparazón.....	47
3.4.4. Manejo de heridas	52
3.5. Métodos y decisión de realizar la eutanasia.....	54
4. CONCLUSIONES.....	57
5. RECOMENDACIONES.....	58
6. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	59
7. ANEXOS	64

DEDICATORIA

Dedico este trabajo a mis padres, Yu-Fone Tien y Mandy Sung, por siempre apoyarme durante la trayectoria de mi carrera y mi vida, por el esfuerzo diario y por el amor.

A mi hermano Jason, a mis abuelos y a toda mi familia, a Michelle y a mis amigos que siempre estuvieron en las buenas y en las malas.

A todos los animales con los que he trabajado, que fueron mi mayor fuente de inspiración y la razón por la que he llegado tan lejos.

“Your purpose in life is to find your purpose and give your whole heart and soul to it”

— Gautama Buddha

AGRADECIMIENTOS

A mis amistades de CROW: Jordan, Yvette, Jenny, Bre, Nikki, Stephanie, Christin, Willow, Rachel, EB, Jeanette, Mia, Paula, Missy, Elizabeth y a todos los voluntarios, que fueron pacientes conmigo e hicieron de mi pasantía una experiencia inolvidable.

A la Dra. Heather Barron por depositar su confianza en mí y permitirme ser parte de CROW. A la Dra. Brittany Stevens y la Dra. Molly Lien por todas las enseñanzas, por las lindas palabras de motivación en mi último día y por la paciencia.

Al Dr. Mauricio Jiménez, por ayudarme a ser una mejor profesional, por la paciencia, incentivación y motivación para trabajar con animales de vida silvestre.

A la Dra. Gaby Dolz por su confianza, por haberme motivado a ser buen estudiante y por permitirme ser parte del equipo del laboratorio durante estos años.

Al Dr. J. A. Morales por su apoyo incondicional, por enseñarme algo nuevo todos los días y por esos detalles que hacen que sea una excelente persona.

Al Dr. Roberto Peña por la confianza, paciencia y amistad.

A mis compañeros del laboratorio de Entomología (Antony, Roberto, Martita, Marco) por el apoyo y la amistad durante estos años. A todos los compañeros, profesores y funcionarios de la Escuela de Medicina Veterinaria, que enriquecieron mi educación y mi vida de una forma u otra.

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Códigos de diagnóstico federales y estatales (Federal and State Licensure Codes) utilizados en los animales que ingresaron a CROW.....	19
Cuadro 2. Nombre común y nombre científico de las especies de aves con las que se trabajó durante la pasantía	21
Cuadro 3. Nombre común y nombre científico de las especies de mamíferos con las que se trabajó durante la pasantía.	22
Cuadro 4. Nombre común y nombre científico de las especies de reptiles con las que se trabajó durante la pasantía.....	22
Cuadro 5. Marca de fórmula utilizada en CROW según la especie.	26
Cuadro 6. Parámetros del paciente 15-715 el día del ingreso.	39
Cuadro 7. Resultados de la hematología del paciente 15-715 durante el internamiento y los valores de referencia según Black et al. (2011)	41
Cuadro 8. Medicamentos, dosis, ruta y frecuencia de administración utilizados en quelonios que presentaban fracturas de caparazón en CROW.	48
Cuadro 9. Antibióticos utilizados en CROW para el tratamiento de heridas de piel según la especie.	53

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Vista aérea de CROW incluyendo el centro de educación, el apartamento para estudiantes y el hospital y los encierros externos.....	10
Figura 2. Águila pescadora (<i>Pandion haliaetus</i>) sometido bajo anestesia inhalatoria con isofluorano al 3-5% para la toma laterolateral izquierda.....	17
Figura 3. Representación gráfica de los diferentes casos ingresados en CROW y la razón del internamiento según el código de diagnóstico utilizado en CROW	20
Figura 4. Complejo para mapaches.....	28
Figura 5. Complejo para mamíferos del bosque.	29
Figura 6. Complejo para nutrias.	32
Figura 7. Camuflaje para la cara y títere utilizados para alimentar a un tecolote oriental juvenil que se había caído del nido	34
Figura 8. Entablillado en un cenizote (<i>Mimus polyglottos</i>) bajo anestesia con isofluorano.	39
Figura 9. Vista ventrodorsal en la cual se aprecia la fractura transversa del tibiotarso (flecha blanca)	40
Figura 10. Vista latero-lateral izquierda, donde se aprecia el desplazamiento de los fragmentos proximal y distal (flecha blanca)	41
Figura 11. Radiografía tomada posterior a la cirugía, observando una adecuada alineación de ambos fragmentos de la fractura.....	43

Figura 12. Radiografía tomada 8 semanas después de la cirugía, donde se observa la formación de callo óseo en la vista VD.....	46
Figura 13. Terapia de presión negativa en una tortuga de caparazón blando de Florida (<i>Apalone ferox</i>).	49
Figura 14. Tortuga de Florida (<i>Gopherus polyphemus</i>) previo a la reparación de la fractura de caparazón (izquierda) y posterior al procedimiento (derecha)	52

INDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Expediente digital en el Wildlife Rehabilitation MD database utilizado en CROW.....	64
Anexo 2. Hoja de ingreso para tortugas marinas admitidas a CROW.....	65
Anexo 3. Protocolo del cuidado y la alimentación en mapaches de acuerdo al peso y la edad.	66
Anexo 4. Protocolo de alimentación de zarigüeyas según el peso y la edad aproximada.	67
Anexo 5. Protocolo de alimentación y cuidado de ardillas neonatos de acuerdo a la edad y el peso.....	67
Anexo 6. Protocolo de alimentación de nutrias según el peso y la edad aproximada.....	68
Anexo 7. Signos clínicos y resultados de la hematología en 15 cormoranes orejudos (<i>Phalacrocorax auritus</i>) con sospecha de intoxicación por marea roja.	69
Anexo 8. Rango hematológico normal de cormoranes orejudos (<i>Phalacrocorax auritus</i>) sanos según Kuiken y Danesik (1999).....	71

LISTA DE ABREVIATURAS

BID	Dos veces al día
CROW	Clinic of Rehabilitation of Wildlife
g	Gramo
IM	Intramuscular
IV	Intravenoso
kg	Kilogramo
LL	Latero-lateral
mg	Miligramo
ml	Mililitro
MPD	Miembro posterior derecho
MPI	Miembro posterior izquierdo
OD	Ojo derecho
PO	Vía oral
SC	Subcutáneo
SID	Una vez al día
SOE	Solución oral de electrolitos
TID	Tres veces al día
VD	Ventrodorsal

RESUMEN

La pasantía se realizó durante el periodo comprendido entre el 25 de marzo y el 21 de mayo del 2015 en el centro de rehabilitación en Sanibel Island, Florida. En el transcurso de las ocho semanas ingresaron 851 pacientes a la clínica, con la siguiente distribución: 71% aves, 25% mamíferos, 4% reptiles y 0.47% anfibios.

Esta pasantía permitió realizar un triage de emergencia a los pacientes ingresando la clínica, la restricción física y química (según requerida), el examen físico general del animal y la elaboración del abordaje médico o quirúrgico inicial. También se aplicó el uso de exámenes colaterales como la hematología, radiología y exámenes coprológicos para llegar a un diagnóstico más certero.

Entre los problemas más comunes que se presentaron en la clínica durante la pasantía se encontraron la intoxicación por marea roja, fracturas ocasionadas por atropello y heridas en la piel por ataques de depredador o por objetos como anzuelos y líneas de pesca, por lo que en el trabajo se describe el manejo médico y quirúrgico de estos problemas. Además, se discute acerca un caso de un búho cornudo (*Bubo virginianus*) con fractura transversa del tibiotarso.

También se presentan los protocolos para la crianza de mamíferos y aves juveniles, ya que un 14% de los animales eran huérfanos y un 14% de las aves ingresaron a Clinic of Rehabilitation of Wildlife (CROW) por caída del nido, y se describe tanto la nutrición como el ambiente que se debe proveer a los pacientes.

ABSTRACT

From March 25 to May 21, 2015, an externship was carried out in the Clinic of Rehabilitation of Wildlife (CROW), located in Sanibel Island, Florida. During this period, 851 patients were admitted to the clinic with the following distribution: 71% were avian species, 25% mammals, 4% reptiles, and 0.47% amphibians.

During the externship I participated actively in emergency triage of wildlife animals, performing a general physical examination on each patient, implementing physical and chemical restraint according to the species, and carrying out the initial treatment. The use of collateral exams such as bloodwork, radiographs, and fecal exams was also applied to obtain a more accurate diagnosis of the patient.

Brevetoxicosis, fractures due to car accidents, skin wounds caused by predator attacks, and hook and line injuries were amongst the most common problems encountered in patients admitted at CROW during the externship. The present thesis describes the medical and surgical treatment of these problems, it also presents a clinical case of a Great Horned Owl (*Bubo virginianus*) with a transverse tibiotarsus fracture.

General guidelines for the development and care of neonatal mammals and birds are also presented in this thesis, since 14% of the admitted patients were orphaned and 14% were birds that fell from their nest. Finally, feeding and housing guidelines of patients were also included.

1. INTRODUCCIÓN

1.1. Antecedentes

El ser humano ha estado interviniendo en el hábitat de la fauna silvestre en el transcurso del tiempo, lo cual, en conjunto con los cambios climáticos, está amenazando de manera impredecible la biodiversidad (Brodie et al., 2013a). Hace dos siglos hubo un incremento del abuso de la vida silvestre, debido a la introducción de nuevas tecnologías como las armas, y a la vez, por el uso de tierras para fines de agricultura. Así como había personas que carecían de la consciencia ambiental, había personas que se preocupaban y valoraban la vida silvestre y la conservación de ésta, por lo que a partir de 1960 comenzó a surgir la idea de la conservar la vida silvestre de una forma sostenible (Morrison et al., 2006; Child, 2009).

En Costa Rica habitan aproximadamente 250 especies de mamíferos, siendo común encontrar monos, perezosos, murciélagos y en ocasiones felinos silvestres; también se encuentran 880 especies de aves tanto residentes como migratorias, 175 especies de anfibios, más de 225 especies de reptiles y una abundante vida marina (Greenspan, 2013). El impacto humano sobre las zonas silvestres de Costa Rica ha dado lugar a eventos desafortunados como la pérdida de hábitats de calidad y a accidentes en carreteras. Guanacaste, ha sido la provincia con mayor impacto negativo, debido a la utilización de terrenos para el desarrollo de la ganadería extensiva y la agricultura, y por la práctica de la cacería ilegal (Mata y Echeverría, 2004).

El mal manejo de las especies silvestres así como la alteración del ecosistema, ha dado lugar a que estos animales entren en contacto con poblaciones humanas y en algunos casos se conviertan en animales “plaga”, por ende, todos estos desequilibrios

han generado un incremento de los centros de acopio de animales silvestres en el país (Jiménez et al., 2013; Hernández, 2014).

La Convención de Biodiversidad (Convention on Biological Diversity) establece que la conservación de especies puede ser *in situ* o *ex situ*; la primera se refiere a la conservación de ecosistemas y hábitats naturales así como el mantenimiento de las poblaciones de especies en su entorno natural, aquí se incluyen los parques nacionales y las áreas protegidas. La conservación *ex situ* consiste en la conservación de la diversidad biológica fuera de su hábitat natural, en esta categoría se encuentran los zoológicos, zoocriaderos, centros de rehabilitación y centros de investigación (Zjalic et al., 2005; Barragán, 2008).

Los centros de rescate aportan de manera importante en la conservación de especies amenazadas, colaborando con la educación ambiental, así como con la cría y reintroducción de las especies en peligro de extinción, obteniendo información y generando investigación a partir de los animales que ingresan a estos lugares (Jiménez, 2002), por otro lado, en los centros de rescate de Costa Rica existen controversias acerca de rescatar y posteriormente liberar especies que son comunes de la zona y que incluso se consideran una “plaga” o también llamados especies invasivas, como lo son los mapaches y pizotes (Hernández, 2014).

La rehabilitación de animales de vida silvestre se define como el tratamiento y cuidado temporal de animales que se encuentran lesionados, enfermos o huérfanos, con el fin de una posterior liberación de estos animales una vez que hayan recuperado su salud y se hayan rehabilitado. Es importante que la liberación sea responsable, es decir, que el animal al momento de la liberación esté en condición de obtener su propio alimento y refugio, tenga capacidad de responder ante diferentes amenazas y esté libre de agentes infecciosos que podrían perjudicar otros animales en el medio

ambiente donde será liberado (Hernández, 2002; Miller, 2012).

A pesar de que en Costa Rica existe una Ley de Conservación de la Vida Silvestre, el gobierno no tiene la capacidad de velar por el cumplimiento de esta ley, por lo que el trabajo se recarga en entidades no-gubernamentales (Dmytryk, 2012).

Estos proyectos de conservación no se clasifican como de alta prioridad y esto se debe, fundamentalmente, a problemas sociopolíticos que deben enfrentar los gobiernos de los países latinoamericanos (Dominguez, 2010). Sin embargo, también ocurre debido a la falta de conocimiento, recursos económicos y personal capacitado, y debido a la falta de instrumentos para evaluar la problemática desde un punto de vista de salud pública y salud animal (Jiménez et al., 2013).

1.2. Justificación

Muchos de los centros de acopio de animales silvestres surgieron de forma fortuita, cuando una persona recogió un animal y lo cuidó hasta curarlo, poniendo importancia y amor a esta labor. Con el tiempo, llegaron más animales necesitados, y el hogar de esta persona se convirtió en un centro de rescate, adaptando el espacio y construyendo jaulas para los animales. Sin embargo, llegó el momento donde el espacio no fue suficiente para la gran cantidad de animales, y no se contaba con suficiente personal capacitado para ejercer todas las labores intensivas y exhaustivas que requiere un centro de rescate.

El rol del médico veterinario en estos centros de rehabilitación es de suma importancia, debido a que es quien conoce la fisiología animal, así como la posología de medicamentos, y conoce de enfermedades zoonóticas, patologías y parasitosis que pueden afectar a los animales que ingresan al centro. Asimismo, es el encargado de monitorear la salud del animal previo a su liberación, para evitar que este introduzca

enfermedades a la zona adonde será liberado. Desafortunadamente, son pocos los veterinarios en Costa Rica que conocen acerca del manejo adecuado de la fauna silvestre, por lo tanto, es importante capacitarse en este tema y además aprender a establecer un vínculo con el rescatista y el biólogo, quienes conocen acerca de la historia natural, comportamiento y dietas de las diferentes especies; con el fin de mejorar el protocolo de rehabilitación así como el orden del establecimiento (Hernández, 2002; WAZA, 2005).

Existen ocasiones donde se rescata un infante y se desconoce el manejo adecuado, por ejemplo, se deben de tomar en cuenta factores como especie, enriquecimiento ambiental, periodo de impronta, el nivel de estrés que puede ocasionar la manipulación del animal, los nutrientes necesarios que requiere en la alimentación, además de susceptibilidad a diferentes enfermedades infecciosas (Stocker, 2005).

Se debe resaltar que antes de rescatar o recibir cualquier animal, se necesita descartar que el animal pueda representar una fuente de infección en el centro, tanto para las especies animales como para las personas que laboran en el establecimiento. De ahí la importancia de reconocer sintomatología clínica asociada a enfermedades infecciosas, así como la colocación del animal en cuarentena como parte del protocolo (Dmytryk, 2012; Miller y Woltman, 2013).

