



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO**

MAESTRÍA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

FAUNA SILVESTRE

**SEGUIMIENTO AL PROTOCOLO CLÍNICO DE AVES DE PRESA BAJO PROCESO DE REHABILITACIÓN CON FINES DE CONSERVACIÓN EN EL CENTRO NACIONAL DE CONTROL Y PROTECCIÓN DEL ÁGUILA REAL**

DIAGNÓSTICO DE SITUACIÓN

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:

MAESTRA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

PRESENTA:

**OFELIA MARTÍNEZ MORALES**

TUTOR PRINCIPAL:

**CARLOS GONZÁLEZ-REBELES ISLAS**

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

COMITÉ TUTORAL:

**FERNANDO GUAL SILL**

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**HELIOT ZARZA VILLANUEVA**

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

MÉXICO, CDMX, JUNIO 2022



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



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

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

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

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

"Todavía quedan muchas cosas en el mundo por las que merece la pena luchar. Muchas cosas bellas, mucha gente maravillosa luchando por revertir el daño causado, por ayudar a aliviar el sufrimiento. Y muchísima gente joven dedicada a hacer de este un mundo mejor. Todos están 'conspirando' para inspirarnos y darnos la esperanza de que aún no es demasiado tarde para cambiar las cosas, siempre y cuando cada uno hagamos nuestra parte".

Dra. Jane Goodall

## AGRADECIMIENTOS

Quisiera empezar por agradecer a mi tutor principal, el Dr. Carlos González-Rebeles y a los integrantes del comité tutorial, integrado por el Dr. Fernando Gual Sill y el Dr. Heliot Zarza Villanueva por su ayuda, paciencia, dedicación y por acompañarme durante el proceso de este trabajo.

También quisiera agradecer al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por haberme otorgado la beca 893969, que me permitió realizar la Maestría en el programa Medicina Veterinaria y Zootecnia en Fauna Silvestre en la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional Autónoma de México. Así como a mis queridas profesoras y profesores de la FMVZ, que durante la licenciatura y la maestría me formaron y a quienes les debo todos mis conocimientos y deseos de seguir formándome como profesionalista.

A todas las personas que me apoyaron e hicieron posible este trabajo. El responsable técnico del Centro Nacional de Control y Protección del Águila Real del Heroico Colegio Militar, Porfirio Silva, por ser un gran amigo y por todo el interés y apoyo que me brindó durante los manejos y muestreos de las aves de presa, así como a todos los colaboradores de esta área que de una u otra manera intervinieron en la realización de este trabajo. También quiero agradecer a la Dra. Mariela, al Dr. Juan José y al Dr. Eder, del área de patología del Zoológico de Chapultepec por abrirme las puertas del laboratorio, brindarme su tiempo y conocimientos.

A todas las personas que siempre han estado a mi lado, especialmente a mi mamá, Virginia, por los valores y principios que me inculcó y que sin todo su apoyo y soporte nada de esto sería posible. A mis amigas y amigos, Amanali, Alejandra, Tania, Quitzé, Mayra, Erick, Emmanuel, Misael y Daniel por creer en mí, darme ánimo, apoyo y compañía cuando lo he necesitado.

A los integrantes de GREFA y AMUS, por recibirme tan bien, integrarme como parte de su equipo en sus actividades, por las enseñanzas y el amor que muestran hacia la fauna silvestre y los aportes que han hecho para su conservación, por mostrarme que la perseverancia los ha llevado a ser instituciones de referencia mundial en la rehabilitación de fauna silvestre.

Finalmente, quiero agradecer a todos esos seres con plumas, pelos o escamas que han sido mis compañeros y pacientes, gracias por inspirarme a seguir aprendiendo y creciendo como profesional y porque sin ustedes, nada de esto sería posible. ¡Gracias por todo!

## CONTENIDO

I. INTRODUCCIÓN	6
I. MARCO TEÓRICO	9
2.1 Biología de las aves de presa	9
2.1.1 Taxonomía y características físicas	9
2.1.2 Distribución	12
2.1.3. Reproducción	12
2.1.3. Dieta	14
2.2 Conservación de aves de presa	15
2.2.1 Importancia de las aves de presa	15
2.2.2 Amenazas de las aves de presa y su impacto.	18
2.2.3 Estrategias de conservación para aves de presa	20
2.2.4 Rehabilitación como método de conservación	21
2.3 Las aves de presa en México	23
2.3.1 Taxonomía y distribución	23
2.3.2 Amenazas de las aves de presa en México	26
2.3.3 Estrategias de conservación para las aves de presa en México	28
2.3.4 Legislación	29
II. METODOLOGÍA	31
3.1 Descripción del área de estudio	31
3.2 Ejemplares de estudio	31
3.3 Evaluación clínica de las aves de presa albergadas en el CNCPAR.	32
3.3.1 Examen físico del paciente aviar	32
3.3.2 Análisis fecal	36
3.3.3 Hemograma	39
3.3.4 Radiografías	42
III. RESULTADOS	45
4.1 Estado de salud de las aves de presa albergadas en el CNCPAR.	45
4.1.1 Examen físico del paciente aviar	45
4.1.2 Análisis fecal	50

4.1.3 Hemograma	50
4.1.4 Radiografías	58
IV. DISCUSIÓN	62
5.1 Estado de salud de las aves de presa albergadas en el CNCPAR.	62
5.1.1 Examen físico del paciente aviar	62
5.1.2 Análisis fecal	66
5.1.3 Hemograma	67
5.1.4 Radiografías	71
V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	73
VI. LITERATURA CITADA	76
VII. LISTA DE CUADROS	92
VIII. LISTA DE FIGURAS	93
IX. ANEXOS	96
Anexo I. Definiciones y clasificación de translocaciones.	97
Anexo II. Lista de las especies de aves de presa con distribución en México y su clasificación según la NOM-059-SEMARNAT-2010.	99
Anexo III. Lineamientos dictados por la LGVS y su Reglamento para la rehabilitación y liberación de aves de presa en México.	102
Anexo IV. Historia Clínica Aviar	105
Anexo V. Análisis fecal	107
Anexo VI. Hemograma Aviar	108
Anexo VII. Análisis radiológico	109
Anexo VIII. Estancia de profundización en el centro de recuperación de animales silvestres de GREFA, España.	110

## I. INTRODUCCIÓN

En el mundo existen alrededor de 10 770 especies de aves, en México se estima un total de 1 149<sup>1</sup>, lo que representa cerca del 11% del total mundial, lo que coloca a nuestro país en el onceavo lugar de acuerdo con su riqueza avifaunística entre los países megadiversos del mundo.<sup>2</sup>

Las aves de presa comparten tres características principales, picos afilados en forma de gancho, patas con garras curvas y afiladas y visión binocular. Existen dos grupos: las aves de presa diurnas entre las que encontramos a las águilas, aguilillas, gavilanes, milanos, halcones y caracaras y las nocturnas que incluyen a los búhos y lechuzas.<sup>3</sup> Ambos son carnívoros estrictos y depredadores tope, fungen como símbolos culturales, indicadores de biodiversidad, salud ambiental y llegan a influir en la estabilidad de poblaciones de otras especies.<sup>2, 3</sup>

Debido a su baja abundancia y sus amplias áreas de forrajeo son más sensibles a las amenazas antropogénicas como la alteración o destrucción de su hábitat, lo que ocasiona escasez de recursos alimenticios y reduce zonas de forrajeo, además de que disminuye su disponibilidad para la temporada reproductiva.<sup>3, 4</sup> Además de la cacería intencional, contaminación por plaguicidas, metales pesados y otros factores (magnificada en este eslabón trófico por efecto de la bioacumulación), traumatismos por colisión con edificios y automóviles, electrocución y el cambio climático. Su belleza y vistosidad las han puesto en peligro ya que las personas han optado por mantenerlas de manera ilegal, haciéndolas susceptibles al tráfico de especies.<sup>3, 4, 5</sup>

En 2019 la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza publicó la actualización de las “Directrices para la gestión de organismos vivos confiscados”, estas directrices están destinadas a organismos gubernamentales y/o sus agentes autorizados con el fin de determinar cómo se gestiona un organismo vivo confiscado en el corto plazo (un período inicial que puede durar entre varias horas a semanas) y en el largo plazo (que a menudo puede convertirse en una situación permanente). Las opciones disponibles están limitadas a tres posibilidades principales: la repatriación, la translocación para fines de

conservación y la gestión *ex situ* a largo plazo; y una cuarta opción sería la eutanasia humanitaria. Todas las decisiones requieren transparencia y una completa justificación.<sup>6</sup>

Así mismo existen las “Directrices para la reintroducción y otras translocaciones para fines de conservación”, que regulan el movimiento de individuos de un sitio a otro para mejorar el estado de una población amenazada o recuperar incluso alguna ya extirpada. Estas pueden llevarse a cabo dentro del rango de distribución de la especie (refuerzo o reintroducción) o fuera de él (colonización asistida y reemplazo ecológico) (Anexo I).<sup>7</sup> Mismas pretenden mitigar a futuro la presión intensa y creciente sobre la mayoría de la biodiversidad mundial a causa de la pérdida y reducción del hábitat, invasiones biológicas y cambio climático.<sup>8</sup>

El Centro Nacional de Control y Protección del Águila Real, es una Unidad de Manejo para la Conservación de la Vida Silvestre (UMA), ubicada y administrada por el Heroico Colegio Militar, en la Ciudad de México. Allí se reciben aves de presa bajo resguardo, procedentes de diferentes instituciones gubernamentales como la Procuraduría Federal de Protección al Ambiente (PROFEPA) y la Fiscalía General de la República (FGR). Algunas de las aves albergadas se enlistan en alguna categoría de riesgo de acuerdo con la NOM-059-SEMARNAT-2010,<sup>9, 10</sup> como son el Águila Real (*Aquila chrysaetos canadensis*) (A), Aguililla de Harris (*Parabuteo unicinctus*) (Pr), Aguililla de Cola Roja (*Buteo jamaicensis*) (Pr), Aguililla de Swainson (*Buteo swainsoni*) (Pr) y el Halcón Peregrino (*Falco peregrinus*) (Pr). Los objetivos principales del centro son la rehabilitación clínica, física y conductual de las aves para lograr su reintroducción exitosa al medio silvestre y así apoyar en la conservación de la biodiversidad del país.

El propósito de este trabajo fue la evaluación física y clínica de las aves de presa de la UMA siguiendo los lineamientos establecidos en el plan de manejo para identificar posibles mejoras y realizar recomendaciones de acuerdo con los resultados y la revisión de literatura especializada sobre el mantenimiento y manejo médico de aves de presa bajo proceso de rehabilitación. La evaluación del estado de salud de los ejemplares se llevará a cabo mediante el examen físico general, hemograma, análisis fecal y radiografías, con los resultados obtenidos en las constantes fisiológicas y análisis sanguíneos se generará una base de datos que podrá servir como referencia para las aves de nuevo ingreso y residentes en la UMA.



Además, con la información recabada del protocolo actual y la revisión de literatura especializada, se generará una guía sobre el manejo clínico de aves de presa sujetas a programas de rehabilitación y reintroducción al medio silvestre. Así mismo, al final de este trabajo se incluirá el reporte de actividades en el extranjero (Anexo VIII).

# I. MARCO TEÓRICO

## 2.1 Biología de las aves de presa

### 2.1.1 Taxonomía y características físicas

Las aves de presa se dividen en cuatro órdenes y 8 familias (Cuadro 1), con un total de 557 especies.<sup>1, 11</sup> Los búhos y lechuzas (Strigiformes) y las aguilillas y las águilas (Accipitriformes, excepto buitres) representan la mayoría de las aves de presa con el 42.4% (236 especies) y el 42.0% (234 especies), respectivamente, mientras que los halcones (Falconiformes) representan el 11.5% (64 especies) y los buitres (del Nuevo y del Viejo Mundo en los órdenes Cathartiformes y Accipitriformes) representan el 4.1% (23 especies) de aves de presa.<sup>12</sup>

Estas aves se han agrupado con frecuencia por su morfología, dieta o ecología depredadora; sin embargo, no son las únicas aves que cazan para alimentarse, ni las únicas que consumen carne o que poseen picos en forma de gancho, entre otras características, por lo que actualmente la clasificación taxonómica combina filogenia, morfología y ecología.<sup>12</sup> También se ha utilizado el término “rapaz” como sinónimo de ave de presa. El término *rapaz* que se origina del latín, específicamente del verbo *rapio* significa “arrebatar, saquear, robar o secuestrar”, muestra connotaciones morales generalmente negativas, que sirven para estigmatizarlas por su forma de supervivencia.<sup>13, 14, 15</sup>

Cuadro 1. Clasificación para órdenes de aves de presa.<sup>1,11</sup>

Orden	Familia
	Falconidae
Falconiformes	Herpetotheridae

---

Accipitriformes	Accipitridae
	Pandionidae
	Sagittariidae
Cathartiformes	Cathartidae
Strigiformes	Tytonidae
	Strigidae

---

La mayoría de ellas son carnívoras, excepto el buitre palmero (*Gypohierax angolensis*) que es altamente frugívoro; comparten características anatómicas y fisiológicas especializadas que les dan una gran capacidad de caza, las cuales varían dependiendo de sus hábitos de alimentación, preferencia alimentaria y hábitat.