Es importante la elaboración de un protocolo para recibir animales, así como la elaboración de un protocolo para la liberación de estos, ya que algunos centros liberan animales sin poder darles seguimiento y garantizar una adecuada liberación. El éxito de liberación se puede ver afectado por cambios climáticos y el impacto humano sobre el ambiente, esto significa que el animal debe adaptarse a estos cambios para poder sobrevivir, enfrentando obstáculos como la competencia por los

recursos los cuales pueden ser escasos, depredación, pérdida de hábitat y la intervención humana (Brodie et al., 2013b; Torres et al., 2013).

Existen casos donde se decomisan animales silvestres de hogares domésticos debido a la posesión ilegal de estos, y ocurre en el momento en que el animal comienza a ser una amenaza para las personas o cuando crece o se enferma y ya no se quieren tener. En ocasiones, una vez ingresados al centro de rescate, se dificulta la liberación de éstos ya sea por la impronta, por recorte de alas en el caso de aves, o por un daño tan severo que requiere la eutanasia. Por lo tanto, los centros de rehabilitación del país deberían incluir un programa educativo que incentive a las personas a valorar a los animales de vida silvestre en su propio hábitat natural.

En CROW tienen un centro de educación que muestra historias de pacientes rescatados, métodos de diagnóstico, tratamientos médico, pero se prohíbe ver a los pacientes de forma directa para disminuir el estrés en estos animales.

Es necesario que en los centros de rescate se realicen exámenes de laboratorio rutinarios para la detección de enfermedades, lo cual no se implementa en la mayoría de instituciones de nuestro país, dejando de lado el tema de salud pública y animal, la zoonosis y sus posibles implicaciones.

En estudios realizados previamente en felinos silvestres han demostrado presencia de anticuerpos del virus de panleucopenia felina y calicivirus felino (Blanco et al., 2008). Asimismo, se han realizado estudios con psitácidos, demostrando la presencia de agentes virales como poliomavirus y circovirus, así como agentes bacterianos como *Chlamydophila psittaci* (Sheleby-Elías et al., 2010). Es pertinente formular planes de manejo, programas de educación, así como establecer programas eficientes de vigilancia y control de agentes zoonóticos (Jiménez et al., 2013).

Los primates en los centros de rescate del país presentan con frecuencia problemas nutricionales, enfermedades infecciosas, traumatismos, y alteraciones en el comportamiento por estrés del cautiverio (automutilación), por lo tanto es importante conocer el adecuado manejo y profilaxis médica, tanto para los individuos que se encuentren en cautiverio como para los de vida libre, con el fin de que no se perjudique la conservación de la especie (Jiménez, 2007).

En el 2005 se presentó una alta mortalidad de primates no humanos en el Parque Nacional de Corcovado, el análisis de las muestras de sangre mostró valores bajos de hematocrito y proteínas, además se determinó una alta carga parasitaria y baja condición corporal, colitis necrotizante y enteritis por clostridiosis como hallazgos en la necropsia. De esta manera, se destaca la importancia de utilizar distintos métodos diagnósticos para las investigaciones científicas y para la medicina de la conservación (Jiménez et al., 2010).

La pasantía realizada en la clínica de rehabilitación CROW se llevó a cabo con el fin de familiarizarse con las distintas especies de animales y las diferentes técnicas de manejo, restricción y tratamiento de cada uno de ellos, así como el manejo adecuado de infantes de diferentes especies.

1.3 Objetivos

1.3.1. Objetivo general

- Enriquecer los conocimientos acerca del manejo clínico de animales silvestres en centros de rescate durante el periodo que se va a permanecer en Clinic of Rehabilitation of Wildlife en Florida.

1.3.2. Objetivos específicos

- 1.3.2.1. Conocer los protocolos al recibir un animal rescatado, incluyendo el examen físico y clínico, pruebas de laboratorio y medidas de bioseguridad, según la especie.
- 1.3.2.2. Identificar y establecer los diagnósticos diferenciales más comunes según la especie.
- 1.3.2.3. Aprender acerca de técnicas de manipulación, alimentación, administración de medicamentos y diseño de recintos, con el fin de disminuir el estrés del animal y acelerar su recuperación y liberación.

2. METODOLOGÍA

2.1. Lugar visitado

La pasantía se realizó en Clinic of Rehabilitation of Wildlife, ubicada en Sanibel Island, Florida, durante ocho semanas en el periodo comprendido entre el 25 de marzo hasta el 21 de mayo de 2015. La jornada laboral iniciaba a las ocho de la mañana y finalizaba de acuerdo a la hora en que se terminara con el último tratamiento, además de la limpieza completa de la clínica, por lo cual varió dependiendo de la casuística del día.

La clínica contaba con una amplia distribución y espacio, permitiendo a los funcionarios y estudiantes cuidar a los pacientes de manera más eficiente. El edificio es de dos pisos, en el primer piso se encontraba un espacio para la preparación de la comida, que incluía dos congeladores y tres refrigeradoras. Además, se encontraba el cuarto de reptiles que tenía dos tinas de baño, el cuarto de mamíferos adultos, el cuarto de zarigüeyas, el cuarto de mapaches y un cuarto de aislamiento con un vestíbulo para la colocación de ropa de protección, incluyendo gabacha, guantes, cubrebocas y un pediluvio con clorhexidina para desinfectar los zapatos. En el mismo cuarto de aislamiento se tenía una mesa para realizar necropsias y una pequeña refrigeradora para almacenar cadáveres (no se almacenaban por más de 24 horas). En el primer piso también se tenía la estación de lavado y secado de paños y sábanas donde se encontraban cuatro lavadoras y cuatro secadoras debido a la limpieza y cambio constante de las jaulas.

En el segundo piso se encontraba la recepción para atender llamadas de rescate y proveer información de la clínica, también habían dos cuartos de examinación, dos unidades de cuidados intensivos con dos tinas de baño, un cuarto para aves bebés y neonatos que incluye cinco incubadoras, un área para la preparación

de las dietas, dos cuartos multipropósito y un balcón cerrado. Además, se tenía un área de laboratorio, un área de radiografía digital y una sala de cirugía, ambas con máquinas de anestesia inhalatoria utilizando isofluorano y sevoflurano.

El área exterior tenía 17 encierros, cada uno con propiedades diferentes según la especie que se puede colocar en el encierro. Una vez que el paciente estuviera clínicamente sano, se pasaba a estos recintos externos. Si se pasaban varias aves al mismo encierro, se les colocaba un anillo plástico de diferentes colores en el miembro para diferenciar a los pacientes, éste se removía a la hora de liberar al paciente.

También tenían un centro de educación, debido a que los visitantes no deben entrar en contacto directo con los pacientes, por lo que visitaban este centro para recibir información, charlas y ver en vivo a los pacientes a través de cámaras instaladas en la clínica y en los recintos (Figura 1).

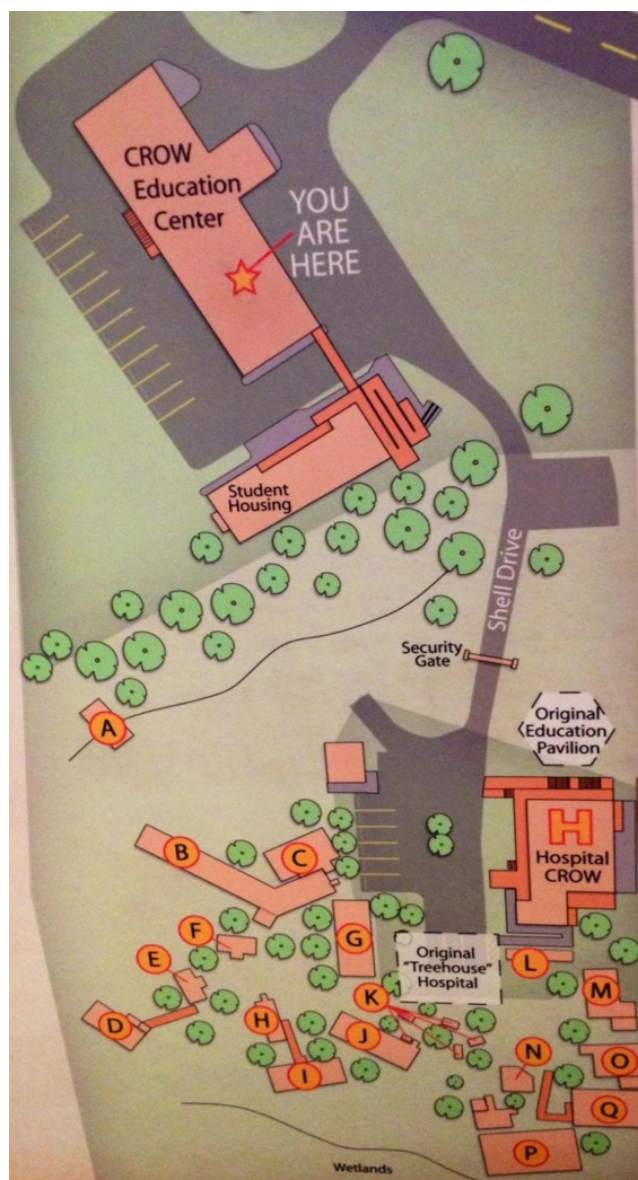


Figura 1. Vista aérea de CROW incluyendo el centro de educación, el apartamento para estudiantes y el hospital y los encierros externos. A) Carnívoros Clase II; B) Jaula de vuelo largo; C) Jaula de vuelo de cañón; D) Complejo para nutrias; E) Complejo para ardillas; F) Mochuelo de madriguera; G) Complejo para tortugas marinas; H) Complejo para mamíferos del bosque; I) Complejo para mamíferos; J) Jaula de vuelo corto; K) Perchas de madera para aves; L) Aviario; M) Recinto para aves playeras; N) Recinto para pájaros cantores; O) Recinto para águilas pescadoras; P) Recinto para pelicanos; Q) Complejo multipropósito “Roberts”.

2.2. Tareas asignadas

Los lunes, miércoles y viernes por las mañanas se realizaba una ronda de discusión de casos entre las doctoras y estudiantes de veterinaria con los casos propios, de esta forma se discutía acerca de tratamientos y el progreso de los

pacientes. Los martes y jueves, al mediodía, se discutían temas de medicina en animales silvestres, por lo que se recibía una presentación de alguna de las doctoras. También como parte del programa de la clínica cada estudiante realizó una presentación en el centro de educación, donde se habló del trabajo que se realizaba en CROW y se respondía a las dudas de los visitantes.

Entre las tareas realizadas diariamente, se comenzaba a administrar tratamientos, dando prioridad a pacientes críticos o pacientes que necesitaban una alimentación forzada con un intervalo de frecuencia corta (por ejemplo cada dos horas). Antes de sacar al animal de la jaula, se preparaba la dieta, los medicamentos según requerido, los materiales para limpiar la jaula, incluyendo paños limpios. Para obtener el peso del paciente, éste era envuelto en un paño y colocado en la báscula, y luego se le restaba el peso del paño. También se utilizaban canastas plásticas cerradas para inmovilizar al paciente. Esto se realizaba antes de dar los tratamientos y el alimento, para que no influyeran en las medidas.

Después de administrar los tratamientos y dar la alimentación forzada en caso de que el paciente lo requiera, se anotaba esto en la hoja de tratamientos, junto con otras observaciones, por ejemplo: si el paciente comió la dieta ofrecida durante la noche anterior, si regurgitó, apariencia de las heces, entre otros. Posteriormente, en la pizarra se anotaba la hora en que se terminó y el tiempo de los siguientes tratamientos del mismo paciente dependiendo de la frecuencia de administración.

También se trabajó en los recintos de afuera, pero como eran pacientes que podían sufrir de estrés por exceso de manipulación o que estaban en fase de pre-liberación, se intentaban manipular lo menos posible, por lo que se preparaban las dietas, y si el paciente requería medicamentos se mezclaban con el alimento. Esto junto con el cambio de paños y sábanas se realizaba dos veces al día, además se

anotaban observaciones, como por ejemplo el porcentaje de comida consumida por el paciente.

Se participó en la liberación de varios pacientes, esto se realizó en el sitio donde el animal fue rescatado, ya sea en las costas cercanas a Sanibel Island o en la misma isla; sin embargo, la liberación también se realizó en la isla aunque el paciente fuera rescatado en otro sitio, en casos en los que se dificultaba su liberación en el sitio de rescate.

Previo a la liberación, se realizó un examen físico del paciente para garantizar la liberación de un animal sano, en el caso de los cormoranes orejados (*Phalacrocorax auritus*) se cortaba una pequeña ventana en la tercera pluma primaria del ala derecha, esto debido a que se está realizando un estudio de parásitos en estas aves y así no repetir el estudio en el mismo animal, si este ingresara nuevamente a la clínica.

Otras tareas consistían en realizar exámenes colaterales, por ejemplo toma de muestras de sangre para hematocrito, proteínas totales, capa leucocitaria y conteo de leucocitos; así como la toma de radiografías digitales. También se participó en múltiples procedimientos quirúrgicos, ya sea como cirujana asistente o como cirujana principal en procedimientos como remoción de anzuelos y sutura de heridas abiertas.

Se participó activamente en las cuatro cirugías ortopédicas que fueron realizadas durante la pasantía, siendo las cuatro en especies de aves distintas. El primer caso trató de un búho cornudo con una fractura transversa conminuta de diáfisis medio del tibiotarso derecho, al que se le colocó un pin endomedular con fijación externa. Otro caso trató de un águila pescadora con fractura oblicua del tarsometatarso derecho con desplazamiento, al que se le estabilizó la fractura al colocar una fijación externa. El tercer caso fue un bebé gavián de hombros rojos que

presentaba una fractura transversa del tibiotarso derecho, al cual se le colocó un pin endomedular con fijación externa. El cuarto caso se trató de un mochuelo de madriguera con fractura transversa en la porción distal del húmero, al que se le colocó un pin endomedular con fijador externo tipo “tie-in”.

2.3. Examen físico

La clínica recibe pacientes que son recogidos en clínicas veterinarias de especies menores en islas cercanas a la isla Sanibel y en la costa oeste de Florida, así como en sitios donde las personas llamaban para el rescate de un animal. Una vez que los pacientes ingresaban a la clínica, se llenaba una hoja de ingreso que incluía los siguientes datos:

- Número de caso del paciente, especie, edad, sexo, fecha que se recibió en la clínica, fecha que fue encontrado, lugar en el que fue encontrado, nombre de la persona que lo encontró, dirección y número de teléfono.
- Historia del animal.
- Persona que lo transportó a la clínica.
- Diagnóstico.
- Parámetros (frecuencia cardíaca, frecuencia respiratoria, temperatura, actitud).
- Exámenes de diagnóstico.
- Peso y fecha en que se realizó el primer peso.

Estos datos se ingresaban posteriormente a una base de datos en línea (Wildlife Rehabilitation MD) para dar seguimiento al paciente, además se digitaron tratamientos y observaciones en el sistema (ver Anexo 1). Para las tortugas marinas se llenaba una hoja de ingreso diferente (ver Anexo 2).

Se realizó el triage de emergencia para priorizar la atención de los pacientes en

estado más crítico. La restricción física se realizó según la especie a tratar, y como medidas de seguridad se utilizaron guantes de protección en aves de presa y guantes y lentes de seguridad en cormoranes orejados (*Phalacrocorax auritus*), también se utilizó un paño grande para envolver al ave y así impedir la extensión de las alas. Las tortugas se restringían al sostenerlos en ambos lados del caparazón, mientras que las serpientes no venenosas se manipularon utilizando una mano para sostener la cabeza y otra para sostener el cuerpo. Los pacientes agresivos como las tortugas de caparazón blando (*Apalone ferox*), la ardilla gris del Este (*Sciurus carolinensis*), los mapaches (*Procyon lotor*) y las zarigüeyas adultas (*Didelphis virginiana*) se manipularon con guantes de protección y se sometieron bajo anestesia inhalatoria o inyectable para su examinación física.

El examen objetivo general consistió en auscultar el corazón y los pulmones, y determinar la condición corporal mediante la palpación de los músculos pectorales en el caso de las aves. Seguidamente se realizó la palpación de las alas y extremidades y de la columna vertebral para determinar si presentaba alguna fractura. Se examinó la boca así como la retina y el fondo de ojo mediante un oftalmoscopio. La temperatura se midió de forma subjetiva mediante el contacto directo con el paciente. Por último, se examinó la cloaca o el ano en busca de posible inflamación, traumas o miasis. Se realizó una breve inspección determinar presencia de ectoparásitos en el paciente, aplicando un polvo (Sevin dust®) para matar ectoparásitos en aves o selamectina en mamíferos.

2.4. Exámenes colaterales

2.4.1. Examen de sangre

Se recolectó la muestra de sangre de la vena metatarsal; sin embargo, en aves debilitadas o de tamaño pequeño se realizó la toma de muestra a nivel de la vena

yugular derecha. Con una jeringa de un mililitro y una aguja de calibre 25, se tomó 0.1 ml de sangre para realizar tres frotis sanguíneos y llenar dos microcapilares. Los microcapilares se centrifugaron durante tres minutos en una microcentrífuga a 10,400 rpm y luego se leyó el hematocrito y la capa leucocitaria con una escala de lectura de hematocrito. Las proteínas totales se midieron colocando una gota de suero en un refractómetro. Los frotis sanguíneos se realizaron colocando una pequeña gota en tres portaobjetos, tomando otro portaobjetos, este se colocó encima de la gota y luego se deslizó hacia el frente. La tinción se realizó con soluciones de Dip Quick®, sumergiendo las láminas 10 veces en la solución de fijación, cinco veces en la solución de eosina y 17 veces en la solución de tiazina. Posteriormente se enjuagó con cuidado, para que el agua no cayera directamente en el frotis. Se dejó secar y se observó en el microscopio con el objetivo 40X. Se contó la cantidad de leucocitos observados en 10 campos, se dividió esta cantidad entre 10 y luego se multiplicó por 2000 para obtener la cantidad de células por microlitro de sangre. El diferencial se realizó con el objetivo 100X, colocando una gota de aceite sobre la lámina, a la vez se observó la morfología celular.

2.4.2. Examen coprológico

Se recolectaron heces frescas de los pacientes en las jaulas para realizar un examen directo tomando una pequeña cantidad de heces con un palito de madera y con una gota de salina, los cuales se colocaron en un portaobjetos con un cubreobjetos encima. También se realizaba la técnica de flotación con nitrato de sodio (Fecazol®).

2.4.3. Radiología

La clínica posee un equipo de radiografía digital Vet Ray Technology by Sedecal®. Para las radiografías, se sedó al paciente colocando la mascarilla y con isofluorano, una vez completamente sedado el animal, se tomó la frecuencia cardíaca y respiratoria, si este presentaba bradicardia se le administraba atropina 0.2-0.5 mg/kg IM. Se posicionaba al paciente primero en decúbito dorsal, extendiendo las alas y pegándolas a la mesa con cinta adhesiva transparente. La quilla debe estar recta para obtener una buena toma y para esto se extendía bien el cuello y el cuerpo. Los dos miembros posteriores se extendían con cuidado si se sospechaba de fracturas a este nivel, y se pegaban con cinta adhesiva. Luego se medía la longitud desde la quilla hasta la columna en centímetros y se ingresaba el dato en el programa, este de forma automática calculaba los kilovoltajes y el miliamperaje necesarios.

Luego se colocaba al paciente en decúbito lateral derecha o izquierda. Ambas alas se extendían y se pegaban con cinta adhesiva, sin sobreponerse uno sobre el otro. Los miembros posteriores se extendían hacia caudal para tener mejor expansión del tórax, y el miembro posterior (MP) que se encontraba contra la mesa se posicionaba craneal al MP más alejado de la mesa (ver Figura 2). En este caso se medía el ancho del tórax en centímetros.

Para la toma de radiografías en tortugas, estos se colocaban en un recipiente plástico y se inmovilizaban envolviéndolos con paños. Se tomaban las vistas ventrodorsal (VD), latero-lateral (LL) y cráneo-caudal (CC).



Figura 2. Águila pescadora (*Pandion haliaetus*) sometido bajo anestesia inhalatoria con isofluorano al 3-5% para la toma laterolateral izquierda.

1.3.2.1. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Casuística general

En el periodo de las ocho semanas ingresaron 851 pacientes a la clínica. De estos, 70.5% (600) eran aves, 25.5% (217) mamíferos, 3.5% (30) reptiles y 0.5% (4) anfibios. De acuerdo con los códigos de diagnóstico federal y estatal de CROW (ver Cuadro 1 y Figura 3), los casos internados durante la pasantía fueron: un 14.0% se debían a caída del nido (B8), un 13.6% fueron animales huérfanos (A9), 13.0% por trauma sin causa conocida (C), 11.4% fueron especies exóticas o invasivas (E), 9.0% ingresaron por causa desconocida (D), 8.0% atropellados por un automóvil o que chocaron contra una ventana (A1), 8.0% por abducción (A6), es decir, que los neonatos fueron abducidos de su hábitat; 7.0% atacados por perro o gato (A7), 5.0% atacados por otro depredador (B3), 3.0% misceláneo ocasionado por seres humanos (A8), por ejemplo animales que cayeron en una piscina o quedaron atrapados en una cerca; 2.0% por anzuelos (A2), 2.0% toxicosis (B2), 2.0% enfermedad infecciosa/sistémica/parasitosis (B1), 2.0% por eventos naturales misceláneos (B5), 0.5% por electrocución (A5), 0.5% por armas de fuego (A4) y 0.1% accidentes ocasionados por barcos (A10).

Cuadro 1. Códigos de diagnóstico federales y estatales (Federal and State Licensure Codes) utilizados en los animales que ingresaron a CROW.

A6 Abducted	A6 Kidnapped
A7 Cat attack	A8 Miscellaneous caused by humans
B7 Distemper	B5 Miscellaneous natural events
A7 Dog attack	A2 Monofilament line
A5 Electrocution	A9 Orphaned
B1 Endoparasitism	A3 Parasiticide toxosis
B8 Fell from nest	B3 Predator attack
A2 Fish hook	B2 Red tide
A4 Gunshot	A3 Rodenticide toxosis
A6 Habitat destruction	B1 Systemic disease
A1 Hit by (car/window/bike,etc)	B2 Toxicosis
A10 Hit by boat	D Unknown
A4 Human attack – intentional	C Unknown trauma
B1 Infectious disease	E Exotic/Invasive species

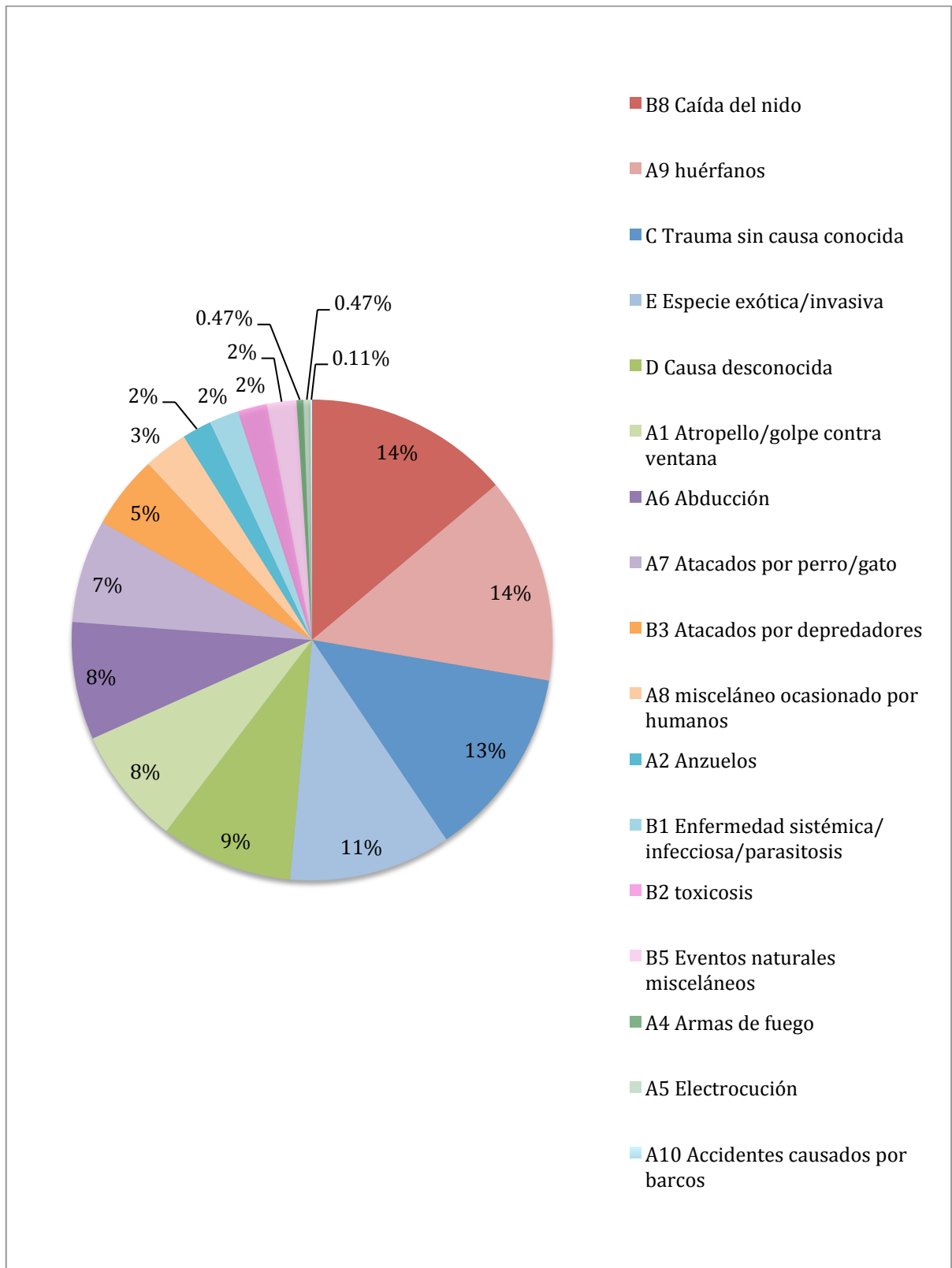


Figura 3. Representación gráfica de los diferentes casos ingresados en CROW y la razón del internamiento según el código de diagnóstico utilizado en CROW.

Durante la pasantía se trabajó con diferentes especies de aves (Cuadro 2), con frecuencia ingresaban rapaces como el águila pescadora (*Pandion haliaetus*), el tecolote oriental (*Megascops asio*) y el mochuelo de madriguera (*Athene cunicularia*); aves marinas como el pelícano pardo (*Pelecanus occidentalis*) y el cormorán orejudo (*Phalacrocorax auritus*); y aves paseriformes como el ceniztonle (*Mimus polyglottos*), la paloma ala blanca (*Zenaida asiatica*), la paloma rabuda (*Zenaida macroura*) y el cuclillo piquigualdo (*Coccyzus americanus*).

Cuadro 2. Nombre común y nombre científico de las especies de aves con las que se trabajó durante la pasantía.

Nombre común	Nombre científico
Cormorán orejudo	<i>Phalacrocorax auritus</i>
Águila pescadora	<i>Pandion haliaetus</i>
Águila calva	<i>Haliaetus leucocephalus</i>
Pelícano pardo	<i>Pelecanus occidentalis</i>
Gaviota reidora americana	<i>Leucophaeus atricilla</i>
Gaviota de Delaware	<i>Larus delawarensis</i>
Mochuelo de madriguera	<i>Athene cunicularia</i>
Tecolote oriental	<i>Megascops asio</i>
Paloma rabuda	<i>Zenaida macroura</i>
Paloma ala blanca	<i>Zenaida asiatica</i>
Búho grande	<i>Bubo virginianus</i>
Zanate norteño	<i>Quiscalus quiscula</i>
Zanatepico de bote	<i>Quiscalus major</i>
Carpintero de vientre rojo	<i>Melanerpes carolinus</i>
Gavilán de hombros rojos	<i>Buteo lineatus</i>
Zopilote cabecirrojo	<i>Cathartes aura</i>
Cenzontle	<i>Mimus polyglottos</i>
Cuclillo piquigualdo	<i>Coccyzus americanus</i>
Arrendajo azul	<i>Cyanocitta cristata</i>
Garza azul	<i>Egretta caerulea</i>
Martinete cororinegro	<i>Nycticorax nycticorax</i>
Grulla canadiense	<i>Grus canadensis</i>
Pato aguja	<i>Anhinga anhinga</i>

La mayoría de mamíferos que ingresaban a CROW (ver Cuadro 3) se debían, principalmente en el caso del mapache norteño (*Procyon lotor*), la zarigüeya

norteamericana (*Didelphis virginiana*) y el conejo cola de algodón (*Sylvilagus floridanus*), por abducción del animal o que eran neonatos huérfanos. También ingresaban mamíferos adultos, por seguridad personal se recurría a la restricción química para el examen físico en los mapaches, las zarigüeyas y las ardillas debido a su comportamiento agresivo.

Cuadro 3. Nombre común y nombre científico de las especies de mamíferos con las que se trabajó durante la pasantía.

Nombre común	Nombre científico
Mapache nortño	<i>Procyon lotor</i>
Nutria de río norteamericana	<i>Lontra canadensis</i>
Zarigüeya norteamericana	<i>Didelphis virginiana</i>
Ardilla Gris del Este	<i>Sciurus carolinensis</i>
Conejo cola de algodón	<i>Sylvilagus floridanus</i>
Murciélago cola de ratón	<i>Tadarida brasiliensis</i>

Durante la pasantía también se asistió con el cuidado y los tratamientos de cuatro especies de tortugas (Cuadro 4), la mayoría eran tortugas de Florida (*Gopherus polyphemus*) ya que es el quelonio más abundante en la isla Sanibel.

Cuadro 4. Nombre común y nombre científico de las especies de reptiles con las que se trabajó durante la pasantía.

Nombre común	Nombre científico
Tortuga de caparazón blando de Florida	<i>Apalone ferox</i>
Tortuga de Florida	<i>Gopherus polyphemus</i>
Tortuga de la península	<i>Pseudemys peninsularis</i>
Tortuga de vientre rojo de Florida	<i>Pseudemys nelsoni</i>
Tortuga verde	<i>Chelonia mydas</i>
Tortuga boba	<i>Caretta caretta</i>

3.2. Toma de muestras

Aves

El volumen de sangre de las aves es aproximadamente un 10% del peso corporal, por lo tanto se puede recolectar una cantidad de sangre equivalente a un 1%

del peso corporal del ave (Doneley, 2010). La toma de muestra de sangre se puede realizar en las venas braquial o ulnar, yugular, metatarsal, por corte de uña o intracardiaca. La vena ulnar o braquial se localiza en el aspecto medial de la articulación humeral-radial-ulnar. Este método se puede utilizar en aves pequeñas o para obtener un tamaño de muestra relativamente pequeño. Como desventajas, existe el riesgo de ocasionar hematomas en la zona (Doneley, 2010; Owen, 2011).