Las aves de presa diurnas dependen de la vista para localizar alimentos por lo que han desarrollado ojos grandes y sensibles <sup>16</sup>, su visión depende en gran medida de los niveles de luz y no es la misma en todas las especies; por ejemplo, la agudeza visual del águila audaz (*Aquila audax*) es aproximadamente 2.5 veces mayor que la de los humanos y junto con algunos buitres del Viejo Mundo, se encuentra entre los más altos registrados para vertebrados hasta la fecha. <sup>17</sup>

Las nocturnas, como los búhos, tienen ojos más grandes, pero dependen en gran medida de la audición para localizar a sus presas. Poseen aberturas grandes y asimétricas en los oídos, lo que resulta en una detección de sonido diferencial que ayuda a ubicar presas en condiciones de poca luz. <sup>16</sup>

Su mandíbula superior presenta un pico que se curva sobre y más allá de la mandíbula inferior, que crece a partir de la cera y está formado por queratina. Es una herramienta de caza que tiene variaciones morfológicas funcionales relacionadas con hábitos alimenticios específicos, por ejemplo, el gavilán caracolero (*Rostrhamus sociabilis*) tiene un maxilar muy largo y fuertemente curvado que le permite alimentarse de caracoles. Los halcones por su

lado tienen una muesca en su maxilar que forma una estructura casi similar a la de un diente (diente tomial), que les permite seccionar fácilmente el cuello de sus presas. Las narinas de halcones, buteos y águilas tienen un deflector óseo u opérculo, que facilita el flujo de aire en las fosas nasales durante el vuelo a alta velocidad.<sup>16, 18</sup>

Otra especialización morfológica son sus patas. Tienen escamas gruesas para protegerlos de lesiones y dedos fuertes con garras curvas. Existen algunas diferencias entre especies que se pueden observar, por ejemplo, entre los halcones (p.ej. *Falco peregrinus*) y accipiters (p.ej. *Accipiter cooperi*), cuyas dietas consisten principalmente en presas ágiles y ligeras, tienen dedos largos y delgados y un tarsometatarso más largo que los buteos (p.ej. *Buteo jamaicensis*), quienes se caracterizan por tener dedos fuertes y gruesos para capturar presas difíciles. Por otro lado, las águilas pescadoras tienen almohadillas especializadas con pequeñas espinas (espículas) en la superficie plantar, que les permiten agarrar y retener peces, también tienen la capacidad de girar el dedo IV hacia la parte trasera, lo que les da más destreza en el manejo de presas.<sup>16</sup> La morfología de las patas es muy variable, las aves que se alimentan principalmente de carroña (p. ej., buitres y caracaras) tienen patas y garras considerablemente más débiles que otras especies de aves de presa. Otro ejemplo, es el secretario (*Sagittarius serpentarius*) que posee patas largas que mantienen su cabeza y cuerpo alejado de las serpientes, que es su principal presa; además está adaptada para caminar grandes distancias pues posee dedos y garras cortas, especialmente el dedo posterior.<sup>16,19</sup>

El plumaje es variable entre especies, en la mayoría de las situaciones no presentan dimorfismo sexual a excepción de algunas especies como el gavilán rastrero (*Circus cyaneus*), el cernícalo americano (*Falco sparverius*) y el halcón esmerejón (*Falco columbarius*).<sup>16</sup>

### 2.1.2 Distribución

Las aves de presa constituyen un grupo muy diverso, dependen de territorios extensos para realizar sus actividades de cacería, reproducción, resguardo y descanso. Habitan en todos los continentes excepto la Antártica.<sup>20</sup> Algunas especies, como el águila pescadora y el halcón peregrino son cosmopolitas. Otros como el cernícalo de las Seychelles (*Falco araea*) están restringidos a ciertas regiones. El secretario es endémico de África subsahariana. Los buitres del Nuevo Mundo se encuentran en el hemisferio occidental (América del Norte y del Sur). Los buitres del viejo Mundo se encuentran en el hemisferio oriental (Europa, Asia y África).  
19, 20

La diversidad de aves de presa es mayor en las regiones tropicales, la región Indo-Malaya es la más diversa, con el 26.8% de todas las especies, seguido por el neotrópico 23.9% de las especies y el afrotrópico 20.1% de las especies. Solo el 2.7% y el 2.2% de las especies están restringidas a la región Paleártica (norte de Eurasia) y Neártica (América del Norte), respectivamente. Más de una cuarta parte de las aves de presa (27.5%) están restringidas a islas, la mayoría de las cuales se encuentran en la región Indo-Malaya (70.6%, 108 de 153 especies).<sup>12</sup>

### 2.1.3. Reproducción

En la mayoría de las aves de presa, un macho y una hembra forman una pareja, tienen un cuidado biparental obligatorio (generalmente son monógamos); sin embargo, en algunos casos, más de dos individuos participan en la crianza de la descendencia de un solo nido.<sup>21</sup>  
22

La reproducción cooperativa está muy extendida entre las aves de presa diurnas y ocurre en 22 de 76 géneros (29%) y 42 de 304 especies (14%).<sup>23</sup> La mayoría de esas especies conforman grupos en los que las aves adicionales son principalmente machos adultos (poliandria). La poliandria puede subdividirse nuevamente en poliandria secuencial y poliandria cooperativa.

En general, todos los machos participan en cópulas con la hembra; por lo tanto, cualquier macho en un grupo puede engendrar descendencia y está potencialmente relacionado con la descendencia que ayuda a criar.<sup>22</sup> Algunos ejemplos de poliandria cooperativa son el ratonero de las Galápagos (*Buteo galapagoensis*), donde los grupos están compuestos por machos adultos no relacionados que comparten la paternidad; otro ejemplo son la aguililla de Harris (*Parabuteo unicinctus*) y el azor lagartijero claro (*Melierax canorus*), aunque ambos grupos de especies pueden contener machos adultos, hembras y crías no relacionadas. La hipótesis para explicar este comportamiento es variable, se ha sugerido que puede ser necesario para adquirir y defender un territorio, como método de defensa del nido y caza cooperativa, lo que puede aumentar tanto el éxito de búsqueda como la calidad y tamaño de la presa.<sup>22</sup>

Otro patrón, la poliginia, donde un macho se empareja con dos hembras, ocurre regularmente en una proporción pequeña de especies, por ejemplo, el gavilán común (*Accipiter nisus*), el gavilán rastrero (*Circus cyaneus*) y el cernícalo primilla (*Falco naumanni*).<sup>22</sup> Se han descrito tres tipos: 1) cuando las hembras usan el mismo nido (poliginia cooperativa); 2) cuando las hembras usan nidos separados uno cerca del otro y dentro de un territorio que normalmente estaría ocupado por una sola unidad reproductiva; y 3) cuando las hembras usan nidos que están separados, en áreas que normalmente estarían ocupadas por distintas unidades reproductivas. Es importante destacar que se ha encontrado más de un tipo en la misma especie.<sup>21, 24</sup>

La explicación a este comportamiento es que algunas hembras pueden optar por formar alianzas poligínicas en territorios de alta calidad, donde su rendimiento biológico podría ser superior al que obtendrían formando una pareja monógama en territorio de baja calidad. Las hembras pueden preferir reproducirse en una relación poligínica cuando los territorios de cría son limitados y están monopolizados por unos pocos machos. Dos o más hembras podrían aceptar una relación poligínica basada en la calidad reproductiva del macho en lugar del territorio y que algunos machos podrían establecer una relación poligínica con dos hembras en territorios de cría separados para aumentar sus posibilidades de producir descendencia.<sup>25</sup>

La época del año en que comienza la reproducción es variable, el comportamiento reproductivo se desencadena por el incremento de la duración del día u horas luz, que

coinciden con un clima cálido y aumento de presas.<sup>25</sup> El cortejo tiene variaciones dependiendo la especie, en algunas consiste en realizar maniobras aéreas (vuelos ondulantes, bajando repetidamente casi hasta el suelo y elevándose bruscamente) sobre el área de reproducción, a veces acompañadas de vocalizaciones, así como la alimentación de hembras por parte de los machos. Algunas especies participan en exhibiciones nupciales al volar juntas y tocarse o agarrarse entre ambas patas mientras vuelan. La frecuencia y la duración del cortejo aumentan cerca de las fechas de puesta, y los machos comienzan a regalar presas a las hembras. Debido al comportamiento nocturno de algunas aves de presa, se sabe poco sobre su comportamiento de cortejo, aparte de que vocalizan repetidamente para atraer a su pareja.<sup>26, 27</sup>

La mayoría de las especies de la Familia Accipitridae construyen su nido con ramas, lana de unguados e incluso plásticos y basura, la mayoría tiene varios nidos compartidos; las especies de la Familia Falconidae, particularmente las del género Falco, no construyen un nido y simplemente cavan un tazón en la arena o grava de un acantilado, otras especies utilizan cavidades de árboles o reutilizan plataformas de otras especies.<sup>22</sup>

En la mayoría de las aves de presa, las hembras realizan la mayor parte o la totalidad de la incubación, cría y alimentación de los polluelos, mientras que los machos proporcionan la mayor parte o la totalidad de los alimentos para la familia. El periodo de incubación y número de huevos es variable.<sup>22</sup>

### 2.1.3. Dieta

Las dietas de las aves de presa son diversas y varían según la especie en relación con el tamaño, el hábitat y el comportamiento de alimentación. Han desarrollado la capacidad de capturar presas con los pies, mientras que el pico es una herramienta especializada para desgarrar las presas. Por lo tanto, aunque las aves de presa puedan capturar presas muy grandes para su tamaño, los bocados tragados son típicamente <1 g para las aves pequeñas y 1-3 g para las grandes.<sup>28</sup>

Algunas especies son generalistas, se alimentan de insectos, invertebrados, peces, anfibios, reptiles, aves, pequeños mamíferos y murciélagos, su dieta puede variar en función de lo que está disponible, e incluso carroña para algunas especies (p. ej., *Haliaeetus leucocephalus* y *Aquila chrysaetos*).<sup>29</sup> Las 22 especies de buitres del mundo son los únicos carroñeros obligados. Tienden a tener una dieta deficiente en calcio porque generalmente ingieren carne y vísceras, dependen de grandes depredadores para proporcionarles fragmentos óseos. Se estima que consumen un gran porcentaje de carroña a nivel mundial, más del 90% en algunos ecosistemas.<sup>30, 31</sup>

Otras aves de presa especialistas se limitan a ciertos tipos de alimentos como el caracolero común (*Rostrhamus sociabilis*) que se alimenta de caracoles y el quebrantahuesos (*Gypaetus barbatus*), que come principalmente huesos y médula.<sup>32</sup>

Existen solo dos especies frugívoras, uno es el buitre palmero (*Gypohierax angolensis*) que come frutos de palma, así como frutos y granos de otras plantas y el otro es el caracara negro (*Daptrius ater*).<sup>33</sup>

## 2.2 Conservación de aves de presa

### 2.2.1 Importancia de las aves de presa

Las aves de presa mantienen la estructura y función del ecosistema y los procesos evolutivos en los biomas, desde los bosques hasta los desiertos y pastizales, lo que se traduce en servicios ecosistémicos.<sup>34</sup> Los servicios ecosistémicos se pueden definir como los beneficios que las personas obtienen de los ecosistemas y las especies que los componen. La Evaluación de los Ecosistemas del Milenio establece cuatro tipos generales de servicios ecosistémicos: servicios de aprovisionamiento (se relacionan con los productos obtenidos de los ecosistemas, que incluyen, por ejemplo, agua o alimentos), servicios de regulación (beneficios obtenidos de la regulación de los procesos del ecosistema, por ejemplo, la regulación del clima), servicios culturales (beneficios no materiales que las personas obtienen



de los ecosistemas a través del enriquecimiento espiritual, el desarrollo cognitivo, la reflexión, la recreación y las experiencias estéticas) y servicios de apoyo (son los necesarios para la producción de todos los demás servicios del ecosistema).<sup>35</sup>

Un ejemplo de servicio de regulación es el que proporcionan las aves carroñeras, previniendo o reduciendo el riesgo de enfermedades infecciosas a otros seres vivos, al consumir cadáveres, guiando a otras especies de carroñeros a animales muertos y limitando la propagación de mamíferos carroñeros indeseables en todos los continentes,<sup>36,37</sup> excepto las regiones polares y Melanesia.<sup>38</sup>

En la India, la disminución catastrófica de buitres asociado a intoxicación por diclofenaco condujo a aumentos en la abundancia de mamíferos carroñeros, es decir, ratas (*Rattus* spp.) y perros ferales (*Canis lupus familiaris*), reservorios primarios de enfermedades como la peste bubónica y rabia, respectivamente.<sup>39,40</sup> La fauna silvestre y el ganado también podrían estar en riesgo por los patógenos transmitidos por perros y ratas, incluidos el virus del moquillo canino, parvovirus canino y *Leptospira* spp. El aumento de los mamíferos carroñeros en los cadáveres puede tener consecuencias ecológicas desconocidas. La mayoría de los mamíferos carroñeros también son depredadores y el aumento de sus poblaciones como resultado de la abundancia de carroña que puede conducir a una mayor presión de depredación sobre la fauna silvestre, como los mamíferos, aves que anidan en el suelo, reptiles y anfibios.<sup>40,41</sup>

Además de los efectos ecológicos, el declive de los buitres tiene repercusiones para la salud de los seres humanos, la vida silvestre y el ganado doméstico, implicaciones económicas directas para las comunidades locales a través de los costos de eliminación del ganado e impactos culturales y religiosos, en la India el impacto en la salud estimado por la disminución de los buitres es de aproximadamente 953 millones de dólares anuales.<sup>42</sup>

En Europa, el brote de encefalopatía espongiforme bovina en 2001 llevó a la aprobación de un reglamento sanitario que obligó la recolección y transporte de cadáveres de ganado de granjas extensivas para ser destruidos en plantas autorizadas. En España suprimir la extracción de ganado muerto por los carroñeros a través de la recolección y transporte de

canales a plantas de procesamiento representó viajes por 49,808,685 km y la consiguiente emisión de 77,344 toneladas métricas de CO<sub>2</sub> eq. a la atmósfera por año y el pago anual de aproximadamente \$50 millones de euros realizado por productores, administraciones regionales y nacionales a las compañías de seguros.<sup>43</sup>

Las aves de presa son depredadores importantes de una gran variedad de especies, especialmente roedores, por lo tanto, tienen el potencial de regular o limitar su abundancia.<sup>39</sup> Muchos de estos roedores, especialmente las plagas agrícolas y forestales, reducen la calidad de vida de las comunidades humanas al actuar como reservorios de una variedad de enfermedades zoonóticas, por ejemplo, leptospirosis y yersiniosis. Además, en América diferentes especies de las Familias Sigmodontinae y Neotominae son reservorios primarios y transmisores de Hantavirus, la gravedad de esta enfermedad infecciosa se destaca por las pérdidas en el turismo rural y en las instalaciones recreativas de áreas naturales protegidas y amigables para el turismo.<sup>44</sup>