Se puede recolectar sangre de la vena metatarsal en aves grandes como rapaces, así como aves de tamaño mediano como los patos (Owen, 2011). En este caso, una persona se encargó de posicionar el ave en recumbencia lateral y de sujetar el miembro realizando el torniquete en la parte caudal de la superficie medial del tibiotarso. La persona que tomó la muestra sujetó la extremidad lo más caudal posible, siempre teniendo cuidado con las garras. Se desinfectó la región para localizar la vena metatarsal media, esto se puede realizar con alcohol (Krautwald-Junghanns, 2007). Para facilitar la toma, se dobló la aguja en un ángulo de 45-90° introduciendo la aguja con el bisel hacia arriba. Una vez que se extrajo la aguja, se aplicó presión digital en el sitio de punción para evitar formación de hematomas (Doneley, 2010).

En pacientes más pequeños se recurrió a realizar la venipunción en la vena yugular derecha, esto debido a que es más grande y visible que la izquierda (Owen, 2011). La vena generalmente se resalta ya que la zona está ausente de plumas, sin embargo la visualización se facilitó colocando alcohol sobre el área, extendiendo el cuello del paciente y realizando el torniquete en la entrada torácica (Krautwald-Junghanns, 2007). Se prefirió este método en aves pequeñas, además de que el procedimiento puede ser realizado por una sola persona (Doneley, 2010).

El método de recorte de uña se considera aceptable solo en aves de pequeño tamaño (con un peso menor a los diez gramos), y cuando se necesita un par de gotas

de sangre. Sin embargo no es un método deseable ya que puede haber contaminación con detritos celulares, posibilidad de que la muestra coagule, y además ocasiona dolor y estrés para el paciente (Doneley, 2010; Owen, 2011). La punción intracardiaca no debe ser realizada en aves de vida silvestre, sin embargo se puede realizar una vez que el animal está muerto (Owen, 2011).

Reptiles

En quelonios se puede recolectar una cantidad de sangre de 1-1.5 ml por kilogramo de peso vivo, o entre 5-8% del peso corporal (Campbell, 2015). Entre los sitios de venipunción se encuentran los siguientes: venas yugulares internas y externas, plexos axilares, plexo occipital, seno subcaparacial, seno venoso dorsal (vena de la cola), corazón, plexo ulnar, plexo radiohumeral, plexo femoral distal caudal, vena femoral y seno orbital.

Como protocolo en la clínica, al ingreso de un quelonio se tomaba una muestra de sangre a nivel de vena yugular o en el seno subcaparacial. La vena yugular fue el sitio de elección en la mayoría de quelonios con un peso menor a los cuatro kilogramos; sin embargo, no se recomienda esta vía en especies agresivas si no se aplica una restricción química adecuada (Barrows et al., 2004). El paciente debe ser restringido por una persona, extendiendo la cabeza y el cuello. La vena yugular dorsal va desde el borde dorsal de la membrana timpánica hasta la entrada del caparazón. Se debe de tomar en cuenta que es superficial, por lo que si se ingresa con la aguja de forma profunda, puede resultar en la colección de sangre de la arteria carótida. En algunas especies, la vena yugular derecha suele ser más grande que la izquierda (Campbell, 2015).

El seno venoso subcaparacial es otro sitio ideal para la toma de muestras de sangre, se encuentra bajo el caparazón, caudal al escudo nuchal a nivel de la octava vértebra cervical. Contiene una variedad de vasos sanguíneos y linfáticos, incluyendo el seno linfático nuchal, la vena yugular interna, la vena pulmonar anterior, venas vertebrales y vena subclavia. Para la toma de muestra, se utilizó una aguja de calibre 23 con la aguja doblada para facilitar el procedimiento. La aguja se insertó dorsal al cuello, inclinándolo hacia arriba aproximadamente unos 60°, al tocar la punta de la aguja con una estructura ósea como el caparazón o una vértebra, se retrocedió ligeramente para redirigirlo hacia craneal o caudal, siempre aplicando presión negativa hasta que se obtuviera la muestra de sangre. En caso de contaminación de la muestra con contenido linfático, se repetía la toma de la muestra, debido a que la cantidad de linfa puede afectar los resultados al diluir los componentes celulares, resultando en un hematocrito y concentración de hemoglobina más bajos y conteo de leucocitos más bajo (Barrows et al., 2004; Campbell, 2015).

3.3. Protocolos de manejo, de cuidado y nutrición de neonatos

Una de las principales medidas de manejo que se le aplicó a los neonatos que ingresaron a la clínica, fue el proporcionarles una fuente de calor. Esto se realizó con bolsas de fluidos calientes o con medias que contenían arroz crudo, los cuales se calentaron durante 30 segundos en un microondas; sin embargo, estas fuentes de calor se cubrieron con paños pequeños para que no quedaran en contacto directo con los pacientes. También se colocaron a los neonatos en acuarios con paños y una manta eléctrica debajo del acuario, esta también fue cubierta con un paño para evitar sobrecalentar el fondo del acuario y ocasionar quemaduras en los pacientes, así como para evitar la pérdida de calor por el contacto con la superficie. Se les administró

como rutina Lactato de Ringer vía subcutánea (SC) al 5% del peso corporal en pacientes con deshidratación leve o moderada, así como en pacientes hidratados, además se les administraba sirope como fuente de glucosa vía oral.

A los mamíferos juveniles se les alimentó una fórmula de acuerdo con la especie (ver Cuadro 5), no obstante, se debió realizar una transición gradual de la leche materna a la fórmula durante las primeras seis o siete alimentaciones, se comenzó con 100% de solución oral de electrolitos (SOE), luego un 75% SOE con 25% de fórmula, un 50% SOE con 50% de fórmula, un 25% SOE con 75% de fórmula y luego se continuaba con el 100% de la fórmula para el resto de las alimentaciones. Antes de ser suministrada la fórmula, esta se calentó en baño María a 37.7°C. La fórmula se desechaba 24 horas después de haber sido preparada. Mamíferos juveniles menores de siete semanas de edad se estimularon para orinar y defecar antes de pesarlos en las mañanas y antes de cada alimentación, realizando movimientos circulares en la región anal con algodones con gel de aloe vera o agua tibia.

Cuadro 5. Marca de fórmula utilizada en CROW según la especie.

Especie	Fórmula utilizada
Mapaches	40/25 de Fox Valley Day One Animal Nutrition®
Zarigüeyas	Menos de 45 g: 32/40 de Fox Valley Day One Animal Nutrition®
	Más de 45 g: 25/30 de Fox Valley Day One Animal Nutrition®
Ardillas	Menos de 4 semanas: 32/40 de Fox Valley Day One Animal Nutrition®
	Más de 4 semanas: 20/50 de Fox Valley Day One Animal Nutrition®

3.3.1. Manejo de mapaches (*Procyon lotor*)

Siempre se utilizaron guantes para la manipulación de estos animales como medidas de seguridad, los cuales se cambiaban al manejar grupos diferentes. Los

zapatos se pasaron por un pediluvio con clorhexidina. Se utilizaron gabachas desechables con neonatos que presentaban diarrea, esto para evitar la contaminación de otros pacientes. Las jaulas se limpiaban dos veces al día con un desinfectante a base de cloruro de didecildimetilamonio y alcohol etílico (HDQ neutral®) y cloro al 10%, además todas las superficies que estuvieran en contacto con mapaches se desinfectaron adecuadamente. Como los mapaches son hospedadores definitivos del parásito *Bayliscascaris procyonis*, el cual se transmite a humanos y a otros animales mediante contacto directo, especialmente con las heces, y ocasiona daño severo del sistema nervioso central y la muerte, es vital e imprescindible el uso de guantes al tratar a estas especies por el riesgo de contraer este agente zoonótico (Gage, 2002).

La fórmula se les administró en cantidades proporcionales al 5% del peso corporal y en intervalos de tres horas mínimo, para evitar sobrealimentar al paciente y ocasionar distensión del estómago. Se alimentaba sosteniendo la botella de forma que el paciente tuviera la cabeza inclinada hacia arriba. En caso de que sobrealimentación, se administró 1 mg/kg de simeticona o un mililitro de subsalicilato de bismuto por cada 4.5 kg de peso vivo (Gage, 2002). El protocolo de alimentación se presenta en el Anexo 3.

La causa más común de diarrea en mapaches juveniles que ingresaron a CROW se debió a la fórmula suministrada, por lo que se les administraron fluidos SC y metronidazole a una dosis de 20 mg/kg vía oral (PO) dos veces al día (BID). En caso de no resolverse la diarrea, se procedió a realizar un examen coprológico para determinar la presencia de parásitos gastrointestinales, asimismo se realizó un test comercial para la detección de parvovirus canino. Durante la pasantía no se observó ningún caso positivo a parvovirus, pero en caso de que el test de parvovirus canino

resultara positivo, el protocolo a seguir era de trasladar al animal al cuarto de aislamiento e iniciar el tratamiento terapéutico.

Los mapaches que alcanzaron un peso mayor a un kilogramo se trasladaron al recinto exterior para mamíferos (ver Figura 1, letra I), y se les ofreció alimento sólido (alimento de perro, vegetales, frutas y proteína) dos veces al día. Los recintos se limpiaron con clorhexidina al 10% dos veces al día y se cambió el agua de las piscinas una vez al día. Ahí permanecieron durante un mes y posteriormente se pasaron al complejo para mamíferos del bosque (ver Figura 1, letra H), en donde permanecieron un mes adicional antes de ser liberados. Ambos complejos contaban con enriquecimiento ambiental para la adecuada rehabilitación de los animales, por ejemplo en el complejo para mamíferos del bosque se encontraba una cascada artificial que simulaba un río, además de troncos y una zona de escondite (ver Figuras 4 y 5).



Figura 4. Complejo para mapaches



Figura 5. Complejo para mamíferos del bosque.

3.3.2. Manejo y cuidado de zarigüeyas (*Didelphis virginiana*)

Las zarigüeyas se colocaron en acuarios cerrados con una manta eléctrica debajo. Además se tenían humidificadores en el cuarto debido a que estos animales son propensos a la resequedad de la piel al ser mamíferos que viven en el marsupio de las madres hasta las 12 semanas (Arms, 2013).

Si la historia del animal indicaba que se encontró junto con la mamá muerta, como protocolo de la clínica se les comenzaba a administrar amoxicilina-ácido clavulánico (Clavamox®) 15-20 mg/kg PO cada ocho a doce horas durante una semana. La amoxicilina es un antibiótico de elección al ser bien tolerado y tener un amplio rango de acción y se recomienda administrar un miligramo cada 60 g una vez al día (SID) mínimo durante siete días; sin embargo, no es recomendado el uso de Clavamox®, ni cefalexina ya que tienden a ocasionar disturbios gastrointestinales como sobrecrecimiento bacteriano e infección con levaduras (Arms, 2013).

La alimentación mediante sonda es un método efectivo para proveer los nutrientes así como para hidratar al paciente, la sonda se escogía al medir la longitud desde el esternón hasta la punta de la nariz, luego se introdujo lentamente con una mano mientras la otra mano sostenía la cabeza en línea recta con el cuerpo. La

fórmula se administró lentamente y cada 0.5 ml se detenía para verificar el llenado del estómago (Gage, 2002). Se les administraba un 5-7% del peso corporal siguiendo el protocolo de alimentación (Anexo 4).

Una vez que el animal alcanzó un peso de 75-85 g aproximadamente, se pasó del acuario a una jaula grande, se podían juntar animales de peso similar para facilitar los horarios de alimentación, con un máximo de cinco animales por jaula. A los 150 g se trasladaron a los recintos externos (Figura 1, letra N), ofreciendo la dieta y agua fresca dos veces al día. Se colocaron cajas y bolsas de tela como refugios para estos animales, así como hojas de palmeras abanico y ramas de árboles como materiales de enriquecimiento ambiental. Se liberaron cuando alcanzaron un peso igual o mayor a 700 g.

3.3.3. Manejo de ardillas (*Sciurus carolinensis*)

Las ardillas menores de cinco semanas se colocaron en incubadoras o en acuarios con una manta eléctrica. Una vez que el paciente abriera los ojos y estuvo más activo, se trasladó a una jaula con una lámpara caliente, colocando materiales como cajas de cartón que fueron utilizados como escondite.

Para amamantarlos, se colocaron en posición esternal y con una tetilla pequeña y una jeringa adecuada se administró lentamente la fórmula al 5% del peso corporal. Para estimular el amamantamiento se dirigió la jeringa hacia el cielo de la boca o se realizaban movimientos hacia adentro y afuera de la boca, esto sobretodo en neonatos debilitados que no lograban succionar. El uso de jeringa tiene como ventaja que permite tener un control de la cantidad de fórmula suministrada al paciente, evitando así una distensión del estómago (Gage, 2002). Se siguió el protocolo de alimentación (ver Anexo 5) y a las seis semanas se les ofreció una dieta sólida con bizcochos (Monkey biscuits de ZuPreem®), además de frutas, vegetales y nueces, sin

embargo esta cantidad no excedió el 10% de la dieta diaria debido a que puede ocasionar diarrea (Gage, 2002). No se les ofreció maní ni semillas de girasol ya que puede ocasionar una hipocalcemia en estos animales (Les Stocker, 2005).

Se les administró 30 mg/kg de selamectina de forma tópica antes de trasladarlos al recinto externo (Figura 1, letra E), repitiendo la dosis en dos semanas. Los pacientes sanos se liberaron a las 10-12 semanas de edad.

3.3.4. Manejo de nutrias (*Lontra canadensis*)

A partir de las cinco o seis semanas de edad, las nutrias tienden a morder, por lo que para manipularlos se usaron guantes de cuero y cubrirlos con un paño, también se realizaba la restricción física al sostenerlos del pliegue cutáneo detrás del cuello.

Se trabajó con cinco nutrias huérfanos de aproximadamente siete u ocho semanas de edad. El reemplazador utilizado era el 30/50 de Fox Valley Day One® y se les alimentaba el 30-40% del peso corporal por día, debido a la gran cantidad del estómago de la nutria, logrando retener hasta 50-60 ml/kg (Haire, 2011).

Se colocaron a los pacientes en tinas de agua de dos a tres veces al día con supervisión, comenzando los primeros días con agua poco profunda y luego con la tina llena para que nadaran. También se les ofreció alimento y agua en la tina (ver protocolo de alimentación en Anexo 6), al terminar de comer se secaban para colocarlos en la jaula, esta tenía una gran cantidad de paños y enriquecimiento ambiental como juguetes y lugares de refugio. En la jaula también se les ofreció agua y alimento de tres a cuatro veces al día al 15-20% del peso corporal.

Las nutrias deben ser mantenidas en jaulas con puertas de barra metálica en forma vertical para evitar que se dañen los dientes, además de colocar una cama con

sábanas. No es necesario colocar una fuente de calor a menos que las nutrias sean de nuevo ingreso y se encuentran hipotérmicas (Les Stocker, 2005).

El destete completo se realizó a las 16 semanas de forma gradual a partir de las siete semanas, se ofrecieron trozos de pescado y comida de gato suavizado. Posteriormente a las 12 semanas de edad se trasladaron al recinto externo para nutrias (Figura 1, letra D), el cual tenía una piscina grande cuya agua se cambiaba todos los días debido a que los pacientes defecan y nadan ahí durante el día, varias camas con sábanas y enriquecimiento ambiental con bolas de plástico y juguetes de hule para que los pacientes se mantuvieran activos (ver Figura 6).



Figura 6. Complejo para nutrias.

3.3.5. Protocolo de vacunación y desparasitación en mapaches y nutrias

El protocolo de vacunación que se manejaba en CROW consistía en que a partir de las ocho semanas de edad en nutrias y tres semanas en mapaches, la vacuna que contiene virus muerto de distemper, parvovirus, herpesvirus y parainfluenza era colocada junto con la desparasitación, esto se realizaba cada tres semanas hasta que tuvieran 18 semanas, a esta edad se ponía la vacuna de rabia que es una única dosis.

Las nutrias con las que se trabajó durante la pasantía presentaron problemas de diarrea con hematoquecia, al realizar el examen coprológico se observaron larvas de *Strongylidae* spp., por lo que se comenzó con un protocolo de desparasitación con fenbendazole a una dosis de 20 mg/kg SID durante cuatro días. Una vez que las nutrias se pasaron al recinto de afuera, se comenzó con el protocolo de desparasitación con pirantel/ivermectina (Heartgard®) de forma preventiva, repitiendo la dosis cada mes, hasta el año de edad. La dosis recomendada de ivermectina es de 0.012 mg/kg y se debe administrar únicamente después de que los exámenes coprológicos indiquen que están libres de nematodos (Haire, 2011).

Los protocolos de vacunación para prociénidos son similares a los que se utilizan en caninos domésticos y se puede utilizar una vacuna de rabia de virus muerto. La vacunación para parvovirus se da según la decisión del médico veterinario (Miller y Fowler, 2015). En CROW se desparasitaban de forma preventiva con pamoato de pirantel a una dosis de 10 mg/kg cada dos semanas, hasta que se movieran a los recintos de afuera. No se recomienda el uso de fenbendazole, debido a que se ha visto toxicidad en mapaches, ocasionando lesiones intestinales similares a lesiones ocasionadas por parvovirus (Gage, 2002).

Pocas enfermedades virales se han reportado en mustélidos, y tienen una susceptibilidad variable a enfermedades como panleucopenia felina, distemper canino, rabia y leptospira, esto dependiendo de la especie de animal, así como de la exposición al agente. Muchos autores recomiendan la vacunación contra rabia con virus muerto y distemper canino. De acuerdo con la literatura, los neonatos que recibieron calostro materno deben ser vacunados cada tres o cuatro semanas entre las seis y 16 semanas de edad, mientras que los que no recibieron el calostro deben ser

vacunados con la misma frecuencia a partir de las dos semanas de edad. La vacuna de la rabia debe ser dada a las 16 semanas de edad y posteriormente dar refuerzos anuales (Miller y Fowler, 2015).

3.3.6. Protocolo de cuidados y alimentación en aves huérfanas

La mayoría de las aves huérfanas eran remitidas debido a que se habían caído del nido o por abducción. Entre las especies más comunes se encontraban los zanates norteros, zanates pico de bote, cenizos y algunos rapaces. En caso de que fuera un rapaz, se localizaba el nido y se trataba de colocarlo allí nuevamente; sin embargo, en casos de que esto no fuera posible, se mantenía en una jaula con un nido y una lámpara térmica. Se le alimentaba trozos de ratón o de pescado (según la especie a tratar) utilizando hemostáticas y un títere para evitar la impronta, también se usaba un camuflaje para la cara (ver Figura 7) y se evitaba hablar mientras se alimentaba al paciente. No se recomienda sujetar al paciente para alimentarlo, ya que especies como los rapaces son fácilmente improntadas (Les Stocker, 2005; Gage y Duerr, 2007).



Figura 7. Camuflaje para la cara y títere utilizados para alimentar a un tecolote oriental juvenil que se había caído del nido.

Aves con poxvirus eran aislados de otras aves y se utilizaban guantes para manipularlos, monitorizando el tamaño y la cantidad de lesiones que presentaba el

paciente todos los días. Estas lesiones se pueden encontrar en la piel a nivel de los dedos, miembros posteriores, cabeza o membranas mucosas de la boca y del tracto respiratorio superior. En la mayoría de aves, las infecciones son leves y raramente resultan en muerte, se caracterizan por ocasionar proliferación de células epiteliales que se observan como nódulos blancos y opacos que incrementan de tamaño con rapidez (Van Riper III y Forrester, 2007). Se transmite mediante el contacto de lesiones infectadas con lesiones abiertas, también mediante la picadura de mosquitos (Gage y Duerr, 2007) y es un problema común de cenizos, zanates y palomas polluelos (Schmidt et al., 2003), los cuales fueron las especies más afectadas que se observaron durante la pasantía.

3.4. Principales problemas y su manejo

3.4.1. Intoxicación por marea roja

Durante la pasantía ingresaron 19 pacientes debido a posible intoxicación por marea roja, siendo el 95% cormoranes orejados juveniles (*Phalacrocorax auritus*) y presentando una mortalidad del 84%.

La intoxicación por marea roja es ocasionada por los dinoflagelados denominados *Karenia brevis* encontrados en algas marinas, los cuales producen neurotoxinas potentes llamadas brevetoxinas, estas son liberadas al agua una vez que las células de las algas mueren y se lisan (Kreuder et al., 2002). Al ser ingeridas, inhaladas o al contacto directo con animales de vida silvestre pueden ocasionar signos neurológicos y respiratorios de forma aguda, produciendo una alta mortalidad en especies como peces y manatíes, y se ha documentado que una alta mortalidad en aves marinas, delfines y tortugas marinas ha sido a causa de la brevetoxicosis (Fauquier et al., 2013). La brevetoxicosis se presenta comúnmente en cormoranes

orejudos juveniles que en adultos y se cree que se debe a la poca experiencia que tienen buscando alimento y por lo tanto ingieren peces muertos que contienen brevetoxinas (Kreuder et al., 2002; Landsberg et al., 2007).

Pacientes sospechosos de brevetoxicosis presentan signos clínicos como ataxia, temores de intención, nistagmo vertical e hiperreflexión (Kreuder et al., 2002; Miller y Fowler, 2015), por lo que era importante que durante el examen físico se evaluara el estado general del paciente, así como actitud, postura, posición de cabeza y motilidad ocular. Sin embargo, se debe tomar en cuenta que las aves pueden controlar de forma voluntaria el tamaño de la pupila debido a que poseen músculos estriados, además no poseen el reflejo pupilar de luz consensual. Una leve anisocoria se considera normal y cuando las aves están estresadas, el reflejo de amenaza puede estar ausente (Miller y Fowler, 2015).

Las aves intoxicadas generalmente se encontraban deshidratadas, baja condición corporal, con debilidad y sin poder incorporarse, además la mayoría presentaba bradicardia y signos neurológicos descritos anteriormente, por lo que el manejo inicial consistía en terapia de soporte, incluyendo Lactato de Ringer al 5% del peso corporal BID durante las primeras 24-48 horas, si fuese necesario. Algunos presentaban signos gastrointestinales como la presencia de melena, en estos casos también se les administraba metronidazole 125 mg/ml a una dosis de 25 mg/kg BID y sucralfato 100 mg/ml a una dosis de un mililitro por animal cada seis a ocho horas, 30 minutos antes de la alimentación. Se le ofrecía alimento al paciente en la jaula, esta dieta varía dependiendo de la especie de ave que se estuviera tratando. Si no comía durante las primeras cuatro a seis horas, se comenzaba con el protocolo de alimentación forzada, utilizando una sonda de alimentación adecuada para el paciente que debía ser lo suficientemente larga para llegar hasta el buche y con un ancho

adecuado para facilitar el paso del líquido. En estas aves piscívoras, se les alimentaba Emerald Piscivore® durante las primeras 24 horas, para la preparación de esta fórmula se mezcla tres cucharadas del polvo con 75 ml de agua tibia y 2.5 ml de aceite de pescado. En las siguientes 24 horas se les alimentaba con un análogo de pescado y posterior a las 48 horas con trozos de pescado descongelado.

Se tomaron muestras de sangre en 15 pacientes para realizar un conteo celular y observar si había toxicidad de heterófilos (ver Anexo 7). Al compararlo con valores de referencia normales (ver Anexo 8), se observó que el hematocrito de la mayoría de los pacientes se encontró dentro del rango normal; sin embargo las proteínas totales se encontraban bajas y esto puede deberse a la inapetencia y debilidad general que presentaron los animales. También se observó una linfopenia y heteropenia marcada, lo cual se asocia a los diferentes grados de toxicidad de heterófilos que pudieron ser ocasionados por las toxinas de las algas marinas (Kreuder et al., 2002).

3.4.2. Manejo de fracturas de huesos

La mayoría de las aves que ingresaron a la clínica con historia de atropello por carro o golpes contra ventanas llegaron con una o más fracturas de huesos. Dependiendo del estado y del pronóstico del paciente (es decir, que la cirugía no fuese a impedir su liberación posteriormente), se procedió a realizar la eutanasia o a estabilizar la fractura y al paciente lo más pronto posible y a realizar la cirugía ortopédica una vez que estuviera en condiciones adecuadas.

Para estabilizar fracturas de coracoides, clavícula, húmero o radio-ulna, se realizaba un vendaje en ocho con cinta autoadhesiva y luego este era sujetado contra el cuerpo del paciente, procurando que no quedara muy tallado. Para fracturas a nivel de miembro pélvico, se realizaba un vendaje tipo Robert-Jones.

Las aves poseen una corteza de hueso más delgada por lo que poseen menos fuerza de soporte, además tienen menos tejidos blandos cubriendo los huesos, por lo que es común que los segmentos de la fractura penetren piel y se expongan. En aves adultas, el tiempo requerido para la unión radiográfica e histológica, según estudios realizados, es de cinco semanas con fijación interna y ocho semanas con fijación externa (Helmer y Redig, 2006).

Para el manejo de fracturas a nivel de coracoides o clavícula en aves pequeñas con un peso de menos de 500 g, se le daba reposo al paciente en una jaula de tela impermeable, realizando un vendaje en ocho para inmovilizar la fractura. En aves pequeñas es posible la recuperación, aunque puede prolongarse hasta un año. En aves de más de 500 g se puede recurrir a utilizar un pin intramedular de Steinmann (Coles, 2007).

Las fracturas a nivel de tibiotarso eran frecuentes de observar en estas aves pequeñas, siendo en muchos casos fracturas en tallo verde. Debido al tamaño de estos pacientes, los procedimientos ortopédicos se limitaron a coaptaciones externas y entablillados, junto con el reposo (Miller y Fowler, 2015). Los entablillados consistían en colocar de cuatro a seis capas de cinta adhesiva suave (Kendall®) de aproximadamente 1.5 cm de largo tanto en el aspecto craneal como caudal para estabilizar la fractura y así alinear el miembro pélvico afectado. La fractura en tallo verde a nivel de tarsometatarso se estabilizó colocando un entablillado desde la porción distal del tibiotarso hasta los dígitos (ver Figura 8).

Esta técnica es barata y sencilla, además requiere de menor tiempo de anestesia y es de utilidad en aves pequeñas al utilizar materiales más livianos (Eshar y Briscoe, 2009), por otro lado el retorno a su función puede prolongarse y puede que no se realice de forma completa (Helmer y Redig, 2006).

El manejo terapéutico incluyó la administración de fluidos SC al 5% del peso corporal BID. Entre los antibióticos utilizados, se administraba enrofloxacin 20-30 mg/kg PO SID o clindamicina a una dosis de 100 mg/kg PO SID ó 50 mg/kg PO BID, ya que a veces la dosis alta no es bien tolerada por los pacientes. También se les administraba meloxicam a una dosis de 0.5 mg/kg PO BID y tramadol 25 mg/kg PO BID en aves pequeñas, 5 mg/kg PO BID en águilas y 15 mg/kg PO BID en gavilanes.



Figura 8. Entablillado en un cenzontle (*Mimus polyglottos*) bajo anestesia con isofluorano.

Caso 15-715 (*Bubo virginianus*)

El búho cornudo adulto ingresó el 3 de abril de 2015, fue encontrada en la autopista por lo que se sospechaba que fue atropellado, al ingresar a la clínica se tomaron los parámetros y se obtuvo el peso del paciente (Cuadro 6).

Cuadro 6. Parámetros del paciente 15-715 el día del ingreso.

Frecuencia cardiaca	220 latidos por minuto
Frecuencia respiratoria	15 respiraciones por minuto
Membranas mucosas	Rosadas
Peso	1.4 kg

Durante la examinación física, se observó una inflamación leve alrededor de la ranfoteca y las narinas, abrasiones leves en cabeza y alrededor de boca, y se visualizó

hifema y desprendimiento parcial de la retina en ojo derecho, mientras que el ojo izquierdo se observó normal.

El paciente presentaba debilidad general, deshidratación leve, con inflamación leve en antebrazo derecho. Presentaba además una inflamación severa en tibiotarso derecho y corvejón, y se logró palpar una fractura cerrada sin evidencia de hueso expuesto, mientras que el miembro posterior izquierdo (MPI) no presentaba lesiones.

El paciente se sedó con isoflurano para realizar radiografías de vista VD y LL izquierda, las cuales revelaron una fractura transversa conminuta de diáfisis medio del tibiotarso derecho con desplazamiento proximal y caudal (ver figuras 9 y 10). Se le colocó un catéter de calibre 24 a nivel de vena yugular derecha y se administró manitol (dosis 1.5 mg/kg) vía IV lento, seguido por solución salina 0.9% al 5% del peso corporal en 24 horas. Se administraron dos dosis de manitol en las primeras ocho horas. En rapaces se con sospecha de edema cerebral, la dosis de manitol varía de 0.2-2 mg/kg vía IV lento cada 24 horas (Carpenter, 2013).



Figura 9. Vista ventrodorsal en la cual se aprecia la fractura transversa del tibiotarso (flecha blanca).



Figura 10. Vista latero-lateral izquierda, donde se aprecia el desplazamiento de los fragmentos proximal y distal (flecha blanca).

Se estabilizó la fractura colocando un vendaje Robert-Jones desde el fémur hasta las falanges. Mientras el paciente estaba sedado, se tomó una muestra de sangre para la hematología (ver resultados en cuadro 7) y se le administró 0.14 ml IV de meloxicam 0.5% (dosis de 0.5 mg/kg) y 1.5 ml de enrofloxacin 2.27% (25 mg/kg) diluido en los fluidos administrados vía SC.

Cuadro 7. Resultados de la hematología del paciente 15-715 durante el internamiento y los valores de referencia según Black et al. (2011).

	3 de abril	11 de abril	3 de mayo	Valores de referencia
Hematocrito	28%	64%	40%	34%
Proteínas totales	3.4 g/dl	5.0 g/dl	4.4 g/dl	3.0 g/dl
Conteo leucocitario	24 400/ μ l		60 000/ μ l	20 700/ μ l
Heterófilos	20 008/ μ l		36 000/ μ l	13 270/ μ l
Linfocitos	4 148/ μ l		18 000/ μ l	4 680/ μ l
Eosinófilos	0/ μ l		3 000/ μ l	1 240/ μ l
Monocitos	244/ μ l		3 000/ μ l	660/ μ l
Otras observaciones	Presencia de <i>Haemoproteus</i>		Presencia leve de <i>Haemoproteus</i>	

Al día siguiente se premedicó con atropina (dosis 0.2 mg/kg) y buprenorfina (dosis 0.3 mg/kg) vía IM. La inducción y mantenimiento de anestesia se realizó con sevoflurano, una vez que el paciente estaba anestesiado, se removió la máscara para

intubarlo y se mantuvo con un catéter temporal para fluidos, administrando ceftazidima (180 mg/ml) a una dosis de 30 mg/kg vía IV lento cada dos horas durante el tiempo quirúrgico.

Durante la cirugía se estuvo monitorizando la frecuencia cardiaca mediante un doppler que se colocó sobre la arteria braquial, la frecuencia respiratoria y la temperatura cada cinco a diez minutos. Se lubricaron ambos ojos con ungüento de lágrimas artificiales para evitar resequedad y que se ocasionara una úlcera iatrogénica. Entre las ventajas del uso de sevoflurano en aves, produce una inducción y recuperación más rápida que el isoflurano, además de que no produce arritmias cardiacas. Sin embargo, las desventajas incluyen que debe estar a una concentración más alta para mantener la anestesia quirúrgica y el costo es más elevado (Doneley, 2010).