En cuanto a servicios culturales, destaca la observación de aves, actividad recreativa y una de las ramas más prometedoras del ecoturismo, que proporciona importantes beneficios económicos y favorece la conservación de áreas naturales.<sup>39</sup> Por ejemplo, en una reserva natural de Israel, la observación del buitre leonado (*Gyps fulvus*) en la Reserva Natural de Gamla proporcionó beneficios de alrededor de \$1.1-1.2 millones de dólares por año.<sup>45</sup>

Los humanos y los buitres han estado relacionados entre sí durante el curso de la historia humana, han sido venerados y se han convertido en parte del simbolismo religioso de numerosas culturas, por ejemplo, las diosas egipcias Mut (una mujer con alas de buitre) y Nekhbet (un buitre) están asociadas con la feminidad, maternidad, el nacimiento, la muerte y la gobernación, así como varios monumentos de la civilización maya que conservaron registros pictóricos de danzantes con tocados en forma de buitre.<sup>39,46</sup>

Incluso actualmente, la comunidad Parsi de la India, descendientes de los zoroastrianos iraníes, creen que el fuego, el agua, el aire y la tierra son elementos puros que deben preservarse y el incinerar o enterrar a los muertos puede mancillarlos. Por lo tanto, los Parsi exponen a sus muertos en estructuras de piedra llamadas “Torres de Silencio” construidas en

las cimas de las montañas y dependen en gran medida de los buitres para eliminar los cadáveres. Esta antigua costumbre, también conocida como “Entierros en el cielo” y practicada de manera similar por los budistas tibetanos, se ha visto gravemente afectada por la pérdida del 97-99% de las poblaciones de buitres en las últimas décadas.<sup>39, 40, 46</sup>

### 2.2.2 Amenazas de las aves de presa y su impacto.

El impacto de las actividades humanas en los ecosistemas del mundo ha llevado a una crisis de biodiversidad.<sup>47</sup> La humanización desenfrenada del planeta después de la revolución industrial ha originado una nueva época, el "Antropoceno", caracterizada por la rápida desaparición de especies, y esto nos lleva a una extinción masiva de especies a la cual se le ha denominado "sexta extinción" tomando en cuenta que a lo largo de la historia de la Tierra se han presentado 5 previas extinciones masivas, donde se ha perdido más del 70% de la diversidad del planeta.<sup>47, 48</sup> La pérdida de especies y poblaciones conduce a la pérdida de los servicios ecosistémicos y compromete los procesos ecológicos, lo que resulta en impactos directos sobre el bienestar humano.<sup>49</sup>

Además de los servicios ecosistémicos que proporcionan, las aves de presa están situadas como depredadores tope en las redes tróficas en las áreas donde habitan y la mayoría de sus poblaciones son muy sensibles a los cambios en la estructura de los ecosistemas, al disturbio humano y a la contaminación ambiental.<sup>21</sup> Debido a lo anterior, actúan adecuadamente como “centinelas” de diferentes cambios ambientales locales y a gran escala y amenazas globales a la biodiversidad, como la dinámica de poblaciones de sus presas, los niveles de contaminantes y las actividades ilegales de caza furtiva, además de que pueden estructurar comunidades biológicas manteniendo estables a poblaciones de otras especies.<sup>39</sup> Requieren grandes extensiones de hábitat y presentan bajas tasas poblacionales, debido a estas características han sido utilizadas como indicadores de la salud de los ecosistemas.<sup>21</sup>

Su posición en los niveles más altos de la red trófica e historia de vida generalmente lenta, hacen que sean más sensibles a las amenazas antropogénicas.<sup>50</sup> Las especies con pequeños rangos geográficos, carroñeras, especies dependientes del bosque y aquellas con historia de

vida lenta son particularmente propensas a la extinción.<sup>12</sup> De las 557 especies de aves de presa en el mundo, más de la mitad (52.2%) de todas las especies tienen poblaciones en declive, mientras que el 36.3% son estables, 8.8% están aumentando y 2.7% tienen tendencias desconocidas. Más de dos tercios de las aves de presa (67.9%) son de menor preocupación, 12.0% casi amenazadas, 9.9% vulnerables, 6.1% en peligro, 3.1% en peligro crítico y 1.1% deficientes de datos, de acuerdo con la Lista Roja de Especies Amenazadas de la UICN.<sup>12</sup>

Debido a que sus poblaciones son poco abundantes y requieren amplias áreas de forrajeo, son sensibles a cambios ambientales como la alteración o destrucción del hábitat que ocasiona escasez de recursos alimenticios y zonas de forrajeo, a su vez la disminución de la abundancia de presas podría dar como resultado una disminución de la densidad de anidación y éxito reproductivo de las poblaciones de aves de presa.<sup>51</sup>

Durante mucho tiempo se han destruido nidos y se les ha disparado por considerarlas plagas.<sup>21</sup> Al ser depredadores, entran en conflicto con las actividades humanas, como la producción de ganado y aves de corral. Esto ocurre con las grandes águilas, pero la capacidad para matar ganado sigue siendo cuestionable.<sup>52</sup> La persecución ha resultado en una disminución de la población al reducir las tasas reproductivas y la supervivencia de adultos y juveniles.<sup>53</sup>

Otra amenaza es su captura intencional, que abarca el uso para alimentación, deporte, uso basado en creencias, comercio de mascotas y la cetrería.<sup>33</sup> Por ejemplo, los halcones sacres (*Falco cherrug*) son una especie en peligro de extinción cuya población se ha reducido a una décima parte de la original. Se estima que hasta 1000 individuos (~ 8% de la población mundial) fueron capturados ilegalmente de Asia Occidental y central, particularmente en Kazajistán.<sup>51</sup> El halcón sacre (*Falco cherrug*) y el halcón peregrino (*Falco peregrinus*) son utilizados por los cetreros en los países árabes, tradicionalmente eran atrapados durante la migración de otoño y liberados después de la temporada de caza en la primavera, ahora cada vez más, en lugar de liberar a estas aves atrapadas durante la migración, los halcones son retenidos ilegalmente.<sup>54</sup>

En cuanto al uso basado en creencias, en India las aves de presa nocturnas son importantes en la brujería y se cree que traen suerte en el juego. Para responder a esta demanda, entre 1992 y 2008, se comercializaron > 1000 individuos de 15 especies.<sup>55</sup>

En la región del embalse de Doyang de Negaland, en el noroeste de la India, se realizaban matanzas masivas de cernícalos de Amur (*Falco amurensis*) para consumo humano, lo cual significó una gran amenaza ya que, durante el pico de migración, se tomaron diariamente hasta 15, 000 halcones con redes de niebla y se mataron entre 120,000 y 140,000 halcones anualmente.<sup>51</sup>

Otras de las amenazas son la contaminación con metales pesados y otros factores (magnificada en este eslabón trófico por efecto de la bioacumulación), traumatismos por colisión con edificios y automóviles, electrocución y el cambio climático.<sup>33, 51, 52</sup>

### 2.2.3 Estrategias de conservación para aves de presa

La protección y el manejo de fauna silvestre requiere conocimiento confiable sobre su estado; cómo cambia con el tiempo y los factores que impulsan esos cambios. Identificar qué especies necesitan acciones de conservación o manejo, qué acciones podrían llevarse a cabo de manera efectiva para lograr la conservación.<sup>56</sup> A pesar de ello, actualmente no existe una síntesis global sistemática del estado de conservación, las amenazas o las necesidades de protección e investigación para todas las aves de presa.<sup>57</sup>

La mayor parte de la biodiversidad se encuentra en los trópicos, donde una cantidad desproporcionada de especies está en peligro de extinción<sup>58</sup> y donde hay altos niveles de pobreza humana y desigualdad social; sin embargo, la mayoría de las investigaciones se realizan en Europa y América del Norte, en contraste directo donde la necesidad es generalmente mayor.<sup>59</sup> Identificar los factores de riesgo de extinción y priorizar los esfuerzos de financiación, investigación y conservación es fundamental para maximizar la eficacia de las inversiones.<sup>12, 60</sup>

Las aves de presa ocupan un lugar destacado como “especies bandera”, por ejemplo, en la década de 1960, los halcones peregrinos (*Falco peregrinus*), se convirtieron en el ícono de las campañas de conservación contra los pesticidas.<sup>61</sup> Los planes de conservación basados en la presencia de aves de presa son efectivos al proporcionar beneficios ambientales globales derivados de acciones como gestión de tierras y su posterior protección, investigación científica, la lucha contra sus amenazas y la resolución de estos factores, así como la mejora de la conciencia ambiental. Por lo tanto, su protección y manejo adecuado beneficia de manera conjunta a una gran cantidad de otras especies y sus hábitats, optimizando así los esfuerzos y el rendimiento de la inversión financiera priorizada para estos depredadores y el logro de objetivos ambientales mundiales.<sup>39, 61</sup> Otras acciones para la conservación han sido la repoblación de especies en peligro crítico con crías nacidas bajo cuidado humano, la alimentación suplementaria, la rehabilitación y liberación.<sup>34, 62, 63, 64</sup>

#### 2.2.4 Rehabilitación como método de conservación

El International Wildlife Rehabilitation Council (IWRC) define la rehabilitación de fauna silvestre como “el tratamiento y cuidado temporal de animales autóctonos heridos, enfermos y desplazados, y la posterior liberación de animales sanos a hábitats apropiados en la naturaleza”.<sup>65</sup> El proceso varía de un individuo a otro y las lesiones o alteraciones sufridas.<sup>66</sup> Otra definición complementaria es "la acción de recuperar sanitaria, física, psíquica y conductualmente a un animal silvestre que padeció algún tipo de patología o bien que fue sustraído de su hábitat". Esta rehabilitación tiene como objetivo "capacitar integralmente a los ejemplares, de manera tal que les permita desenvolverse en su ambiente de forma independiente y acorde a las características biológicas de su especie".<sup>67</sup>

El rescate de vida silvestre y los centros de rehabilitación de vida silvestre desempeñan un papel fundamental en la conservación.<sup>68</sup> En las últimas décadas, muchas organizaciones conservacionistas han comenzado proyectos de reintroducción como una parte importante de las medidas *ex situ* y han estado liberando a individuos rehabilitados o criados bajo cuidado humano.<sup>69</sup> Esta práctica ha demostrado ser satisfactoria a mediano y largo plazo en algunos

casos.<sup>64, 70</sup> Dichos programas contribuyen cada vez más en los planes de acción de conservación para especies amenazadas ya que apoyan a las poblaciones silvestres, si los animales liberados presentan un riesgo mínimo para el ecosistema receptor, tienen tasas de supervivencia razonables y, a su vez, se reproducen para beneficiarlas.<sup>71</sup> A pesar de ello, aún hay poco conocimiento sobre el proceso de adaptación a la naturaleza y su supervivencia.<sup>69, 70, 72</sup>

La rehabilitación de aves de presa tiene varios beneficios directos, puede reforzar una población después de su reintroducción al medio silvestre, especialmente en el caso de especies en peligro de extinción; también permite el monitoreo de la salud de la fauna silvestre evaluando las causas de morbilidad y mortalidad. De igual manera, fomenta la implementación de políticas públicas relacionadas con la conservación y su evaluación, al determinar las influencias humanas y las causas de admisión. Por ejemplo, intoxicación por plomo, disparos por arma de fuego, electrocuciones, entre otras.<sup>73,74</sup> Los beneficios indirectos incluyen la mejora de la conciencia pública y educación ambiental, además el tratamiento veterinario de estas especies puede ayudar a desarrollar habilidades que normalmente no se usan en la práctica general y mejorarlas para su uso futuro cuando se presentan con especies en peligro de extinción.<sup>66, 74, 75, 76</sup>

Las reintroducciones también podrían llevar riesgos, por ejemplo, la liberación de un organismo patógeno podría dañar a otras especies en el ecosistema receptor, amenazar los medios de vida de la población local por competencia intra e interespecífica, así como cambios conductuales entre los individuos de la población.<sup>7, 77</sup> Es necesario determinar cuándo se considera que un ave es apta y saludable para su liberación. Las aves de presa con frecuencia ocultan signos clínicos de enfermedad hasta que la enfermedad avanza; por lo tanto, realizar una evaluación minuciosa es importante para generar un diagnóstico que nos permita decidir si el ejemplar es viable para su retorno a la naturaleza.<sup>78</sup> Liberar animales que están comprometidos física o inmunológicamente puede socavar los esfuerzos de reintroducción tan eficazmente como la selección de sitios de liberación inadecuados.<sup>79</sup>

## 2.3 Las aves de presa en México

### 2.3.1 Taxonomía y distribución

En México se distribuyen 1 149 especies de aves <sup>2</sup>, de las cuales 91 son aves de presa; 58 de éstas son diurnas (Accipitridae 39 especies; Pandionidae 1 especie, Cathartidae 5 especies, Falconidae 10 especies, Herpetotheridae 3 especies) y 33 nocturnas (Strigidae 32 especies y Tytonidae 1 especie).<sup>80</sup> De acuerdo con la NOM-059-SEMARNAT-2010, 68 especies y subespecies de aves de presa se encuentran bajo alguna categoría de riesgo, es decir, alrededor del 60% de las aves de presa en el país (Figura 1 y Anexo II). <sup>9</sup>

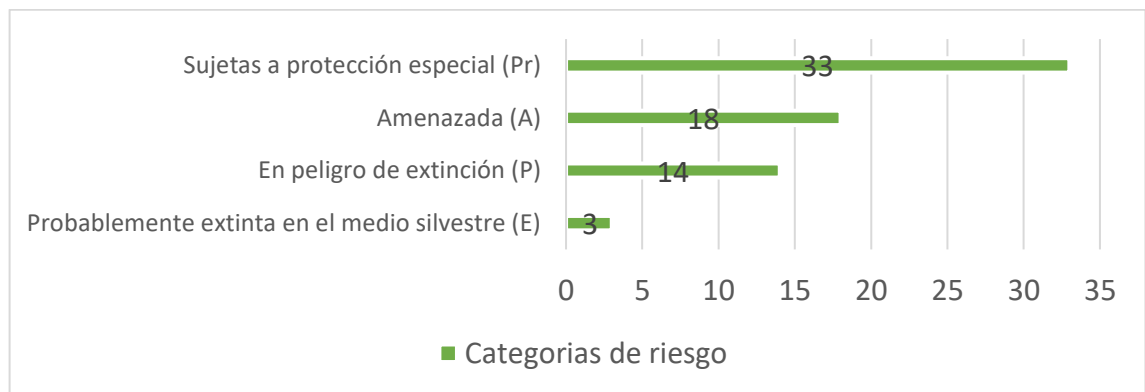


Figura 1. Cantidad de aves de presa mexicanas en categorías de riesgo registradas en la NOM-059-SEMARNAT.