Se removieron manualmente las plumas desde el tarsometatarso hasta la porción distal del fémur y se desinfectó con gasas impregnadas con clorhexidina diluida y luego con alcohol, esto se realizó seis veces. Se utilizó un vendaje estéril autoadherente (Vet wrap®) para envolver desde la porción proximal del tarsometatarso hasta las falanges para facilitar la manipulación del miembro, luego se colocaron cuatro campos quirúrgicos estériles con backhaus alrededor del miembro.

Se realizó una incisión sobre piel que posteriormente se tuvo que extender y se realizó disección roma en los planos de las fascias musculares. Se retiraron tres fragmentos de la fractura que estaban parcialmente adheridos al hueso para evitar un secuestro óseo en el futuro, luego se utilizaron rongeurs para remover superficies ásperas de la fractura y permitir un mejor alineamiento con el fragmento distal. Se realizó tracción para alinear los dos segmentos de la fractura y se introdujo un pin

endomedular 3/34 de manera retrógrada a través del fragmento proximal, con la salida a nivel del plato tibial, y luego de forma normógrada cerca del corvejón.

El tamaño de los pines intramedulares debe ser la mitad a dos tercios del canal medular, estos mantienen el alineamiento del hueso pero no proveen estabilidad de rotación, por lo que se deben colocar cerclajes con alambre o una fijación externa tipo “tie-in”, donde el pin intramedular se incluye en la fijación externa al doblarla en un ángulo de 90° (Samour, 2006; Doneley, 2010).

En este caso, el diámetro del pin endomedular era muy grande para incorporarlo en la fijación externa, por lo que se decidió cortarlo cerca del plato tibial. La dos capas musculares se suturaron con un patrón interrumpido y la piel se suturó con un patrón simple continuo, ambos se realizaron con monofilamento 2/0.

Posteriormente se colocó una fijación externa tipo II utilizando dos pines con rosca a nivel proximal al sitio de fractura y dos distal a este. Se realizaron pequeñas incisiones en piel y con un taladro se colocaron los pines a través de ambas cortezas del hueso. Se tomaron varias radiografías para confirmar la adecuada colocación y alineamiento de los pines (Figura 11).



Figura 11. Radiografía tomada posterior a la cirugía, observando una adecuada alineación de ambos fragmentos de la fractura.

Las incisiones de piel se suturaron con monofilamento 3/0, luego se colocó un drenaje “penrose” a lo largo de los pines externos y dentro de los drenajes se colocó metacrilato de metilo y se dejó durante cinco a diez minutos hasta que se solidificara. El área se limpió con solución salina estéril, luego se aplicó pomada de bacitracina a las heridas y regiones de salida de pines, seguido de un vendaje Robert-Jones, dejando los dedos expuestos.

El paciente se recuperó adecuadamente de la anestesia, se le administraron dosis adicionales de buprenorfina, enrofloxacin y meloxicam y posteriormente se colocó en la jaula en decúbito esternal, procurando acolchar bien el piso. Aproximadamente cinco horas después de la recuperación de la anestesia, se alimentó mediante una sonda con el 3% del peso corporal de Emeraid Carnivore®, el cual es una dieta formulada para carnívoros exóticos en estado crítico.

El paciente continuó con enrofloxacin (22.7 mg/tableta) 1.5 tabletas PO SID, tramadol (25 mg/ml) a 10 mg/kg PO BID y meloxicam (1.5 mg/ml) a 0.5 mg/kg PO BID, además de fluidos subcutáneos al 5% del peso corporal BID y gotas de flurbiprofeno OD tres veces al día (TID). Durante las primeras 24 horas se alimentó mediante sonda la dieta de Emeraid Carnivore® a una relación 1:1 en agua. Posterior a las 24 horas se le comenzó a ofrecer trozos de ratón mediante hemostáticas, además se dejaban ratones enteros hidratados con solución salina en la jaula dos veces al día.

Los primeros días el paciente no apoyaba el miembro posterior derecho (MPD), no obstante se observó una mejoría con el transcurso del tiempo, por lo que se fueron colocando perchas en el piso de la jaula para que el paciente gradualmente utilizara más el MPD.

El 7 de abril se sedó al paciente con sevoflurano para obtener radiografías y observar el progreso de la reparación de la fractura. Se le administró 0.2 mg/kg de

atropina y 0.3 mg/kg de buprenorfina vía IM. Las radiografías mostraron un alineamiento saludable, por lo que se removió el pin endomedular. Se observó una disminución de la inflamación, los sitios de incisión se limpiaron con solución salina estéril y clorhexidina, luego se aplicó bacitracina y se le realizó un vendaje de Robert-Jones.

Al examen ocular, hubo una reducción de hemorragia en la cámara posterior y la retina se observó intacta; sin embargo, todavía se observaban coágulos y fibrina en el aspecto ventrolateral de la cámara anterior. Se decidió continuar con cambios de vendaje cada tres o cuatro días con terapia física realizando movimientos de flexión y extensión. La terapia física debe ser realizada bajo anestesia, comenzando a los diez días post-cirugía y con una duración de cinco minutos (Doneley, 2010). También se tomaron muestras de sangre debido a que las mucosas se observaron pálidas y se le administró hierro (Iron dextran®) 10 mg/kg vía IM.

Se decidió colocar los medicamentos en el alimento para evitar la manipulación excesiva del paciente todos los días. El 15 de abril se comenzó a medicar al paciente con diazepam a una dosis de 0.5 mg/kg BID como sedativo, debido a que este había estado removiéndose el vendaje.

El 29 de abril se sedó al paciente para tomar radiografías y para la limpieza de los pines, las tomas revelaron un alineamiento estable y el comienzo de formación de callo óseo, el cual fue palpado también. Se realizó terapia de extensión y flexión y se removieron los dos pines externos con dremel.

El 3 de mayo se repitieron el hematocrito, las proteínas totales y el conteo leucocitario (cuadro 7), presentando una leucocitosis leve con linfocitosis y además se observó una leve presencia de *Haemoproteus* spp. Este hemoparásito pertenece a la familia de Plasmodiidae y se transmite mediante vectores como los *Culicoides* spp. e

hipobóscidos, se encuentra en hábitats subtropicales en Florida durante todo el año. Se reproducen de forma asexual y luego invaden los eritrocitos, esta parasitemia produce signos clínicos cuando es alta, ocasionando debilidad, anemia y anorexia (Atkinson, 2008). También puede haber un aumento de linfocitos, heterófilos, eosinófilos y monocitos, lo cual podría explicar los resultados de la hematología; sin embargo, como el paciente no presentaba signos clínicos relacionados al agente, no se le administró ningún tratamiento antiparasitario.

Debido a que el paciente presentaba trauma de tejidos blandos a nivel de la fractura, además de que los sitios de los pines podían ser una puerta de infección, se decidió remover los pines laterales restantes y colocar un vendaje de Robert-Jones para estabilizar el MPD, cambiándolo cada cinco días, este fue removido 17 días después cuando las radiografías revelaron un callo más evidente (ver Figura 12). La flexión del MPD fue gradualmente incrementando hasta llegar a un 80-85% comparado al MPI.

El paciente se llevó a los recintos de afuera continuando con alimento medicado el 24 de mayo, asesorando el vuelo y el apoyo del MPD, fue liberado el 9 de junio en el sitio donde fue rescatado.



Figura 12. Radiografía tomada 8 semanas después de la cirugía, donde se observa la formación de callo óseo en la vista VD.

3.4.3. Fracturas de caparazón

Traumas por accidentes vehiculares en quelonios suelen ocasionar fracturas de caparazón y plastron, aunque también se pueden deber a ataques por depredadores.

En tortugas acuáticas el manejo se complica al mantener al animal fuera del agua y esto conlleva a la disminución del apetito (Joy et al., 2010). La mayoría de quelonios que llegaron a CROW fueron atropellados y presentaban una o múltiples fracturas, las cuales se evaluaban para determinar si el pronóstico era bueno, reservado o malo, y dependiendo de eso, se realizaba una intervención quirúrgica. En casos donde había perforación de pulmones, fractura de columna vertebral u órganos expuestos, la decisión era realizar la eutanasia.

Durante el examen físico se observaba el estado mental del paciente, a nivel de cabeza se examinaban los ojos y se abría la boca para la inspección de la cavidad oral así como de la glotis, también se observaba si habían secreciones nasales.

La frecuencia cardíaca se determinaba mediante el doppler, éste se debía colocar en el área entre la cabeza y el miembro anterior y dirigirlo hacia caudal, debido a que el corazón se localiza en el tercio proximal de la cavidad celómica (Barrows et al., 2004; Tully y Mitchell, 2012).

Se palpaban los cuatro miembros y se evaluaba la función motora y sensorial de estos. Posteriormente, se procedía a tomar radiografías para observar si había fractura de columna y/o miembros, examinar los campos pulmonares y así determinar el pronóstico de la fractura y realizar el plan de manejo.

El manejo inicial del paciente consistía en la administración de analgésicos, antibióticos y antiinflamatorios (ver cuadro 8).

Cuadro 8. Medicamentos, dosis, ruta y frecuencia de administración utilizados en quelonios que presentaban fracturas de caparazón en CROW.

Medicamento	Dosis y ruta de administración	Frecuencia
Hidromorfina	0.3 mg/kg IM	SID una única dosis
Tramadol	10 mg/kg PO	SID cada 2-3 días
Meloxicam	0.4 mg/ml IM	SID durante 3-4 días
Ceftazidima	30 mg/kg IM	SID cada 3 días

En la mayoría de quelonios se ha demostrado que si se utiliza butorfanol o buprenorfina únicamente, los efectos sedativos son mínimos a moderados aún en dosis altas de más de 1 mg/kg (Schumacher, 2007). A los pacientes deshidratados se les administraban cada dos días fluidos al 2% del peso corporal, estos consistían en una mezcla de una parte de lactato de Ringer, una parte de dextrosa al 5% y una parte de solución salina al 0.9% (Mader y Divers, 2014), estos eran suministrados vía intracelómica por la fosa prefemoral, a este nivel se puede manejar hasta 30 ml/kg/día (Kirchgesner y Mitchell, 2009). No se recomienda el uso de lactato de Ringer únicamente debido a que puede ocasionar una acidosis láctica (Norton, 2005).

El protocolo de alimentación consistía en administrar mediante una sonda de alimentación o esofágica comenzando desde 1% del peso corporal e incrementando gradualmente hasta el 2% del peso corporal en un periodo de siete a diez días. La alimentación se realizó cada tres días con una dieta basada en heno (Oxbox Animal Health®) y una vez que comenzaron a comer por sí solos, se redujo la cantidad de veces de alimentación forzada (Mader y Divers, 2014).

Las heridas expuestas se limpiaban con clorhexidina diluida y solución salina estéril, teniendo cuidado con tejidos blandos adyacentes que estuvieran expuestos. Luego se colocaba crema de sulfadiazina de plata al 1% y se cubrían con gazas humedecidas en salina estéril y gazas secas encima (“wet-to-dry”), luego se realizaba un vendaje con cinta elástica (Elastikon® de Johnson Johnson).

Estos vendajes se cambiaron diariamente para reducir la contaminación y promover la recuperación, la sulfadiazina de plata asiste en reducir patógenos así como para la formación de tejido de granulación. Después de dos semanas se recomienda realizar cambios de vendajes dos veces a la semana, siempre irrigando las heridas con salina y a las seis u ocho semanas se irá formando el tejido de granulación por lo que la herida no necesitará vendajes y puede ser monitoreado cada semana (Mader y Divers, 2014).

En casos de tortugas acuáticas con presencia de algas en el caparazón, estas se removían con gazas impregnadas en yodo-povidona diluida para evitar la contaminación de las heridas.

En quelonios con fracturas extensas de caparazón, se les aplicaba la terapia de presión negativa, la cual consiste en una técnica no invasiva que utiliza la presión negativa para acelerar el proceso de cicatrización (ver Figura 13).



Figura 13. Terapia de presión negativa en una tortuga de caparazón blando de Florida (*Apalone ferox*). Este paciente además presentaba una sonda esofágica para la alimentación forzada y administración de medicamentos orales.

La forma del caparazón facilita la colocación del vendaje, además por el comportamiento de la tortuga hay menos probabilidad de que el vendaje sea removido o que el tubo se enrede. La terapia debe ser utilizada en estadíos tempranos y una vez

que se forma tejido de granulación, se puede recurrir al manejo tradicional de heridas (Mader y Divers, 2014).

Al crear una presión sub-atmosférica en el sitio de la herida, esta técnica promueve la contracción de los márgenes de la herida para facilitar el cierre de ésta, también favorece la formación de tejido de granulación, aumenta la perfusión de tejido, remueve exudado y evita el ingreso de agentes microbianos, así como disminuye el edema (Lafortune et al., 2005; Mader y Divers, 2014). Como contraindicaciones, no se recomienda la aplicación de la terapia si presenta una debridación incompleta con presencia de tejido necrótico, tampoco se debe utilizar directamente sobre órganos expuestos, vasos sanguíneos o nervios. No se debe aplicar si hay sangrado activo en el área (Mader y Divers, 2014).

Se realizaron cambios de vendajes todos los días y luego cada dos a cinco días dependiendo de la cantidad de fluido que se produce y evaluando siempre el progreso de la cicatrización de la herida. Esta terapia tiene una duración de cinco días hasta un par de semanas (Lafortune et al., 2005).

En CROW, entre los métodos más prácticos, baratos y eficientes utilizados para casos de fracturas de caparazón se usaba resina epoxi adhiriendo materiales como sujetadores de gancho al caparazón y uniendo las piezas con sutura de acero inoxidable o de propileno 0/0. Si hay presencia de infección, no se recomienda el uso de resina epoxi debido a que puede llegar a sellar la herida infectada y de estar forma producir una septicemia (Mader y Divers, 2014).

En estos casos lo recomendable es debridar y realizar lavados con cambios de vendajes antes de considerar realizar el cierre de la fractura (Mcarthur y Hernandez-Divers, 2004). Este método se puede realizar con el paciente despierto, ya que es un procedimiento no invasivo y rápido.

Otro método al que se recurría era la colocación de tornillos de acero inoxidable estériles y alambres, que provee una mejor estabilización que el método descrito anteriormente (Mader y Divers, 2014).

Para la sedación en quelonios, se administraba una combinación de ketamina a una dosis de 5 mg/kg junto con dexmedetomidina a una dosis de 0.05-0.25 mg/kg IM, posteriormente se mantenía al paciente con sevoflurano.

Los sitios de fractura se limpiaban con clorhexidina y solución salina estéril, luego utilizando rongeurs se procedía a remover las piezas necesarias para mejorar el alineamiento de los escudos del caparazón. Con un taladro se realizaban los agujeros según la cantidad de tornillos a utilizar y posteriormente se envolvía el alambre de acero inoxidable alrededor de los tornillos en figura de ocho.

Los tornillos se deben colocar a una distancia mínima de 0.5 cm del borde de la fractura para tener una mejor estabilidad (Mader y Divers, 2014). Una vez terminado el procedimiento, se colocaba el revertor atipamezole a una dosis de 0.2-0.5 mg/kg vía IM.

Se asistió una reparación de fractura de caparazón de una Tortuga de Florida (*Gopherus polyphemus*), presentó un desplazamiento de la parte caudal del caparazón, involucrando los escudos costales y marginales y con exposición parcial de tejido pulmonar. También tenía otra fractura desplazada en los escudos vertebrales de la parte craneal sin tejido expuesto, se colocaron cuatro tornillos en total para proveer estabilidad, los que se tallaron con un alambre de acero inoxidable (ver Figura 14). Pocos días después, se le pegaron ruedas de acero inoxidable con resina epóxica al plastron con el fin de incrementar la movilidad de los miembros posteriores.