Aunque las aves son uno de los grupos de vertebrados terrestres más conocidos, algunos grupos han recibido muy poca atención, como es el caso de los Strigiformes. La falta de conocimiento de estas especies se debe principalmente a las características del grupo. La mayoría de ellos son en gran parte nocturnas, aunque algunas especies son crepusculares y algunas son diurnas, la mayoría de ellas son especies poco comunes y su comportamiento es muy vigilante y reservado.<sup>81</sup> La mayoría de las especies habitan en bosques o selvas y casi siempre están asociadas a hábitats húmedos y cuerpos de agua, requieren de áreas boscosas naturales o plantaciones forestales para utilizarlas como sitios de reproducción, descanso y alimentación. Algunas especies toleran la perturbación y se benefician de la heterogeneidad



del paisaje al encontrar elementos para su supervivencia, como alimentos o sitios de descanso.<sup>81, 82</sup>

Las cuatro especies más ampliamente distribuidas en el país son la lechuza común (*Tyto furcata*), el búho virginiano (*Bubo virginianus*) el cual tiene una subespecie endémica de la península de Yucatán (*Bubo virginianus mayensis*)<sup>81</sup>, el tecolote llanero (*Athene cunicularia*) y el búho cuerno corto (*Asio flammeus*), estas especies presentan una amplia distribución continental.<sup>81</sup> Así mismo hay varias especies con una distribución restringida a un solo estado en el país, algunas de las cuales son endémicas de México, por ejemplo, el autillo de manglar (*Megascops cooperi lambi*) endémico en la vertiente del Pacífico en el estado de Oaxaca, el tecolote barbudo (*M. barbarus*) endémico de las tierras altas del estado de Chiapas, el tecolote del balsas (*Megascops seductus*) endémico de la cuenca del río Balsas, el tecolote serrano de Baja California (*G. hoskinsii*) endémico de las montañas de Baja California Sur, entre otras.<sup>81, 83, 84</sup>

La presencia de aves de presa diurnas (Accipitriformes, Falconiformes y Cathartiformes) en un determinado ambiente depende de diferentes factores o combinación de ellos, como el estado de conservación de este, la disponibilidad de alimento, la presencia de fuentes de perturbación e incluso la época del año, pues tanto los movimientos migratorios como la época de reproducción influyen en la riqueza y abundancia de este grupo.<sup>85</sup>

En México, 34 especies de aves de presa diurnas (Familias Cathartidae, Accipitridae y Falconidae) tienen poblaciones migratorias, sus viajes se encuentran entre los más conspicuos de todas las aves porque los hacen de día, a alturas visibles a simple vista y la mayoría de ellas se agrega en parvadas. Las planicies costeras del Golfo y del Pacífico, el Istmo de Tehuantepec y la Península de Yucatán son las áreas con las mejores condiciones para la migración de aves de presa, aunque no son las únicas rutas disponibles.<sup>4</sup> Las distancias que recorren varían entre las diferentes especies, algunas como el gavilán pico gancho (*Chondrohierax uncinatus*), tienen poblaciones que sólo se desplazan algunos cientos de kilómetros desde el norte de México hasta los estados del sur del país, pero otras tienen desplazamientos considerables, como el aguililla de Swainson (*Buteo swainsoni*), que viaja desde sus áreas reproductivas en el occidente de Estados Unidos de Norteamérica y Canadá,

hasta las no reproductivas en Argentina.<sup>86</sup> El águila pescadora (*Pandion haliaetus*) tiene poblaciones residentes y poblaciones migratorias en México y son una de las pocas especies que pueden cruzar grandes cuerpos de agua como el Golfo de México.<sup>4</sup>

En la región neotropical de México se distribuyen cinco especies de aves de particular interés debido a su problemática y nivel de riesgo, entre estas especies se encuentran, el águila harpía (*H. harpyja*) se considera que aún pudiera estar presente en la región del Uxpanapa, en los límites con Oaxaca y Chiapas, y tres águilas neotropicales, el águila tirana (*S. tyrannus*) se distribuye en la vertiente del Atlántico del sur de Veracruz hacia el sur y rara vez hacia el norte hasta San Luis Potosí, se encuentra localmente en la vertiente del Pacífico en Guerrero, Chiapas y en la Península de Yucatán, el águila elegante (*S. ornatus*) se distribuye en la costa del Atlántico del sur de Tamaulipas hacia el sur y en la vertiente del Pacífico en Jalisco, Colima, Guerrero y el este de Oaxaca, el águila blanquinegra (*S. melanoleucus*) se distribuye en el sur de Veracruz y este de Oaxaca, así como en Tamaulipas, y un único registro en Nayarit, el Zopilote Rey (*Sarcoramphus papa*) se distribuye en la Sierra de Zongolica, en el estado de Veracruz, la Sierra de Ticul-Punto Put que se localiza en la unión de los estados Campeche, Yucatán y Quintana Roo, en la Reserva de la Biosfera de Calakmul, Campeche y en la Reserva de Biósfera El Triunfo, Chiapas. En México las cinco especies se encuentran consideradas en peligro de extinción.<sup>87</sup> Otra especie de importancia nacional es el águila real (*Aquila chrysaetos canadensis*), que se distribuye en áreas aisladas de Baja California, Baja California Sur, Sonora, Chihuahua, Coahuila, Nuevo León, Tamaulipas, Sinaloa, Durango, Nayarit, Jalisco, Aguascalientes, Zacatecas, San Luis Potosí y Guanajuato.<sup>88</sup>

En México, la fauna insular ha sido la que más ha sufrido el impacto humano reciente, ya que el único caso de extinción de aves de presa, registrada en el siglo XX, pertenece a una isla. El caracara de Guadalupe (*Caracara lutosa*) fue alguna vez una especie común en la isla de Guadalupe en el Golfo de California; sin embargo, nunca tuvo una buena reputación entre los pastores de cabras en la isla y promovió campañas de caza y envenenamiento para erradicarla por completo de la isla argumentando las pérdidas causadas por el pastoreo de cabras. A principios del siglo XX, el caracara de Guadalupe era raro y difícil de ver, y se considera que se extinguió en 1906.<sup>52</sup>

### 2.3.2 Amenazas de las aves de presa en México

Las principales amenazas para la conservación de aves de presa en México, como en el resto del mundo, son la pérdida, degradación y fragmentación del hábitat y la consecuente reducción en la disponibilidad de presas y sitios de anidación.<sup>81,88</sup> Se ha estimado que México tiene las segundas tasas de deforestación más altas del mundo (350,000 ha / año).<sup>81</sup> Los factores que causan esta degradación y pérdida de hábitat son la extracción de recursos naturales, el desmonte para la agricultura y la ganadería extensiva, así como la expansión urbana, el desarrollo de proyectos de energía eólica y solar.<sup>89</sup> Los eventos naturales como huracanes, tormentas tropicales y sequías también son factores que modifican y fragmentan los ambientes.<sup>81</sup>

Otra amenaza importante es la introducción de especies exóticas, algunas de las cuales se han convertido en poblaciones asilvestradas con comportamiento invasivo que desplazan a las especies nativas y luego afectan drásticamente a todo el ecosistema. Se sabe poco acerca de las poblaciones de aves de presa en islas, pero dos subespecies se distribuyen en el archipiélago de Revillagigedo (*Micrathene whitneyi graysoni*) con distribución en la isla Socorro y *Athene cunicularia rostrata* con distribución en la isla Clarión donde se han reportado varias especies exóticas, como ovejas (*Ovis* sp.), cerdos (*Sus scrofa domestica*), conejos (*Sylvilagus* sp.) que destruyen el hábitat, gatos (*Felis domesticus*) y ratas (*Mus* sp.) que se alimentan de aves y sus huevos.<sup>81</sup>

Otras amenazas que han sido poco estudiadas en México son los contaminantes como los pesticidas (insecticidas y rodenticidas) y su efecto en las aves de presa.<sup>81</sup> Las que se han realizado han identificado y descubierto concentraciones de organoclorados en pollos de águila pescadora (*Pandion haliaetus*) de una población en la Laguna San Ignacio, un área virgen de Baja California Sur, lo que afecta la supervivencia y reproducción de las aves.<sup>90</sup> Un estudio en el Delta del Río Colorado en Sonora encontró concentraciones de organoclorados en huevos de tecolotes llaneros (*Athene cunicularia*) en concentraciones en las que la incubabilidad puede verse afectada<sup>91</sup>, mientras que otro detectó una severa contaminación en huevos de halcón aplomado (*Falco femoralis*) en Veracruz, lo que

provocaba un adelgazamiento de los cascarones de los huevos y obstaculizaba los esfuerzos del programa de reintroducción.<sup>89</sup> También se han encontrado concentraciones de organoclorados en sangre y plumas de tecolote bajoño (*Glaucidium brasilianum*) en ejemplares capturados cerca del Área Natural Protegida Cerro Sonsonate en Chiapas.<sup>92</sup>

El tráfico ilegal de fauna silvestre, después de la destrucción del hábitat, es uno de los principales factores que contribuyen a la disminución de la población de especies o su extinción. Es una de las actividades ilegales más grandes y rentables del mundo, que se ubica sólo detrás de las armas y drogas ilegales.<sup>93</sup> México es considerado uno de los diez principales países que tienen este tipo de mercado ilegal y las aves componen el 50% de las especies animales que son objeto de tráfico ilegal.<sup>81</sup> Las especies de aves de presa que más se comercializan son la aguililla de Harris (*Parabuteo unicinctus*), aguililla de cola roja (*Buteo jamaicensis*), gavián de Cooper (*Accipiter cooperi*), halcón de la pradera (*Falco mexicanus*), halcón peregrino (*Falco peregrinus*) y el cernícalo americano (*Falco sparverius*), principalmente para su uso en la cetrería.<sup>94</sup> En el caso de las especies de búhos, el mercado ilegal vende *Bubo virginianus*, *Strix virgata*, *Athene cunicularia*, *Glaucidium gnoma* y *Micrathene whitneyi*.<sup>95</sup> En general, la venta ilegal es para mascotas y cetrería, pero también para remedios homeopáticos. En las comunidades indígenas, las curas rituales usan plumas y huesos, por lo tanto, hay organismos disecados o partes animales de *Bubo virginianus* o algunas especies como *Strix virgata* y *S. nigrolineata* y búhos del género *Megascops* en los mercados de esoterismo.<sup>81</sup> Un problema asociado al tráfico es el saqueo de nidos de águila real (*Aquila chrysaetos*), los huevos son robados para coleccionistas o para incubarlos y criar los pollos como mascotas o para la cetrería.<sup>88</sup> Para las aves de presa nocturnas la amenaza radica en las actitudes de miedo o misterio que se han creado en torno a su apariencia, coloración o hábitos, ya que debido a estas creencias, mitos y supersticiones estas aves han sido perseguidas y asesinadas.<sup>81</sup>

Otras amenazas evidentes, pero no cuantificadas, son las muertes debidas a colisiones con automóviles, edificios, cercas de alambre de púas o electrocución. A fines de la década de 1990, se instalaron líneas eléctricas en Janos, Chihuahua, las cuales atravesaron la mayor colonia de perros de la pradera, esto provocó la electrocución de varias especies como el

águila real (*Aquila chrysaetos*), águila pescadora (*Pandion haliaetus*), aguililla de cola roja (*Buteo jamaicensis*), aguililla real (*Buteo regalis*), búho virginiano (*Bubo virginianus*), entre otras.<sup>88, 96, 97</sup> Así mismo, en Baja California, la construcción de plataformas de anidación en la parte superior de los postes de la línea eléctrica resolvió un problema con la electrocución de águilas pescadoras.<sup>96</sup>

### 2.3.3 Estrategias de conservación para las aves de presa en México

En México el Sistema Nacional de Áreas Protegidas administrado por la Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas (CONANP) administra actualmente 182 áreas naturales de carácter federal, que representan 21,886,691 hectáreas de superficie terrestre protegida, lo que representa el 11.14% de la superficie terrestre nacional.<sup>98</sup> A pesar de esto, existe un agudo contraste entre la situación legal de las áreas naturales protegidas en México y su situación real. En la mayoría de los casos, las áreas han recibido protección legal mediante decretos, pero ésta no ha podido llevarse a la práctica, ya que las áreas no cuentan con vigilancia ni con el personal necesario para su adecuada administración y menos aún con planes de manejo que permitan usar y conservar la riqueza biológica del área.<sup>99</sup> En general, existen deficiencias en la conservación eficaz de las reservas, las cuales están amenazadas por la invasión y el avance de la frontera agrícola, la extracción de recursos naturales como la minería, la extracción de madera y la cacería.<sup>100</sup> Otra estrategia de conservación de especies y ecosistemas es la identificación de sitios prioritarios con diferentes criterios, por ejemplo, la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO), desarrolló un mapa nacional de áreas prioritarias (terrestres y marinas), actualmente existen 152 regiones prioritarias terrestres, que cubren una superficie de 515,558 km<sup>2</sup> y corresponden a más de la cuarta parte del territorio nacional.<sup>101</sup> Para las aves mexicanas, se han identificado 230 áreas importantes para la conservación de aves (AICAS), estas áreas tienen un conjunto de criterios de especies, abundancia y estacionalidad. La propuesta de esta iniciativa, entre otras, pretende ser una herramienta que ayude a priorizar los recursos para la conservación y la toma de decisiones.<sup>81, 102</sup>

Otra estrategia de conservación es la creación del Programa de Conservación de Especies en Riesgo (PROCER), conducido por la CONANP, cuyo objetivo es lograr la recuperación de especies prioritarias, por medio de la implementación de sus respectivos Programas de Acción para la Conservación de Especies (PACE). Para aves de presa cuentan con 4 programas: Águilas Neotropicales y Zopilote Rey (*Harpia harpyja*, *Spizaetus tyrannus*, *Spizaetus ornatus*, *Spizaetus melanoleucus* y *Sarcoramphus papa*)<sup>87</sup>, Águila Real (*Aquila chrysaetos*)<sup>88</sup>, Cóndor de California (*Gymnogyps californianus*), el cual ha logrado la reintroducción de individuos en la Sierra de San Pedro Mártir, Baja California<sup>103</sup>; y Halcón Aplomado (*Falco femoralis*).<sup>89</sup>

Por último, otra estrategia de conservación son las Unidades de Manejo para la Conservación de la Vida Silvestre (UMA) que tienen como objetivo general la conservación del hábitat natural, poblaciones y ejemplares de especies silvestres. Pueden tener objetivos específicos de restauración, protección, mantenimiento, recuperación, reproducción, repoblación, reintroducción, investigación, rescate, resguardo, rehabilitación, exhibición, recreación, educación ambiental y aprovechamiento sustentable.<sup>104</sup> Pretenden promover el uso de poblaciones de vida silvestre de manera sustentable; sin embargo, una de las principales debilidades es la dificultad de mantener la supervisión, la asistencia técnica y el seguimiento del manejo de las especies para evitar que se comercialicen individuos extraídos directamente del medio natural.<sup>105</sup>

#### 2.3.4 Legislación

En México, el aprovechamiento de la vida silvestre y su hábitat tiene que realizarse con base en lo establecido en la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente (LGEEPA)<sup>106</sup> y la Ley General de Vida Silvestre (LGVS)<sup>104</sup> y sus Reglamentos. Cualquier actividad relacionada con la utilización de la vida silvestre y su hábitat que no respete lo estipulado en la normativa vigente, es considerada ilegal.<sup>107</sup> Actualmente, los aspectos relacionados con el manejo y conservación de la fauna están dentro de la jurisdicción de la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT), a través de la Dirección

General de Vida Silvestre.<sup>108</sup> A nivel Federal, la instancia que tiene la obligación de vigilar la Aplicación de las Leyes Ambientales, Reglamentos, Normas Oficiales Mexicanas, Ordenamientos Ecológicos Territoriales, términos y condicionantes de autorizaciones, permisos y concesiones emitidas por otras autoridades es la Procuraduría Federal de Protección al Ambiente (PROFEPA) órgano desconcentrado de la SEMARNAT.<sup>107</sup> La gestión para la rehabilitación y liberación de aves de presa en México debe basarse en los lineamientos dictados por la LGVS y su Reglamento (Anexo III).<sup>104</sup>

Como parte de la estrategia para la conservación, el gobierno federal mexicano, a través de la SEMARNAT, publica la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo, cuyos objetivos son identificar a las especies o poblaciones de México en riesgo, elaborar los listados correspondientes y establecer los criterios de inclusión, exclusión o cambio de categoría de riesgo mediante la aplicación del Método de Evaluación de Riesgo de Extinción de Especies Silvestres de México (MER). Esta Norma utiliza cuatro categorías de acuerdo con su estado de conservación: Probablemente extinta en el medio silvestre (E), En peligro de extinción (P), Amenazadas (A) y Sujetas a protección especial (Pr).<sup>109</sup> Además de estas leyes, se cuenta con tratados internacionales suscritos por México con diferentes países, para proteger los humedales, a las aves migratorias y sus hábitats, las tortugas marinas, mamíferos marinos.<sup>105</sup>

En 1991 México se adhirió a la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES), la cual proporciona un marco jurídico internacional en el cual se establecen los procedimientos que deben seguir los países para la regulación efectiva del comercio internacional de las especies incluidas en sus tres apéndices, se considera uno de los acuerdos sobre conservación más grandes e importantes, contando con 162 países miembros.<sup>110</sup>

## II. METODOLOGÍA

### 3.1 Descripción del área de estudio

El Centro Nacional de Control y Protección del Águila Real (CNCPAR), es una Unidad de Manejo para la Conservación de la Vida Silvestre, ubicada dentro de las instalaciones del Heroico Colegio Militar (Autopista km 22, México-Cuernavaca 5, San Pedro Mártir, Tlalpan, Ciudad de México). Tiene una superficie total de 9, 672 m<sup>2</sup>, las instalaciones incluyen el área clínica, área de dormitorios, oficina, dos jaulas de vuelo y aclimatación de 5, 832 m<sup>2</sup>, recintos de pernocta, recintos de cuarentena y bodega (Figura 2).



Figura 2. Vista aérea del CNCPAR dentro de las instalaciones del Heroico Colegio Militar, Cd. de México.

### 3.2 Ejemplares de estudio

Para este estudio se contó con 50 aves: 9 Águilas Reales (*Aquila chrysaetos canadensis*), 21 Aguilillas de Harris (*Parabuteo unicinctus*), 12 Aguilillas de Cola Roja (*Buteo jamaicensis*), 2 Aguilillas de Swainson (*Buteo swainsoni*), 3 Lechuzas de Campanario (*Tyto furcata*), 1 Halcón Peregrino (*Falco peregrinus*), 1 Caracara (*Caracara cheriway*) y 1 Búho virginiano (*Bubo virginianus*).



### 3.3 Evaluación clínica de las aves de presa albergadas en el CNCPAR.

#### 3.3.1 Examen físico del paciente aviar

Para evaluar el estado de salud de las aves de presa se realizó un examen físico general a todas las aves que ingresaron y las que ya se encontraban albergadas en el centro, además se modificó el formato de historia clínica y examen físico, lo que permitió una revisión más completa y rápida de los ejemplares (Anexo IV). Al modificar este formato se determinaron todos los aspectos que se tienen que tomar en cuenta en la revisión de un ave y se agregaron rubros que incluyen la reseña, anamnesis y evaluación a distancia. Además, contiene un espacio en donde se especifica la procedencia y la situación legal de cada ejemplar. Durante el mes de enero de 2020 se realizó el examen físico en dos partes: se observó la respuesta del ave a su entorno (evaluación a distancia) y se examinó sistemáticamente al paciente (Figura 3-10).<sup>111</sup>

#### Evaluación a distancia

Las aves con frecuencia alteran su comportamiento en un intento de ocultar signos de enfermedad, por lo tanto, se debe distinguir entre el comportamiento relacionado con el estrés, el comportamiento normal y el proceso de una enfermedad.<sup>111</sup> Antes de la contención física, se inició con la observación y se determinó el aspecto general (conformación y contorno del cuerpo), la actitud y comportamiento, postura, nivel de actividad, velocidad, profundidad y naturaleza de la respiración y la condición de plumas, pico, cera y patas.<sup>111, 112</sup> Al concluir la evaluación a distancia se determinó si el ave podía continuar con la contención y examen físico o si requería atención de urgencia para ser estabilizada.

#### Examen físico

Una evaluación física completa y sistemática del paciente es esencial para obtener información sobre el problema y el diagnóstico del ave. La figura 11 resume todas las constantes evaluadas.<sup>111, 112, 113, 114, 115</sup>



Figura 3. Evaluación de reflejo palpebral y membrana nictitante en aguililla de Harris.



Figura 4. Evaluación de cavidad oral con ayuda de un espejito oral.



Figura 5. Evaluación de conducto auditivo en aguililla de Harris.



Figura 6. Auscultación de frecuencia cardíaca en águila real.



Figura 7. Evaluación de miembros torácicos.



Figura 8. Evaluación de miembros pélvicos.



Figura 9. Identificación por medio de anillo.



Figura 10. Identificación por medio de microchip.

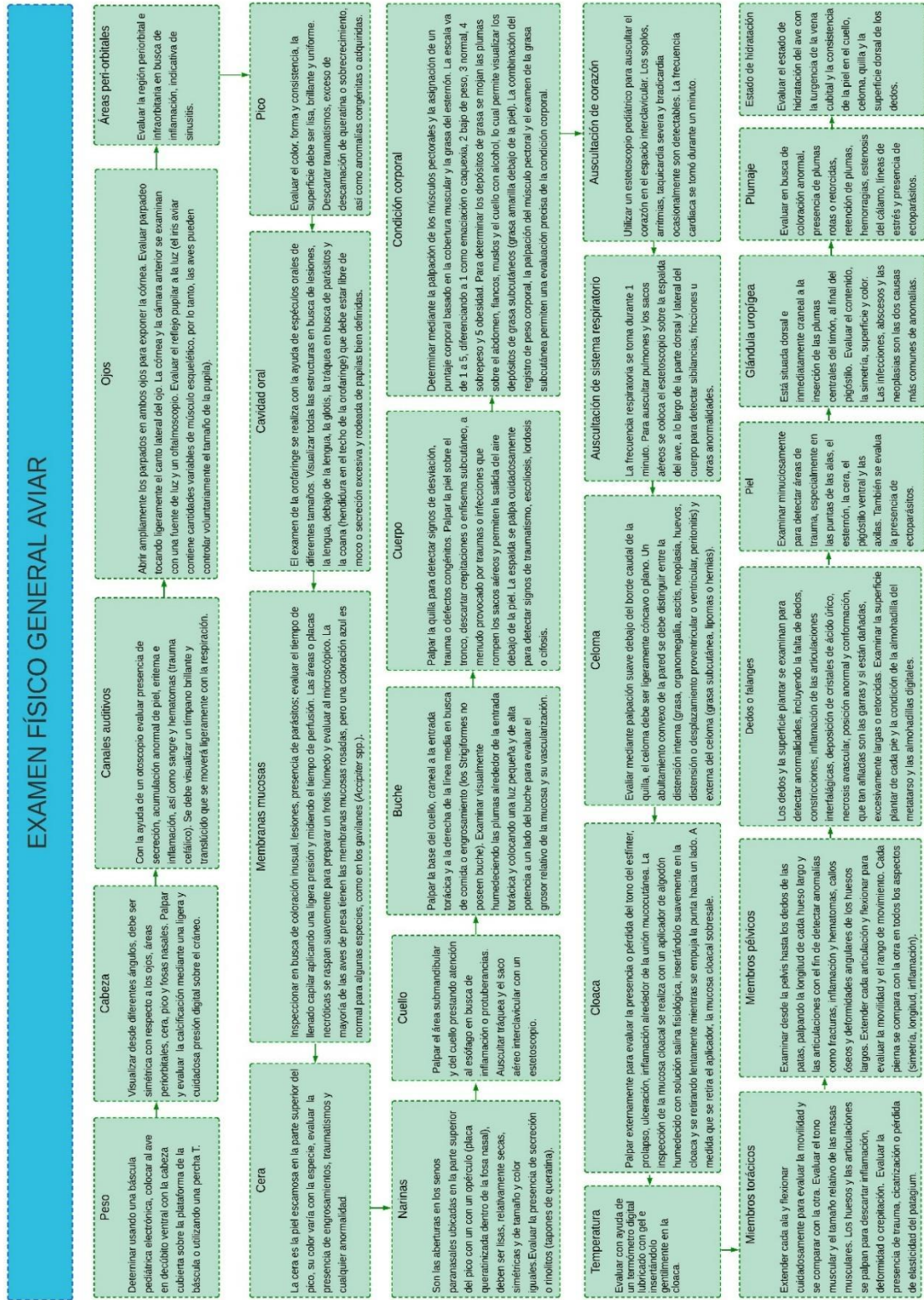


Figura 11. Examen físico general aviar.

Una vez que se completó el examen físico, se obtuvo la base de datos mínima. La decisión de qué prueba realizar se basa en la condición del paciente; sin embargo, para fines de este trabajo y con la finalidad de obtener resultados más precisos, se tomaron muestras de sangre para hemograma posterior al examen físico o al siguiente día a primera hora de la mañana.<sup>111</sup>

### 3.3.2 Análisis fecal

Los muestreos comenzaron en el mes de enero de 2020, se realizó un muestreo seriado de tres días. El excremento se evaluó visualmente todos los días en cuanto a color, textura, consistencia y volumen de las heces, uratos y orina, las características se reportaron en el formato correspondiente (Anexo V). Para realizar un análisis coproparasitológico se colectaron las heces y dependiendo la prueba se realizó el procedimiento. En los recintos de pernocta se colocó una superficie plástica debajo de la percha y por la mañana se obtuvo la muestra más fresca (Figura 12 y 13).<sup>117</sup>



Figura 12. Colocación de plástico debajo del posadero.



Figura 13. Recolección de heces.

La colecta de la muestra se realizó con abatelenguas y se colocó en recipientes plásticos limpios para su refrigeración. Se identificaron con fecha, nombre común, especie, microchip o anillo y hora de colecta; posteriormente se procesaron las muestras en el laboratorio del centro (Figura 14 y 15).



Figura 14. Recolección de heces en frascos de plástico.



Figura 15. Procesamiento de coproparasitológicos.

A todas las aves se les realizó un examen directo de heces que incluyó:

- Técnica directa, simple o rápida

Es útil para detectar protozoos móviles como *Giardia* spp y *Trichomonas* spp. También se pueden ver coccidias (esta técnica también se puede utilizar con hisopos orofaríngeos). Las ventajas que ofrece este método es que se puede usar una cantidad muy pequeña de heces, permite la observación de huevos y larvas. Entre las desventajas es que una muestra pequeña no es un buen tamaño de muestra representativa y solo es de valor diagnóstico cuando es positivo.<sup>116, 118, 119</sup>

Procedimiento:<sup>116, 118, 119</sup>

1. Se colocó una o dos gotas de solución salina fisiológica en un portaobjetos y con un aplicador de madera se colocó la muestra de heces del tamaño de un grano de trigo.
2. Se mezcló la solución y las heces con un hisopo hasta hacerla homogénea.
3. Se separaron las partículas grandes de heces, procurando que la preparación quedara transparente.
4. Se aplicó una gota de Lugol y se colocó un cubreobjetos sobre el frotis
5. Se observó en el microscopio compuesto con el objetivo 10x y 40x.

- Flotación para huevos u ooquistes de parásitos

Se utilizó para concentrar los huevos de taenias, los nematodos y acantocéfalos, así como ooquistes de coccidios.

Procedimiento:<sup>116, 118, 119</sup>

1. Se colocó aproximadamente 1 a 2 gramos de heces en un tubo plástico.
2. Se agregó 1 ml de sulfato de zinc al 33.3% y se mezcló, posteriormente se agregaron 9 ml de la misma solución y se mezcló.
3. Se dejó reposar 15 a 20 minutos.