Figura 14. Tortuga de Florida (*Gopherus polyphemus*) previo a la reparación de la fractura de caparazón (izquierda) y posterior al procedimiento (derecha).

3.4.4. Manejo de heridas

Las heridas ocasionadas por ataques de gatos u otros depredadores en aves pequeñas se manejaban limpiando el área con clorhexidina y evaluando la extensión de la herida. Si eran recientes y pequeñas, se recurría a limpiarlas y a utilizar un adhesivo para tejidos para unir los bordes de la herida, éste era un método efectivo y rápido y se utilizaba sobretodo en aves pequeñas y mamíferos pequeños como las zarigüeyas y conejos.

En casos de que fueran heridas más grandes, se suturaban con monofilamento, en casos de abrasiones y laceraciones se procedía a realizar apósitos no adherentes con miel, bacitracina o sulfadiazina de plata cubiertas por Telfa® y Tegaderm®.

Lavados con solución Tris-EDTA también resultaban efectivos, éste incrementa la permeabilidad de las bacterias Gram-negativas, haciéndolas susceptibles a la destrucción por lisosimas, antisépticos y antibióticos.

Tris-EDTA en agua estéril lisa bacterias como *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli* y *Proteus vulgaris*, y sus propiedades antimicrobianas aumentan al utilizarla junto con gluconato de clorhexidina y antibióticos tópicos (Fossum, 2013; Van Hengel et al., 2013).

El antibiótico sistémico utilizado en CROW varía según la especie (ver cuadro 9). En lagomorfos se debe evitar la administración oral de antibióticos como clindamicina, amoxicilina, ampicilina, penicilina, eritromicina y cefalosporinas; debido a que estos matan la flora intestinal normal de los conejos y permiten el crecimiento de bacterias patógenas, lo cual puede llegar a ser fatal para el paciente (Tully y Mitchell, 2012).

Cuadro 9. Antibióticos utilizados en CROW para el tratamiento de heridas de piel según la especie.

Especie	Medicamento	Dosis, ruta y frecuencia de administración
Mapaches	Ácido clavulánico-amoxicilina	20 mg/kg PO BID
Aves	Trimetropim sulfa	48 mg/kg PO BID
Zarigüeyas	Trimetropim sulfa	48 mg/kg PO BID
Conejos	Trimetropim sulfa	48 mg/kg PO BID

La pesca es una actividad popular y frecuente en la isla, y es común encontrar anzuelos y líneas de pescar sueltos en el mar, por lo que muchas aves marinas ingresaban a la clínica con un anzuelo y/o con el ala envuelta en una línea de pescar.

Se atendió un caso de un pelícano pardo juvenil (*Pelecanus occidentalis*), al que se le realizó un examen físico general para determinar la condición y el pronóstico, posteriormente, se tomaron radiografías para determinar la cantidad de anzuelos en total, asegurando que el paciente no hubiera ingerido ninguno.

Se determinó la presencia de un anzuelo a nivel de la articulación carpal derecha; sin embargo, estaba a nivel subcutáneo por lo que no involucraba propiamente la articulación. Una vez que el paciente se estabilizó, se anestesió con isoflurano al 4% y el área se desinfectó con clorhexidina diluida, luego se utilizaron hemostáticas para remover cuidadosamente el anzuelo, lo que se logró sin dificultad alguna.

Se colocó un vendaje con crema de bacitracina sobre la herida y el paciente se mantuvo con enrofloxacin (30 mg/kg PO SID) y meloxicam (0.2 mg/kg PO BID) con cambios de vendaje cuando fuese necesario.

Una vez que la herida sanó y se discontinuaron los medicamentos, el paciente se trasladó al recinto externo para pelícanos (Figura 1, letra P), desparasitándose con pirantel y colocándole un anillo de identificación para diferenciarlo de los otros animales que se encontraban en el recinto.

3.5. Métodos y decisión de realizar la eutanasia

Animales con lesiones o alteraciones que no permitían una adecuada rehabilitación y liberación eran eutanasiados, en algunas excepciones se mantenían en cautiverio, utilizándolos como animales de educación para los visitantes.

Mapaches con sospecha de enfermedades infecciosas como distemper o rabia eran eutanasiados inmediatamente, así como las aves con poxvirus donde las lesiones progresaban.

Especies no nativas de la zona que eran remitidas a la clínica también se eutanasiaban, entre las más comunes se encontraban: el estornino europeo (*Sturnus vulgaris*), la tórtola turca (*Streptopelia decaocto*), el pato mudo (*Cairina moschata*), la paloma doméstica (*Columba livia*) y el sapo marino (*Rhinella marina*).

La solución de eutanasia utilizada era el pentobarbital de sodio (Euthasol® a una dosis de un mililitro cada 4.5 kg de peso vivo). Este medicamento es un barbitúrico que deprime el sistema nervioso a nivel de corteza, produciendo una pérdida de consciencia, por lo que al administrar una sobredosis a un animal, éste deprime el centro respiratorio, produciendo apnea y posteriormente ocasionando un arresto cardíaco (Golab y Patterson-Kane, 2013).

Las aves se anestesiaban con máscara, utilizando isoflurano o sevoflurano al 5% y 8% respectivamente, posteriormente se administraba pentobarbital de sodio vía IV, intracardiaca o intraperitoneal. Esta última vía tenía un efecto más lento y muchas veces requería una dosis adicional; otras rutas para administrar la solución incluyen el seno basioccipital o mediante un catéter intraóseo (Bewig y Mitchell, 2009). La decapitación se realizaba en crías altriciales, posterior a que estuvieran anestesiados, que todavía se considera un método aceptable (Woodbury, 2007).

En anfibios se aceptaba realizar la eutanasia al sumergirlos por un periodo de una hora en MS-222 (metasulfonato de triclaína), debido a que tienen la capacidad de absorber este anestésico a través de la piel (Woodbury, 2007). Este agente ingresa al sistema nervioso central y altera la conducción de nervios al bloquear los canales de sodio.

Una vez anestesiados (se verificaba la pérdida del reflejo de enderezamiento además de que no respondían a estímulos dolorosos) se administraba cloruro de potasio vía intracardiaca y por último se introducía una aguja por el foramen magno para deshacer el cerebro (Les Stocker, 2005).

En reptiles se premedicaban con ketamina (20 mg/kg) y dexmedetomidina (0.05 mg/kg) vía IM y se eutanasiaban con pentobarbitúrico de sodio vía IV a nivel subcaparacial o en la vena yugular, se dejaban en una jaula cerrada durante 24 horas

mínimo, para verificar posteriormente que no tuviera reflejos ni latido cardiaco, esto se realizaba mediante un doppler.

Mamíferos pequeños se anestesiaban con isoflurano o sevoflurano y luego se eutanasiaban con pentobarbital de sodio vía IV o IC; sin embargo, los mamíferos adultos o de tamaño más grande se premedicaban con ketamina (10 mg/kg) previo a la eutanasia.

4. CONCLUSIONES

1. Se adquirieron conocimientos de los protocolos para el manejo general de un animal de vida silvestre al ingreso en el centro de rehabilitación, incluyendo la estabilización inicial, evaluación física, toma de muestras de sangre y toma de radiografías, así como el establecimiento de los posibles diagnósticos diferenciales con base en la historia del animal y la especie.
2. Se aplicaron las medidas de bioseguridad durante la restricción física de acuerdo a la especie que se estaba manipulando, incluyendo el uso de guantes de examinación y guantes de cuero en el caso de las aves de presa. En casos de pacientes agresivos, primero se recurría a administrar un agente anestésico.
3. Se aprendió sobre el cuidado general de mamíferos, aves y reptiles con los que se trabajó en la pasantía, incluyendo la preparación de dietas y el enriquecimiento ambiental. Pacientes con hiporrexia o anorexia eran alimentados mediante una sonda, a través de ésta también se administraban los medicamentos que requería el paciente.

5. RECOMENDACIONES

1. Educar a las personas acerca de la importancia de la conservación de estos animales de vida silvestre y saber en qué situaciones intervenir.
2. Siempre tomar en consideración las enfermedades zoonóticas que puede transmitir el animal al ser tratado, por ende, aplicar las medidas de bioseguridad necesarias, así como vacunas preventivas.
3. Recurrir a literatura actualizada para el uso de medicamentos en diferentes especies, ya que existen muchos estudios inconcluyentes acerca del efecto de estos dependiendo de la especie.
4. Conocer las condiciones de los recintos y los materiales que se deben utilizar para propiciar una adecuada rehabilitación del paciente.

6. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Arms, P. R. 2013. Opossums and Antibiotics. New York State Wildlife Rehabilitation Council. 33: 4-5.
- Atkinson, C. T. 2008. Haemoproteus. pp. 13-21. *In* Atkinson, C. T., N. J. Thomas & D. B. Hunter, (eds.). Parasitic Diseases of Wild Birds. Wiley-Blackwell, Iowa.
- Barragán, K. B. 2008. El Concepto de Salud y sus Limitantes en la Conservación de la Vida Silvestre. Mem. Conf. Internamed. Aprovech. Faunasilv. Exót. Conv. 4:1.
- Barrows, M., S. McArthur & R. Wilkinson. 2004. Diagnosis. p. 132-138. *In* McArthur, S., R. Wilkinson & J. Meyer, (eds.). Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles. Blackwell Publishing, United Kingdom.
- Bewig, M. & M. A. Mitchell. 2009. Wildlife. p. 516 *In* M. A. Mitchell & T. N Tully, (eds.). Manual of Exotic Pet Practice. Saunders Elsevier, Missouri.
- Black, P. A., D. L. McRuer, L. Horne. 2011. Hematologic parameters in raptor species in a rehabilitation setting before release. *J Avian Med Surg.* 25: 192-198.
- Blanco, K. G. Dolz, M. Jiménez, R. Peña & C. Hernández. 2008. Resultados preliminares: agentes virales en felinos silvestres en cautiverio en Costa Rica. p. 35. *In* XII Congreso de la Sociedad Mesoamericana para la Biología y la Conservación. Nov 10-14. Sociedad Mesoamericana para la Biología y la Conservación, El Salvador.
- Brodie, J. F., E. Post & D. F. Doak. 2013a. Climate Change and Wildlife Conservation. p. 1. *In* J. F. Brodie, E. Post & D. F. Doak, Wildlife Conservation in a Changing Climate. The University of Chicago Press, Chicago.
- Brodie, J. F., E. Post & D. F. Doak. 2013b. What to Expect and How to Plan for Wildlife Conservation in the Face of Climate Change. p. 387. *In* J. F. Brodie, E. Post & D. F. Doak, Wildlife Conservation in a Changing Climate. The University of Chicago Press, Chicago.
- Campbell, T. W. 2015. Exotic Animal Hematology and Cytology. 4th ed. John Wiley & Sons, New Delhi.
- Carpenter, J. W. 2013. Exotic Animal Formulary. 4th ed. Elsevier Saunders, Missouri.
- Child, B. 2009. Conservation in Transition. pp. 4-5. *In* H. Suich, B. Child & A. Spenceley, Evolution & Innovation in Wildlife Conservation: Parks and Game Ranches to Transfrontier Conservation Areas. Earthscan, United Kingdom.
- Coles, B. H. 2007. Essentials of Avian Medicine and Surgery. 3rd ed. Blackwell Publishing, Singapore.

- Dmytryk, R. 2012. Wildlife Search and Rescue: A Guide for First Responders. Wiley – Blackwell, United Kingdom.
- Dominguez, M. C. 2010. Conservation in Latin America: a threatened megabiodiverse region. p. 26. *In* Proceedings of the International Conference on Diseases of Zoo and Wild Animals. May. 12-15. Leibniz Institute for Zoo and Wildlife Research, España.
- Doneley, B. 2010. Avian Medicine and Surgery in Practice: Companion and aviary birds. Manson Publishing, United Kingdom.
- Eshar, D. & J. A. Briscoe. 2009. External coaptation using a tape splint for treatment of distal pelvic limb fractures in small birds. *Lab Anim.* 38: 262-263.
- Fauquier, D. A., L. J. Flewelling, J. M. Maucher, M. Keller, M. J. Kinsel, C. K. Johnson, M. Henry, J. G. Gannon, J. S. Ramsdell & J. H. Landsberg. 2013. Brevetoxicosis in seabirds naturally exposed to *Karenia brevis* blooms along the central west coast of Florida. *J. Wildl. Dis.* 49: 246-260.
- Fossum, T. W. 2013. Small Animal Surgery Textbook. 4th ed. Elsevier Mosby, Missouri.
- Gage, L. J. 2002. Hand-Rearing Wild and Domestic Mammals. Iowa State Press, Iowa.
- Gage, L. J. & R. Duerr. 2007. Hand-Rearing Birds. Blackwell Publishing, Iowa.
- Golab, G. C. & E. Patterson-Kane. 2013. AVMA Guidelines for the Euthanasia of Animals: 2013 Edition. American Veterinary Medical Association, Illinois.
- Greenspan, E. 2013. Frommer's Costa Rica 2013. John Wiley & Sons, New Jersey.
- Haire, M. 2011. Successful Hand-rearing and Rehabilitation of North American River Otter (*Lontra canadensis*): Hand-rearing and Release Techniques to Maximize Chance of Success. OZ Task Force, IUCN/SCC Otter Specialist Group.
- Helmer, P. & P. T. Redig. 2006. Surgical Resolution of Orthopedic Disorders. pp. 761-770. *In* Harrison, G.J. & T. L. Lightfoot, (eds.). Clinical Avian Medicine Volume I. Spix Publishing, Florida.
- Hernández, J. 2002. Costa Rica: propuesta de un modelo para el rescate de su fauna silvestre. pp. 208-209. *In* C. Drews, Rescate de Fauna en el Neotrópico: Iniciativas y perspectivas. Editorial Universidad Nacional, Heredia.
- Hernández, J. 2014. Conflicto vida silvestre-humanos en el valle central de Costa Rica. Universidad Nacional, Heredia. Oct. 15.
- Jiménez, I. 2002. Los centros de rescate de fauna silvestre como herramientas de conservación. pp. 67-70. *In* C. Drews, Rescate de Fauna en el Neotrópico: Iniciativas y perspectivas. Editorial Universidad Nacional, Heredia.