4. De la superficie de la solución se tomaron 3 gotas de diferentes zonas, cada gota se depositó individualmente en el portaobjetos, se colocaron 2 gotas de Lugol a la preparación.
5. Se observó al microscopio con el objetivo 10x, para observar con el objetivo 40x se colocó un cubreobjetos para evitar rayar la lente.

Todos los hallazgos de la evaluación microscópica se detallaron en el formato correspondiente.

### 3.3.3 Hemograma

Los muestreos se realizaron en el mes de enero de 2020, los ejemplares se ayunaron 24 horas previo a la toma de muestras. A primera hora de la mañana cada individuo fue sacado de su recinto (Figura 16) y llevado al consultorio clínico para la extracción de sangre. Se obtuvieron muestras de sangre de todas las aves albergadas y de las que ingresaron, se colectó 1ml de sangre por cada 1,000 gramos de peso corporal que equivale al 1% del peso corporal del paciente. Se consideró el estado físico del ave antes de recolectar una muestra.<sup>120</sup>

Los sitios de punción venosa dependieron del tamaño del ave y fueron los siguientes: vena yugular, vena ulnar o braquial y vena metatarsal media (Figura 17).<sup>120</sup> Dependiendo de la zona anatómica elegida, se despejó el área de plumas alrededor del sitio a puncionar usando alcohol o agua destilada y un hisopo o torunda de algodón hasta que la vena estuviera visible. Al aplicar alcohol se dejó que la piel se seque por completo para que el alcohol no se mezcle con la sangre e interfiriera con el análisis.<sup>121</sup>

La obtención de sangre se realizó con jeringa de insulina con aguja 25 G x16 mm para aves de tamaño pequeño y para aves grandes. Se aplicó hemostasia con una torunda de algodón seca después de la recolección de la muestra.<sup>120</sup> La sangre se recolectó en tubos de EDTA sódico (Figura 18).<sup>121, 122</sup> Las muestras se procesaron en el laboratorio de patología clínica del zoológico de Chapultepec, las técnicas de laboratorio realizadas fueron las siguientes:

Hematocrito (Hto) o volumen del paquete celular (VCP): proporciona una manera fácil y objetiva de estimar el número de eritrocitos en la muestra. Se estimó utilizando el método de microhematocrito, utilizando capilares sin anticoagulante (Figura 19 y 20).<sup>122, 123</sup> Además, se evaluó la coloración del plasma, el tamaño de la placa leucotrombocitaria y presencia de microfilarias, se obtuvieron los valores de sólidos totales y fibrinógeno (Figura 21 y 22).<sup>123</sup>

Frotis sanguíneo: se realizó un frotis de sangre fresca con la técnica de portaobjetos inmediatamente después de la extracción, antes de colocar la muestra en el tubo con EDTA o tan pronto como fue posible con la muestra en EDTA y se fijó con el procedimiento de tinción Diff-Quick (Figura 23). La finalidad de esta técnica fue evaluar el diferencial y la



morfología de células rojas (eritrocitos) y blancas (heterófilos, linfocitos, eosinófilos, basófilos, monocitos y trombocitos), así como la presencia de hemoparásitos (Figura 24).<sup>122, 124</sup>

Conteo manual de glóbulos blancos y rojos: el conteo total de glóbulos rojos es un importante ensayo hematológico, junto con el conteo total de glóbulos blancos pues permite la evaluación del estado de salud o enfermedad de un individuo. Se realizó mediante el método Natt and Herrick (Figura 25-27).<sup>122, 125</sup> Los resultados obtenidos en esta prueba se anotaron en el formato correspondiente (Anexo VI).



Figura 16. Manejo individual y registro de microchip.



Figura 17. Extracción de sangre vena metatarsal media.

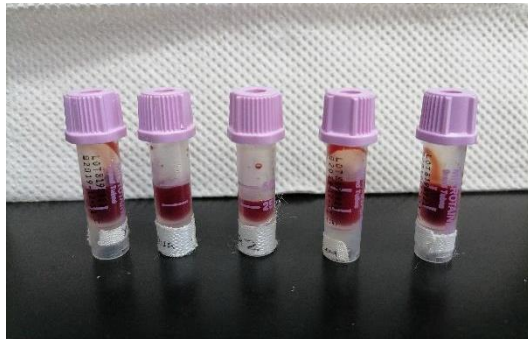


Figura 18. Muestra sanguínea en tubos de EDTA.



Figura 19. Microcentrífuga para obtención de hematocrito.

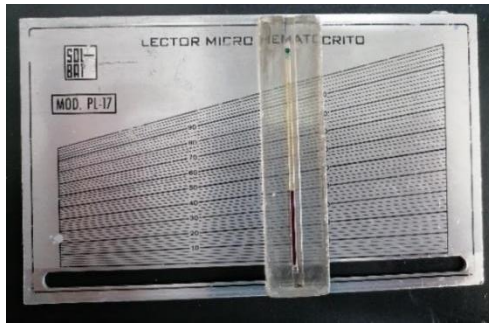


Figura 20. Lector de micro hematocrito con capilar.

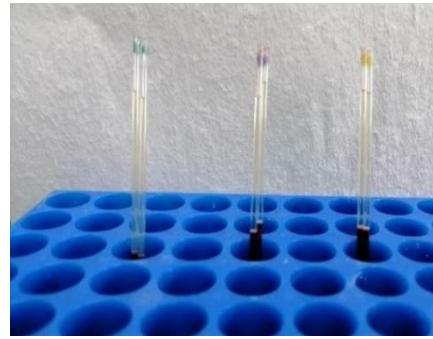


Figura 21. Evaluación del plasma.

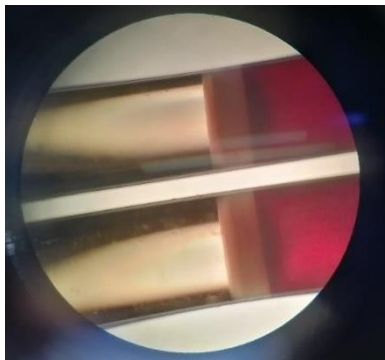


Figura 22. Evaluación de placa leucotrombocitaria.



Figura 23. Frotis sanguíneos.

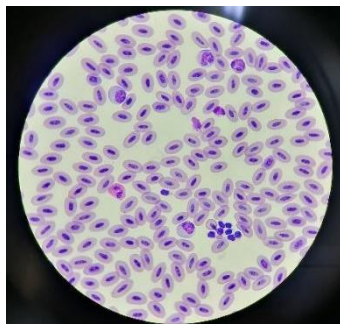


Figura 24. Morfología de células rojas y diferencial de células blancas.



Figura 25. Pipetas con solución Natt and Herrick.

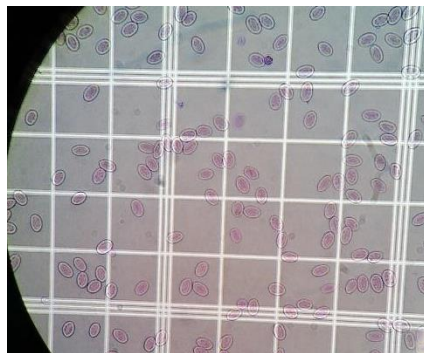


Figura 26. Conteo total de glóbulos rojos.

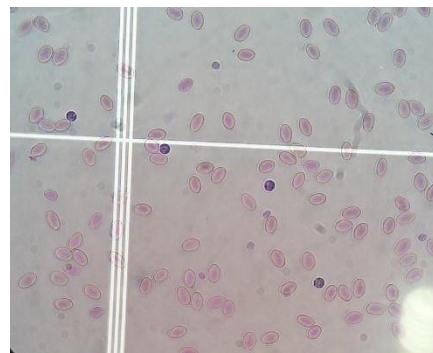


Figura 27. Conteo total de glóbulos blancos.

### 3.3.4 Radiografías

La radiografía es un procedimiento de diagnóstico clínico esencial y práctico en la medicina aviar, es aplicable al diagnóstico de trastornos musculoesqueléticos y enfermedades del celoma. Es una de las herramientas de diagnóstico más importantes debido a la disponibilidad de interpretación rápida y la capacidad de realizarla en pacientes de diferentes tamaños. Además, puede resultar valiosa para el seguimiento de la progresión de enfermedades y para evaluar la eficacia de los regímenes terapéuticos.<sup>127</sup>

A partir del mes de enero de 2020 se realizaron las radiografías con el equipo MinXray HF100+ y el digitalizador Examvue CR PRO, las imágenes quedaron guardadas en el software; pero, los hallazgos y su interpretación se anotaron en el formato correspondiente (Anexo VII). Para realizar el estudio radiográfico se utilizó contención física, se consideró utilizar anestesia inhalada con isoflurano o sedación ligera en pacientes muy nerviosos que tengan taquicardia o taquipnea para calmar al paciente.<sup>127, 128, 129</sup> Las aves se mantuvieron en ayuno de 12 a 24 horas antes del estudio radiográfico.<sup>127</sup>

El posicionamiento del paciente es muy importante para producir una buena radiografía de diagnóstico. Se tomaron radiografías de todo el cuerpo en las proyecciones ventrodorsal y lateral de cada ave (Figura 28 y 29).<sup>127, 129</sup> En la vista ventrodorsal el ave se colocó en decúbito dorsal, en esta posición la quilla debe superponerse sobre la columna vertebral, ambas alas deben estar ligeramente extendidas lateralmente y aseguradas con cinta adhesiva, ambas piernas deben estirarse caudalmente, se colocan simétricamente y se aseguran con cinta adhesiva en el tarso metatarso, se debe centrar el haz primario sobre el paciente en el punto del esternón y colimar para reducir la dispersión.<sup>129, 130, 131</sup> En la vista lateral, el ave se colocó en decúbito lateral de izquierda a derecha, las articulaciones de cadera y hombro deben superponerse, las alas deben extenderse dorsalmente, con el ala inferior colocada ligeramente craneal al ala superior para permitir la diferenciación de derecha a izquierda, el ala superior se puede asegurar con cinta adhesiva a través de las articulaciones carpometacarpianas, ambas piernas pueden extenderse caudalmente o la pierna dependiente puede colocarse cranealmente a la pierna contralateral y sujetarse al tarso metatarso con cinta adhesiva, el haz

de rayos X debe estar centrado en la línea media craneal a la punta caudal del esternón.<sup>129, 130, 131</sup>

Uno de los mayores problemas en el examen radiológico de las aves es la pérdida de agudeza debido al movimiento y las altas frecuencias respiratorias. Por lo tanto, los tiempos de exposición máximos deben ser 0.015–0.05 segundos o menos. Los factores de exposición (kV, mAs) dependen del grosor y la densidad del objeto, el tipo de aparato, la distancia de enfoque / película, la película, los tipos de pantalla y el procesamiento de la película. En la radiografía de la mayoría de las aves de compañía, los valores de kV no deben ser superiores a 45–55 kV para obtener imágenes de alto contraste con muchos tonos de gris. La distancia general entre la película y el foco debe ser de 60–70 cm.<sup>130, 131</sup> Las técnicas radiográficas utilizadas durante este trabajo se enlistan en el Cuadro 2. El procedimiento por cada ejemplar duró alrededor de 5 a 10 minutos.

Cuadro 2. Técnicas radiográficas aviarias.<sup>130</sup>

Área	Peso corporal (gramos)	kV	mA	Tiempo (segundos)	Distancia focal a película
Todo el cuerpo, extremidades proximales	2500-3500	60-60	15	0,04	70 cm
Cabeza, extremidades distales	2500-3500	55-60	15	0,04	60-70 cm
Todo el cuerpo	1400-1500	55-60	15	0,04	60 cm
Todo el cuerpo	800-1300	55	15	0,04	60 cm
Todo el cuerpo	<800	50	15	0,04	60 cm
Extremidades: cabeza, pies, ala.	1000-1500	55	15	0,04	60 cm
Extremidades: cabeza, pies, ala.	<1000	50	15	0,04	60 cm

Adaptado de: *Anatomical and clinical radiology of birds of prey: Including interactive advanced anatomical imaging*. Samour et al. (2007).

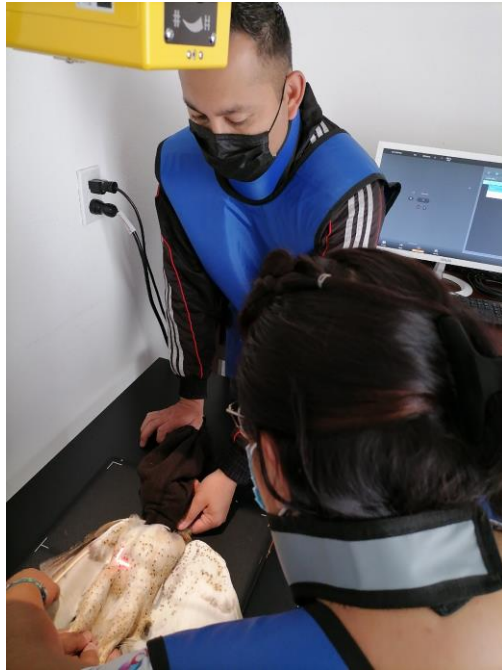


Figura 28. Posicionamiento VD de lechuza de campanario.

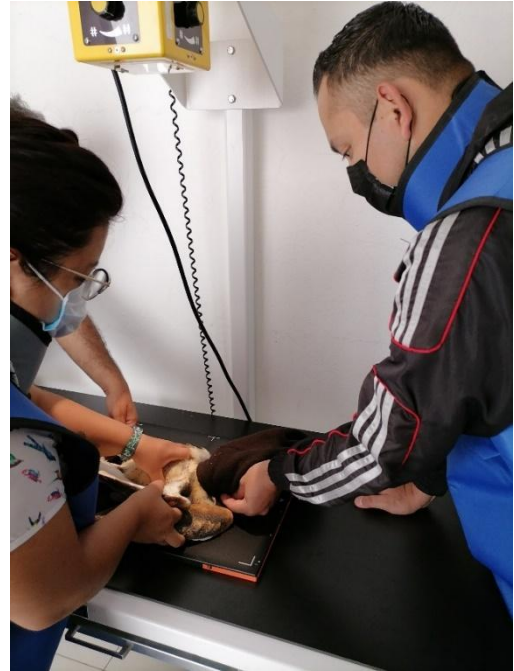


Figura 29. Posicionamiento LL de lechuza de campanario.