- Jiménez, M. 2007. Principales problemas médicos que afectan la salud de primates en cautiverio en centros de vida silvestre de Costa Rica. pp. 5-6. *In* II Simposio de Primates de Costa Rica. Jul. 25-27. Universidad de Costa Rica, Costa Rica.
- Jiménez, M., K. Blanco, I. Hagnauer & K. Vega. 2013. La reintroducción de poblaciones animales como verdadera herramienta de conservación [en línea]. *Ambientico*. 239: 38-40. www.ambientico.una.ac.cr (Consulta: 3 nov 2014).
- Jiménez, M., G. Wong, E. Carrillo, R. Sánchez, G. Gutiérrez, K. Blanco, I. Hagnauer & J. A. Morales. 2010. Findings related to mortality of primates in Corcovado National Park, Costa Rica. p. 27. *In* Proceedings of the International Conference on Diseases of Zoo and Wild Animals. May. 12-15. Leibniz Institute for Zoo and Wildlife Research, España.
- Joy, N., S. K. Jhala, M.U.D. Dar, R. Mathai, A. M. Patel, D. B. Patil, N.H. Kelawala, P. V. Parikh & D. O. Joshi. 2010. Carapace Fracture in Turtle – A Case Report. *Vet World*. 2: 337-338.
- Kirchgessner, M. & M. A. Mitchell. 2009. Chelonians. p. 237 *In* M. A. Mitchell & T. N Tully, (eds.). *Manual of Exotic Pet Practice*. Saunders Elsevier, Missouri.
- Krautwald-Junghanns, M. 2007. Aids to Diagnosis. pp. 57-8 *In* B. H. Coles, (ed.). *Essentials of Avian Medicine and Surgery*. 3rd ed. Blackwell Publishing, United Kingdom.
- Kreuder, C., J. A. K. Mazet, G. D. Bossart, T. E. Carpenter, M. Holyoak, M. S. Elie & S. D. Wright. 2002. Clinicopathologic features of suspected brevetoxicosis in Double-Crested Cormorants (*Phalacrocorax auritus*) along the Florida Gulf Coast. *J. Zoo Wildl. Med*. 33: 8–15.
- Lafortune, M., J. F. X. Wellehan, D. J. Heard, E. Rooney-Delpino, C. V. Fiorello, E. R. Jacobson. 2005. Vacuum-assisted Closure (Turtle VAC) in the Management of Traumatic Shell Defects in Chelonians. *J. Herpetol. Med. Surg*. 15: 4-8.
- Landsberg, J. J., G. A. Vargo, L. J. Flewelling & F. E. Wiley. 2007. Algal Biotoxins. p. 439. *In* N. J. Thomas, D. B. Hunter & C. T. Atkinson, (eds.). *Infectious Diseases of Wild Birds*. Blackwell Publishing, Iowa.
- Les Stocker. 2005. *Practical Wildlife Care*. 2nd ed. Blackwell Publishing, United Kingdom.
- Mader D. R. & S. J. Divers 2014. *Current Therapy in Reptile Medicine & Surgery*. Elsevier Saunders, Missouri.
- Mata, A. & J. Echeverría. 2004. Introduction. p. 9. *In* G. W. Frankie, A. Mata & S. B. Vinson, *Biodiversity Conservation in Costa Rica*. University of California Press, California.

- Mcarthur S. & S. Hernandez-Divers. 2004. Surgery. pp. 444-445. *In* Mcarthur, S., R. Wilkinson & J. Meyer, (eds.). *Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles*. Blackwell Publishing, United Kingdom.
- Miller, E. A. 2012. *Minimum Standards for Wildlife Rehabilitation*. 4th ed. National Wildlife Rehabilitators Association, Minnesota.
- Miller, E. & M. E. Fowler. 2015. *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Volume 8*. Elsevier Saunders, Missouri.
- Miller, E. & S. Woltman. 2013. Wildlife Rehabilitation. p. 574-580. *In* M. D. Irwin, J. B. Stoner & A. M. Cobaugh, *Zookeeping: An Introduction to the Science and Technology*. The University of Chicago Press, London.
- Morrison, M. L., B. Marcot & R. W. Mannan. 2006. *Wildlife-Habitat Relationships: Concepts and Applications*. 3rd ed. Island Press, Washington.
- Owen, J. C. 2011. Collecting, processing, and storing avian blood: a review. *J. Field Ornithol.* 82: 339-354.
- Samour, J. 2006. Management of Raptors. p. 923. *In* Harrison, G.J. & T. L. Lightfoot, (eds.). *Clinical Avian Medicine Volume I*. Spix Publishing, Florida.
- Schmidt, R. E., D. R. Reavill & D. N. Phalen. 2003. *Pathology of Pet and Aviary Birds*. Iowa State Press, Iowa.
- Schumacher, J. 2007. Chelonians (Turtles, Tortoises, and Terrapins). pp. 261-265 *In* G. West, D. Heard & N. Caulkett, (eds.). *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. Blackwell Publishing, Iowa.
- Sheleby-Elías, J., G. Dolz, G. Gutiérrez, M. Jiménez, K. Madriz, R. Pereira & K. Blanco. 2010. Detección molecular de circovirus aviar, poliomavirus aviar y *Chlamydophila psittaci* en aves psitácidas en cautiverio en Costa Rica. p. 197. *In* XIV Congreso de la Sociedad Mesoamericana para la Biología y la Conservación. Nov 12. Sociedad Mesoamericana para la Biología y la Conservación, Costa Rica.
- Stocker, L. 2005. *Practical Wildlife Care*. 2nd ed. Blackwell Publishing, United Kingdom.
- Torres, A. M., M. Jiménez & K. Blanco. 2013. La reintroducción de poblaciones animales como verdadera herramienta de conservación [en línea]. *Ambientico*. 239: 31-37. www.ambientico.una.ac.cr (Consulta: 3 nov 2014).
- Tully, N. & M. A. Mitchell. 2012. *A Veterinary Technician's Guide to Exotic Animal Care*. 2nd ed. American Animal Hospital Association Press, Colorado.
- Van Hengel, T., G. ter Haar & J. Kirpensteijn. 2013. Wound management: a new protocol for dogs and cats. p. 33. *In* J. Kirpensteijn & G. ter Haar, (eds.).

Reconstructive Surgery and Wound Management of the Dog and Cat. Manson Publishing, United Kingdom.

Van Riper III, C. & D. J. Forrester. 2007. Avian Pox. pp. 131-137. *In* N. J. Thomas, D. B. Hunter & C. T. Atkinson, (eds.). Infectious Diseases of Wild Birds. Blackwell Publishing, Iowa.

WAZA. 2005. Building a Future for Wildlife: The World Zoo and Aquarium Conservation Strategy. WAZA Executive Office, Switzerland.

Woodbury, M. 2007. Euthanasia. pp. 37-41 *In* G. West, D. Heard & N. Caulkett, (eds.). Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia. Blackwell Publishing, Iowa.

Zjalic, M., G. Gandini, A. Rosati & A. Dimitriadou. 2005. Development of animal production systems in Europe: conservation of farm animal genetic resources. pp. 19-20. *In* A. Rosati, A. Tewolde & C. Mosconi, Animal Production and Animal Science Worldwide. Wageningen Academic Publishers, The Netherlands.

7. ANEXOS

Anexo 1. Expediente digital en el Wildlife Rehabilitation MD database utilizado en CROW.

Intake	
Admitted by	Rick Perry
Address found	3871 Stabile Road
City, state found	St. James City FL
Date found	4/2/2015
Reasons for admission	Found on road
Care given by rescuer	rDVM diagnosed R tibiotarsal fracture; administered meloxicam, butorphanol, and SQ fluids.
Generic intake notes	

Identity	

Initial Exam & Treatment	
Temperature	WNL
RR	15
Dehydration	Mild
Sex	Unknown
Admit mentation	Depressed
Admit MM color	Pink
HR	220
Diagnosis Code	A1 hit by car
Admit weight	1.40 kg
Admit age	Adult
Admit BCS	Thin
Admit temperature	
Head / mouth	Soft tissue swelling along top of beak and nares; mild abrasions.
Eyes / ears	OD - hyphema and likely partial retinal detachment. OS - normal.
CNS	Mild R side head tilt; overall weakness but intact motor/sensory to L leg
Wings / arms	Mild soft tissue swelling along R antebrachium, near elbow.
Hands	
Legs	Severe soft tissue swelling along R tibiotarsus and hock; palpable closed fracture
Feet	
Torso / trunk	
Heart / lungs	Normal auscultation.
GI / Urogenital	
Feathers / skin	Lice
Other	
Initial treatment	Sedated patient for brief rads and catheter placement. Rads revealed closed transverse- comminuted mid diaphyseal fracture of R
Examiner	Barron
Problem 1	
Problem 3	
Problem 2	

Disposition	
Disposition	Released
Transfer type	Released
Release type	Hard
Disposition date	6/7/2015
Disposition location, state	Pine Island FL
Method of Euthanasia	
Enclosure	
Enclosure history	
Holding at	
Criminal activity?	☐ Yes
Carcass saved?	☐ Yes

Anexo 2. Hoja de ingreso para tortugas marinas admitidas a CROW.

SEA TURTLE STRANDING AND SALVAGE NETWORK – STRANDING REPORT

OBSERVER'S NAME AND CONTACT INFORMATION:
 First _____ M.I. _____ Last _____
 E-mail _____
 Affiliation _____
 (Area code) Phone number _____

STRANDING DATE:
 Year 20____ Month____ Day____
 Turtle number by day____

State coordinator must be notified within 24 hrs;
 this was done by ☐ phone (561)575-5407
☐ email ☐ fax (561)743-6228
☐ FWC Wildlife Alert Hotline 1-888-404-3922

SPECIES: (check one)
☐ CC = Loggerhead
☐ CM = Green turtle
☐ DC = Leatherback
☐ EI = Hawksbill
☐ LK = Kemp's ridley
☐ LO = Olive ridley
☐ UN = Unidentified
Check unidentified if not positive. Do not guess.

Photos taken? ☐ Yes ☐ No
 Species verified by state coordinator? ☐ Yes ☐ No

SEX: (check one)
☐ Immature, undetermined
☐ Female ☐ Male
 How was sex determined?
☐ Necropsy
☐ Tail length (adult only)
 Length of tail beyond carapace _____ cm/in.

STRANDING LOCATION: ☐ Offshore (Atlantic or Gulf beach) ☐ Inshore (bay, river, sound, inlet, etc)
 State _____ County _____
 Descriptive location (be specific) _____
 Latitude _____ Longitude _____

CONDITION: (check one)
☐ 0 = Alive
☐ 1 = Fresh dead
☐ 2 = Moderately decomposed
☐ 3 = Severely decomposed
☐ 4 = Dried carcass
☐ 5 = Skeleton, bones only

TAGS: Contact state coordinator before disposing of any tagged animal!!
 Flipper tags present at stranding? ☐ Yes ☐ No
 If so, has CMTTP been notified? ☐ Yes ☐ No
Check all 4 flippers. If found at stranding, record tag number(s)/tag location/return address _____

PIT tag scan? ☐ Yes ☐ No
Check all 4 flippers. If PIT tag found at stranding record id/tag location _____
 Checked for living tag? ☐ Yes ☐ No
 If found, record location (scute number & side) _____

TUMOR DOCUMENTATION:
 Fibropapilloma-like tumors present? ☐ Yes ☐ No
 FP documentation form attached? ☐ Yes ☐ No

FINAL DISPOSITION: (check one)
☐ 1 = Left on beach where found; painted? ☐ Yes* ☐ No(5)
☐ 2 = Buried: ☐ on beach / ☐ off beach;
 carcass painted before buried? ☐ Yes* ☐ No
☐ 3 = Salvaged: ☐ all / ☐ part(s), what/why? _____
☐ 4 = Pulled up on beach/dune; painted? ☐ Yes* ☐ No
☐ 6 = Alive, released
☐ 7 = Alive, taken to rehab. facility, where? _____
☐ 8 = Left floating, not recovered; painted? ☐ Yes* ☐ No
☐ 9 = Other, explain _____
**If painted, what color?* _____

CARAPACE MEASUREMENTS: (see drawing)

Using calipers Choose unit

Straight length (NOTCH-TIP) _____ cm/in

Minimum length (NOTCH-NOTCH) _____ cm/in

Straight width (Widest Point) _____ cm/in

Using non-metal measuring tape Choose unit

Curved length (NOTCH-TIP) _____ cm/in

Minimum length (NOTCH-NOTCH) _____ cm/in

Curved width (Widest Point) _____ cm/in

Weight ☐ actual / ☐ est. _____ kg/lb

Mark wounds or abnormalities on diagrams at left and describe below (note tar or oil, gear or debris entanglement, propeller damage, epibiota, papillomas, emaciation, etc.). **Please note if no wounds or abnormalities were found.** If released, note if new tags were applied.

Anexo 3. Protocolo del cuidado y la alimentación en mapaches de acuerdo al peso y la edad.

Edad	Peso aproximado	Alimentación	Otros cuidados
Desde el nacimiento a las 2 semanas	100-200 g	Utilizando una botella o una jeringa con chupón se enseña al paciente a mamar, en caso de que no lo haga, se administra la fórmula a través de un tubo de alimentación 5-7 veces/día al 5% del peso corporal.	Se pueden colocar peluches dentro del acuario. Estimulación para defecar y orinar antes de pesar al paciente y antes de cada alimentación. Desparasitación con pamoato de pirantel hasta que el paciente se pase a los recintos de afuera.
Semanas 3 y 4	300-400 g	Alimentación con fórmula 3-4 veces/día. Ofrecer alimento de cachorro suavizado con frutas y vegetales (10% de la dieta) dos veces al día, además de ofrecer agua.	Se traslada a una jaula grande con una manta eléctrica. Se espera que el paciente sea más activo, con los ojos y las orejas abiertas y respondiendo a estímulos visuales y de sonido. Se comienza con el protocolo de vacunación.
Semanas 5 y 6	500-600 g	Alimentación 1-2 veces/día. Se ofrece una mezcla de alimento de cachorro húmedo con alimento seco junto con frutas y vegetales.	Enriquecimiento ambiental para evitar que se chupen entre ellos, se pueden esconder frutas en juguetes, además de colocar vegetación en las jaulas
Semanas 6 y 7	600-700 g	Alimentación una vez al día, realizando la transición a alimento seco con frutas, vegetales y proteína (no más del 10% de la dieta)	Se debe tener cuidado con la manipulación, ya que a esta edad tienden a ser más agresivos.
Semanas 8 y 9	800-1000 g	Alimento seco con frutas, vegetales y proteína dos veces al día	Se continúa con el protocolo de vacunación hasta que los animales sean liberados.

Anexo 4. Protocolo de alimentación de zarigüeyas según el peso y la edad aproximada.

Edad	Peso aproximado	Alimentación
1-2 semanas	15-20 g	Alimentación con sonda 6-7 veces al día. Los neonatos que pesan menos de 30 g tienen un pronóstico pobre ya que dependen del marsupio de la madre durante aproximadamente 60 días
3-4 semanas	30-40 g	Alimentación 5 veces/día
4-7 semanas (50-75 g)	50-75 g	Alimentación 5 veces/día. A esta edad se comienza a realizar el destete.
10 semanas	Alrededor de 100 g	Se deja de alimentar fórmula y se ofrece dieta blanda (alimento de gato) y agua en la mañana y dieta blanda con frutas y vegetales en la noche.
12 semanas	120-150 g	Se ofrece alimento seco en la mañana y alimento seco con frutas y vegetales en la noche.

Anexo 5. Protocolo de alimentación y cuidado de ardillas neonatos de acuerdo a la edad y el peso.

Edad	Peso aproximado	Alimentación
Recién nacidos	15-20 g	Se alimenta mediante una jeringa 6-7 veces al día. Debe aumentar 1-2 g diarios
1-2 semanas	20-30 g	5-6 veces al día.
3-5 semanas	30-35 g	4-5 veces al día.
6-7 semanas	75-90 g	2-3 veces al día. Se ofrecen frutas, vegetales y nueces, además de bizcochos suavizados con leche.
8-10 semanas	95-120 g	Alimentación con jeringa 1 vez al día, se ofrecen bizcochos suavizados tres veces al día, además de realizar la transición a bizcochos secos, frutas, vegetales y nueces. Una vez que es destetado y ganando peso diariamente, se pasa a los recintos de afuera.

Anexo 6. Protocolo de alimentación de nutrias según el peso y la edad aproximada.

Edad	Peso aproximado	Alimentación
Desde el nacimiento a las 2 semanas	110-650 g	Cada 2-3 horas
3 semanas	550-900 g	Cada 3 horas (5-6 veces al día)
4 semanas	700-1200 g	
5 semanas	1000-1500 g	Cada 3-4 horas (5 veces al día). A partir de las seis semanas de edad se puede ofrecer la leche en una taza.
6 semanas	1200-1400 g	
7-8 semanas	1150-1900 g	Cada 4 horas (4-5 veces al día). Se comienza a introducir pescado a la dieta.
9-10 semanas	1900-2400 g	4 veces al día (se comienza a realizar el destete)