Para la interpretación de las radiografías se utilizó un enfoque sistemático. El patrón de búsqueda fue un abordaje de órgano a órgano, procediendo de craneal a caudal, evaluando la cabeza y el cuello y luego el sistema esquelético, respiratorio, cardiovascular, gastrointestinal y genitourinario. Posteriormente los hallazgos se anotaron en el formato correspondiente.

### III. RESULTADOS

#### 4.1 Estado de salud de las aves de presa albergadas en el CNCPAR.

##### 4.1.1 Examen físico del paciente aviar

En total se examinaron 50 individuos, 21 aguilillas de Harris, 12 aguilillas de cola roja, 9 águilas reales, 2 aguilillas de Swainson, 3 lechuzas de campanario, 1 caracara, 1 halcón peregrino y 1 búho cornudo. De las 50 aves de presa evaluadas, 39 ejemplares (78%) se encontraron clínicamente sanas; 4 ejemplares (8%) con fracturas osificadas; 2 ejemplares (4%) con ceguera bilateral; 1 ejemplar (2%) con sobrepeso; 1 ejemplar (2%) con curvatura anormal de tibiotarsos; 1 ejemplar (2%) con pododermatitis; 1 ejemplar (2%) con osteoartritis y 1 ejemplar (2%) con un ala amputada (Figura 30).

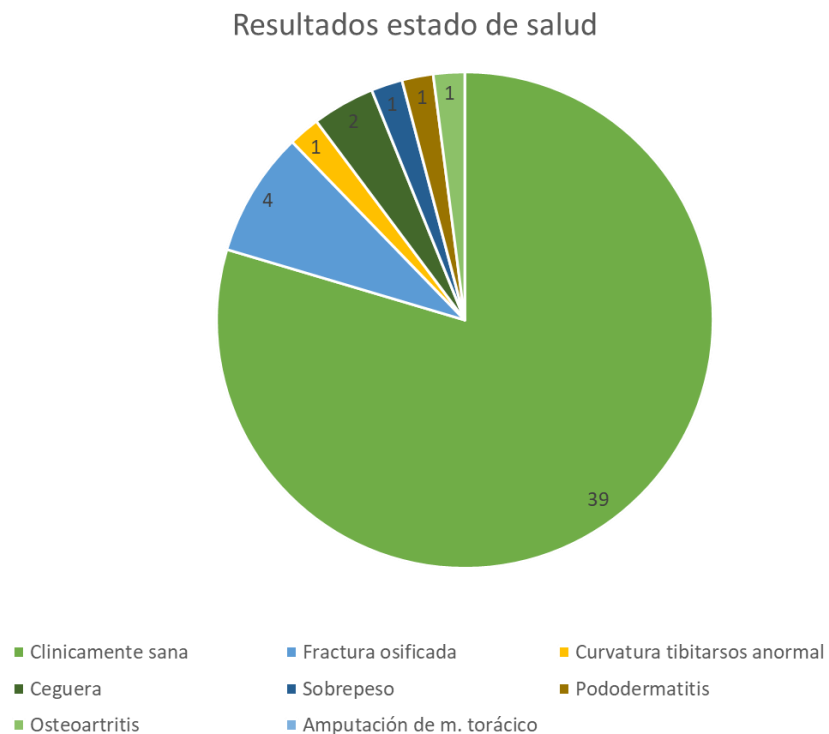


Figura 30. Examen físico de aves de presa en el CNCPAR.

La observación a distancia inició a primera hora de la mañana, durante el recorrido que se realiza de rutina para verificar el estado general de las aves. Todas las aves se encontraban perchadas o acostadas dentro de sus respectivos recintos, mostrándose alerta y responsivas al notar la presencia de personas. Previo al ingreso de las aves al área de consultorio para su revisión general se preparó todo el equipo necesario, tanto para la contención física como para la revisión médica (Figura 31). El primer dato a obtener fue el peso de los ejemplares, se obtuvo mediante una báscula digital (Figura 32).



Figura 31. Equipo para revisión médica.



Figura 32. Obtención del peso con báscula digital.

El peso de todas las aves se correlacionó con la condición corporal y los depósitos de grasa subcutáneos (Figura 33, 34 y 35). De la totalidad de aves, en relación con el peso y condición corporal, 46 (92%) ejemplares se encuentran normales, 3 (6%) delgadas y 1 (2%) con sobrepeso (Cuadro 3). Una de las aves clasificada como delgada es un ejemplar diagnosticado con síndrome de malabsorción con cataratas bilateral y otra es un ave con ceguera bilateral asociada a trauma craneoencefálico, en cuanto al clasificados con sobrepeso, una es una aguililla de Swainson con fractura de metacarpo derecho.





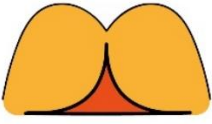
PUNTUACIÓN DE LA CONDICIÓN CORPORAL EN AVES				
Escala	Estado	Hueso de la quilla	Músculo pectoral	Grasa subcutánea
1	 Emaciación o caquexia	Extremadamente prominente y fácilmente palpable	Claramente cóncava (o inexistente)	No palpable
2	 Delgado	Fácilmente palpable y afilada	Pérdida moderada de masa muscular, poco desarrollada	No palpable
3	 Normal	Prominente y fácilmente palpable	Sobresale ventralmente, es convexa y redondeada. Fácilmente palpable, textura firme.	Mínimo, no en exceso
4	 Sobrepeso	Menos prominente, pero aún es palpable	Sale casi horizontalmente del hueso de la quilla, contorno suave, voluminoso y fácilmente palpable	Depósitos excesivos
5	 Obesidad	No es palpable	Se eleva por encima del borde del hueso de la quilla, muy redondeado, es fácilmente palpable con una textura flácida	Depósitos masivos

Figura 33. Parámetros considerados en la evaluación de la condición corporal en aves. Diseño: Amanali Cornejo Vázquez.



Figura 34. Condición corporal 3/5 en búho virginiano.



Figura 35. Condición corporal 4/5 y depósitos de grasa en aguililla de Swainson.



Cuadro 3. Relación peso y condición corporal.

Especie	Microchip	Sexo	Peso (gramos)	C/C	Relación Peso y CC
Aguililla de Harris	XXX*848*364	Hembra	1110	3	Normal
Aguililla de Harris	XXX*848*588	Hembra	1120	2	Normal
Aguililla de Harris	XXX*861*550	Hembra	950	3	Normal
Aguililla de Harris	XXX*852*808	Macho	810	3	Normal
Aguililla de Harris	XXX*117*093	Hembra	1050	2	Delgada
Aguililla de Harris	XXX*853*280	Hembra	985	3	Normal
Aguililla de Harris	XXX*849*340	Macho	800	3	Normal
Aguililla de Harris	XXX*858*578	Hembra	1130	3	Normal
Aguililla de Harris	XXX*856*786	Macho	805	3	Normal
Aguililla de Harris	XXX*858*590	Hembra	1010	3	Normal
Aguililla de Harris	XXX*864*361	Hembra	1100	3	Normal
Aguililla de Harris	XXX*859*818	Hembra	1170	3	Normal
Aguililla de Harris	XXX*861*887	Hembra	980	2	Delgada
Aguililla de Harris	XXX*862*278	Hembra	980	3	Normal
Aguililla de Harris	XXX*875*567	Hembra	910	3	Normal
Aguililla de Harris	XXX*864*512	Macho	780	3	Normal
Aguililla de Harris	XXX*553*294	Hembra	1075	3	Normal
Aguililla de Harris	XXX*877*578	Macho	670	3	Normal
Aguililla de Harris	XXX*893*890	Hembra	920	3	Normal
Aguililla de Harris	XXX*850*601	Macho	670	4	Normal
Aguililla de Harris	XXX*886*546	Macho	670	3	Normal
Aguililla de Cola Roja	XXX*878*366	Hembra	1200	3	Normal
Aguililla de Cola Roja	XXX*891*041	Hembra	1230	3	Normal
Aguililla de Cola Roja	XXX*866*262	Hembra	1480	3	Normal
Aguililla de Cola Roja	XXX*875*363	Macho	1120	3	Normal
Aguililla de Cola Roja	XXX*893*062	Hembra	1420	3	Normal
Aguililla de Cola Roja	XXX*868*025	Hembra	1270	3	Normal
Aguililla de Cola Roja	XXX*865*008	Hembra	1300	3	Normal
Aguililla de Cola Roja	XXX*865*801	Hembra	970	3	Normal
Aguililla de Cola Roja	XXX*893*091	Hembra	1490	3	Normal
Aguililla de Cola Roja	XXX*893*123	Macho	920	3	Normal
Aguililla de Cola Roja	XXX*849*876	Macho	1170	3	Normal
Aguililla de Cola Roja	XXX*312*585	Hembra	1220	3	Normal
Águila Real	XXX*878*028	Macho	3430	3	Normal
Águila Real	XXX*890*866	Hembra	3640	3	Normal
Águila Real	XXX*556*284	Hembra	3455	3	Normal
Águila Real	XXX*378*821	Hembra	3305	3	Normal
Águila Real	XXX*881*868	Macho	3325	2	Normal
Águila Real	XXX*519*572	Hembra	3385	3	Normal

Águila Real	XXX*877*337	Hembra	3850	2	Delgada
Águila Real	XXX*865*076	Hembra	4075	3	Normal
Águila Real	XXX*807*626	Macho	3810	3	Normal
Lechuza de campanario	XXX*861*565	Hembra	545	3	Normal
Lechuza de campanario	XXX*856*112	Macho	300	3	Normal
Lechuza de campanario	XXX*891*376	Macho	480	3	Normal
Aguililla de Swainson	XXX*854*078	Hembra	850	3	Normal
Aguililla de Swainson	XXX*850*626	Macho	820	4	Sobrepeso
Caracara	XXX*866*585	Macho	1030	3	Normal
Halcón peregrino	XXX*016*037	Macho	540	3	Normal
Búho Virginiano	XXX*286*528	Hembra	1140	3	Normal

En cuanto a las causas de ingreso 41 ejemplares (82%) son producto de aseguramientos por instituciones federales (PFPA, SEMARNAT, FGR), 6 ejemplares (12%) ingresaron por traumatismos, 2 ejemplares (4%) nacieron bajo cuidado humano y 1 ejemplar (2%) ingresó por orfandad (Figura 36).

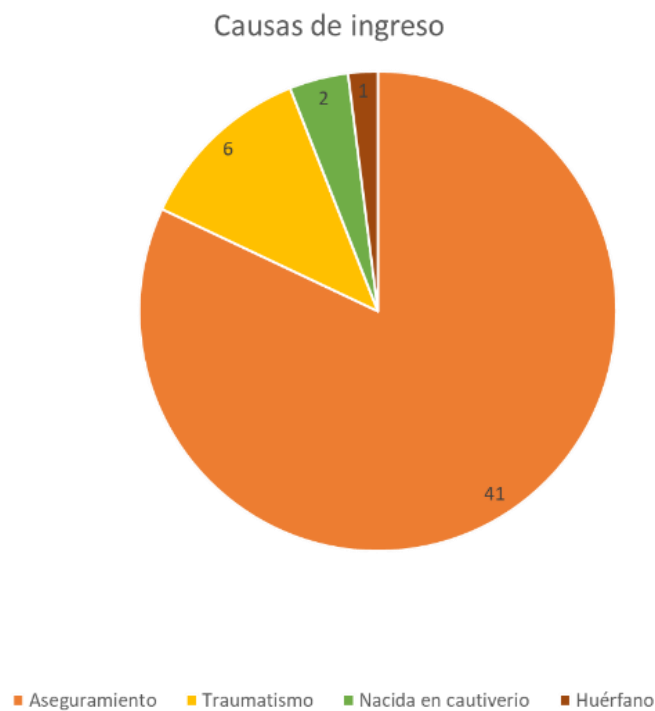


Figura 36. Causas de ingreso al CNCPAR.

#### 4.1.2 Análisis fecal

Respecto a la evaluación macroscópica no hubo alteraciones de importancia clínica. En cuanto a la evaluación por técnica simple y flotación, todos los ejemplares resultaron negativos a endoparásitos.

#### 4.1.3 Hemograma

Los resultados de hematocrito, conteo total de eritrocitos, evaluación del plasma, placa leucotrombocitaria (L/T), sólidos totales (ST) y fibrinógeno se presentan a continuación. Los valores obtenidos se compararon con al menos dos intervalos de referencia (I.R.) reportados en otros estudios.

De los 21 ejemplares de aguililla de Harris, 12 (57.14%) no presentaron ninguna alteración, 7 (33.33%) presentaron eritrocitosis y 2 (9.52%) eritrocitosis e hiperproteinemia. El plasma amarillo claro se asocia a la dieta con pollo, mientras que la placa leucotrombocitaria no presentó ninguna alteración (Cuadro 4).

Cuadro 4. Valores hematológicos para aguilillas de Harris.

Unidad	L/L	x 10 <sup>12</sup> /L	-	-	g/L	g/L	
Analito	Hematocrito	Eritrocitos	Plasma	Placa L/T	ST	Fibrinógeno	
<b>I. R. <sup>132</sup></b>	<b>0.32-0.44</b>	<b>2.13-2.76</b>	-	-	<b>31-45.7</b>	<b>&lt;4.3</b>	
<b>I. R. <sup>133</sup></b>	<b>0.42- 0.44</b>	<b>2.51- 2.72</b>	-	-	-	<b>2.24-2.36</b>	
Ejemplares							Interpretación
XXX*848*364	0.48 ↑	2.99 ↑	Amarillo/Claro	S/A	40	2	Eritrocitosis
XXX*848*588	0.42	2.32	Amarillo/Claro	S/A	36	2	Sin alteración
XXX*861*550	0.48 ↑	2.13	Amarillo/Claro	S/A	40	2	Eritrocitosis
XXX*852*808	0.50 ↑	2.98 ↑	Amarillo/Claro	S/A	44	4	Eritrocitosis
XXX*117*093	0.48 ↑	2.37	Amarillo/Claro	S/A	42	2	Eritrocitosis
XXX*853*280	0.56 ↑	3.41 ↑	Amarillo/Claro	S/A	50 ↑	2	Eritrocitosis Hiperproteinemia
XXX*849*340	0.44	2.6	Amarillo/Claro	S/A	38	2	Sin alteración
XXX*858*578	0.42	2.72	Amarillo/Claro	S/A	30	2	Sin alteración
XXX*856*786	0.44	2.6	Amarillo/Claro	S/A	38	2	Sin alteración
XXX*858*590	0.50 ↑	2.92 ↑	Amarillo/Claro	S/A	42	2	Eritrocitosis
XXX*864*361	0.48 ↑	2.29	Amarillo/Claro	S/A	42	2	Eritrocitosis
XXX*859*818	0.42	2.40	Amarillo/Claro	S/A	42	2	Sin alteración
XXX*861*887	0.48 ↑	2.45	Amarillo/Claro	S/A	58 ↑	2	Eritrocitosis

							Hiperproteinemia
XXX*862*278	0.44	2.45	Amarillo/Claro	S/A	32	2	Sin alteración
XXX*875*567	0.42	2.17	Amarillo/Claro	S/A	34	3	Sin alteración
XXX*864*512	0.44	2.9	Amarillo/Claro	S/A	44	2	Sin alteración
XXX*553*294	0.46 ↑	2.55	Transparente	S/A	42	2	Eritrocitosis
XXX*877*578	0.44	2.44	Amarillo/Claro	S/A	42	2	Sin alteración
XXX*893*890	0.42	2.41	Amarillo/Claro	S/A	38	4	Sin alteración
XXX*850*601	0.40	2.47	Amarillo/Claro	S/A	36	4	Sin alteración
XXX*886*546	0.42	2.45	Amarillo/Claro	S/A	40	4	Sin alteración

De los 12 ejemplares de aguililla de cola roja, 11 (91.66%) no presentó ninguna alteración, un ejemplar (8.33%) presentó hiperproteinemia. El plasma amarillo claro se asocia a la dieta con pollo, mientras que la placa leucotrombocitaria no presentó ninguna alteración (Cuadro 5).

Cuadro 5. Valores hematológicos para aguilillas de cola roja.

Unidad	L/L	x 10 <sup>12</sup> /L	-	-	g/L	g/L	
	Hematocrito	Eritrocitos	Plasma	Placa L/T	ST	Fibrinógeno	
<b>I. R.</b> <sup>132</sup>	<b>0.35-0.53</b>	<b>2.2-3.35</b>			<b>33-45</b>	<b>&lt; 3</b>	
<b>I. R.</b> <sup>78</sup>	<b>0.24-0.50</b>	<b>N/D</b>			<b>20-50</b>	<b>N/D</b>	
Ejemplares							Interpretación
XXX*878*366	0.40	2.73	Amarillo/Claro	S/A	40	4	Sin alteración
XXX*891*041	0.40	2.45	Amarillo/Claro	S/A	36	2	Sin alteración
XXX*866*262	0.40	2.38	Amarillo/Claro	S/A	36	4	Sin alteración
XXX*875*363	0.38	2.30	Amarillo/Claro	S/A	48	4	Sin alteración
XXX*893*062	0.40	2.25	Transparente/Claro	S/A	38	6	Sin alteración
XXX*868*025	0.50	2.84	Amarillo/Claro	S/A	42	4	Sin alteración
XXX*865*008	0.36	2.20	Lipemia	S/A	78 ↑	2	Hiperproteinemia
XXX*865*801	0.46	2.72	Transparente/Claro	S/A	36	4	Sin alteración
XXX*893*091	0.48	2.30	Transparente/Claro	S/A	42	2	Sin alteración
XXX*893*123	0.40	2.80	Amarillo/Claro	S/A	38	2	Sin alteración
XXX*849*876	0.38	2.25	Amarillo/Claro	S/A	48	4	Sin alteración
XXX*312*585	0.44	2.50	Amarillo/Claro	S/A	50	2	Sin alteración

De los 9 ejemplares de águila real, 8 (88.88 %) no presentó ninguna alteración, mientras que 1 ejemplar (11.11 %) presentó hiperproteinemia e hiperfibrinogenemia. El plasma amarillo claro se asocia a la dieta con pollo, mientras que la placa leucotrombocitaria no presentó ninguna alteración (Cuadro 6).

Cuadro 6. Valores hematológicos para águila real.

Unidad	L/L	x 10 <sup>12</sup> /L	-	-	g/L	g/L	
	Hematocrito	Eritrocitos	Plasma	Placa L/T	ST	Fibrinógeno	
<b>I. R.</b> <sup>134</sup>	<b>0.35-0.47</b>	<b>1.9 - 2.7</b>			<b>25-39</b>	<b>2.0 - 4.1</b>	
<b>I. R.</b> <sup>135</sup>	<b>0.38-0.46</b>	<b>1.96-3.22</b>			<b>N/D</b>	<b>N/D</b>	
Ejemplares							Interpretación
XXX*878*028	0.46	2.2	Transparente/Claro	S/A	38	4	Sin alteración
XXX*890*866	0.40	2.2	Amarillo/Claro	S/A	30	4	Sin alteración
XXX*556*284	0.38	1.95	Amarillo/Claro	S/A	34	4	Sin alteración
XXX*378*821	0.40	2.2	Amarillo/Claro	S/A	36	4	Sin alteración
XXX*881*868	0.38	1.90	Ligera lipemia	S/A	30	2	Sin alteración
XXX*519*572	0.42	2.34	Amarillo/Claro	S/A	38	4	Sin alteración
XXX*877*337	0.46	2.27	Amarillo/Claro	S/A	42 ↑	6 ↑	Hiperproteinemia Hiperfibrinogenemia
XXX*865*076	0.44	2.46	Amarillo/Claro	S/A	38	4	Sin alteración
XXX*807*626	0.40	1.90	Amarillo/Claro	S/A	34	4	Sin alteración

De los 3 ejemplares de lechuza de campanario, 2 (66.66 %) no presentó ninguna alteración, un ejemplar (33.33 %) presentó hiperfibrinogenemia. El plasma fue transparente en todos los ejemplares, mientras que la placa leucotrombocitaria no presentó ninguna alteración. No se obtuvieron valores de referencia para sólidos totales en las referencias bibliográficas (Cuadro 7).

Cuadro 7. Valores hematológicos para lechuza de campanario.

Unidad	L/L	x 10 <sup>12</sup> /L	-	-	g/L	g/L	
	Hematocrito	Eritrocitos	Plasma	Placa L/T	ST	Fibrinógeno	
<b>I. R.</b> <sup>134</sup>	<b>0.42-0.51</b>	<b>2.2-3.0</b>			-	<b>1.9-3.3</b>	
<b>I. R.</b> <sup>136</sup>	<b>0.40-0.53</b>	<b>2.3-4.1</b>			<b>N/D</b>	<b>N/D</b>	
Ejemplares							Interpretación
XXX*861*565	0.50	2.3	Transparente	S/A	40	2	Sin alteración
XXX*856*112	0.44	2.2	Transparente	S/A	34	2	Sin alteración
XXX*891*376	0.52	3.78	Transparente	S/A	52	4 ↑	Hiperfibrinogenemia

De los 2 ejemplares de aguililla de Swainson ninguno presentó alteraciones. El plasma fue transparente en todos los ejemplares, mientras que la placa leucotrombocitaria no presentó ninguna alteración. No se obtuvieron valores de referencia para fibrinógeno en las referencias bibliográficas (Cuadro 8).

Cuadro 8. Valores hematológicos para aguililla de Swainson.

Unidad	L/L	x 10 <sup>12</sup> /L	-	-	g/L	g/L	
	Hematocrito	Eritrocitos	Plasma	Placa L/T	ST	Fibrinógeno	
<b>I. R.</b> <sup>78</sup>	<b>0.31 - 0.45</b>	<b>N/D</b>			<b>25-48</b>	<b>N/D</b>	
Ejemplares							Interpretación
XXX*854*078	0.44	2.39	Transparente	S/A	32	2	Sin alteración
XXX*850*626	0.44	2.54	Transparente	S/A	34	2	Sin alteración

El único ejemplar de caracara no presentó ninguna alteración. El plasma amarillo se asocia a la dieta, mientras que la placa leucotrombocitaria no presentó ninguna alteración. No se obtuvieron valores de referencia para sólidos totales en las referencias bibliográficas (Cuadro 9).

Cuadro 9. Valores hematológicos para caracara.

Unidad	L/L	x 10 <sup>12</sup> /L	-	-	g/L	g/L	
	Hematocrito	Eritrocitos	Plasma	Placa L/T	ST	Fibrinógeno	
<b>I. R.</b> <sup>134</sup>	<b>0.38-0.59</b>	<b>2.5 - 3.3</b>			-	<b>1.2 - 3.8</b>	
Ejemplares							Interpretación
XXX*866*585	0.44	2.56	Amarillo/Claro	S/A	26	2	Sin alteración

El único ejemplar de halcón peregrino presentó eritrocitosis. El plasma fue transparente, mientras que la placa leucotrombocitaria no presentó ninguna alteración (Cuadro 10).

Cuadro 10. Valores hematológicos para halcón peregrino.

Unidad	L/L	x 10 <sup>12</sup> /L	-	-	g/L	g/L	
	Hematocrito	Eritrocitos	Plasma	Placa L/T	ST	Fibrinógeno	
<b>I. R.</b> <sup>134</sup>	<b>0.37 - 0.53</b>	<b>2.95 - 3.94</b>			<b>25-40</b>	<b>&lt; 4.2</b>	
<b>I. R.</b> <sup>133</sup>	<b>0.46</b>	<b>2.93-2.98</b>				<b>2.76-2.92</b>	
Ejemplares							Interpretación
043*016*037	0.56 ↑	3.04	Transparente	S/A	40	2	Eritrocitosis

El único ejemplar de búho virginiano no presentó alteraciones. El plasma fue transparente, mientras que la placa leucotrombocitaria no presentó ninguna alteración. No se obtuvieron valores de referencia para fibrinógeno en las referencias bibliográficas (Cuadro 11).

Cuadro 11. Valores hematológicos para búho virginiano.

Unidad	L/L	x 10 <sup>12</sup> /L	-	-	g/L	g/L	
	Hematocrito	Eritrocitos	Plasma	Placa L/T	ST	Fibrinógeno	
<b>I. R.</b> <sup>137</sup>	<b>0.35-0.56</b>	<b>1.3-3.6</b>			<b>37-62</b>	<b>N/D</b>	
<b>I. R.</b> <sup>78</sup>	<b>0.24-0.41</b>	<b>N/D</b>			<b>20-53</b>	<b>N/D</b>	
Ejemplares							Interpretación
XXX*286*528	0.40	2.03	Transparente	S/A	50	6	Sin alteración

Los resultados del diferencial de glóbulos blancos (leucocitos, heterófilos, linfocitos, monocitos, eosinófilos y basófilos) se presentan a continuación. Los valores obtenidos se compararon con al menos dos intervalos de referencia (I.R.) reportados en otros estudios.

De los 21 ejemplares de aguililla de Harris, 20 ejemplares (95.23 %) presentaron alteraciones, mientras que solo 1 ejemplar (4.76 %) no presentó ninguna alteración (Cuadro 12).

Cuadro 12. Valores de glóbulos blancos para la aguililla de Harris.

Unidad	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	
	Leucocitos	Heterófilos	Linfocitos	Monocitos	Eosinófilos	Basófilos	
<b>I. R.</b> <sup>132</sup>	<b>4.8-10</b>	<b>2.3-6.71</b>	<b>0.6-2.36</b>	<b>0.2-1.49</b>	<b>0-0.75</b>	<b>0-1.55</b>	
<b>I. R.</b> <sup>133</sup>	<b>4.54-6.43</b>	<b>2.53-2.97</b>	<b>0.92-1.88</b>	<b>0.23-0.38</b>	<b>0.7-1.39</b>	<b>0.15-0.16</b>	
Ejemplares							Interpretación
XXX*848*364	16.5 ↑	5.28	8.08 ↑	0.33	2.8 ↑	0	Leucocitosis por heterofilia. Eosinofilia
XXX*848*588	11.88 ↑	5.82	3.08 ↑	0.71	2.25 ↑	0	Leucocitosis por linfocitosis. Eosinofilia
XXX*861*550	8.14	3.41	3.17 ↑	0.4	1.11 ↑	0	Linfocitosis Eosinofilia
XXX*852*808	4.51 ↓	1.98 ↓	2.16	0.13	0.22	0	Leucopenia por heteropenia
XXX*117*093	4.07 ↓	1.8 ↓	0.85	0.36	0.97 ↑	0	Leucopenia por heteropenia. Eosinofilia
XXX*853*280	6.82	3.2	3 ↑	0.13	0.47	0	Linfocitosis
XXX*849*340	6.82	2.65	2.65 ↑	0.81	0.68	0	Linfocitosis
XXX*858*578	10.23 ↑	5.5	3.9 ↑	0	0.71	0	Leucocitosis por linfocitosis
XXX*856*786	6.49	3.3	2.07	0.51	0.58	0	Sin alteración
XXX*858*590	5.17	2.2 ↓	2.3	0.62	0.51	0	Heteropenia
XXX*864*361	7.37	4.12	2.1	0.07	1.03 ↑	0	Eosinofilia
XXX*859*818	7.59	1.29 ↓	5.08 ↑	0.45	0.75	0	Heteropenia Linfocitosis
XXX*861*887	19.91 ↑	13.73 ↑	3.58 ↑	0.19	2.3 ↑	0	Leucocitosis por heterofilia y linfocitosis. Eosinofilia
XXX*862*278	9.13	3.01	3.01 ↑	0.36	2.73 ↑	0	Linfocitosis

							Eosinofilia
XXX*875*567	6.93	2.21 ↓	2.49 ↑	0.34	1.59 ↑	0	Heteropenia. Linfocitosis. Eosinofilia
XXX*864*512	4.56 ↓	2.4	2.6 ↑	0.2	0.2 ↑	0	Leucopenia. Linfocitosis. Eosinofilia
XXX*553*294	8.91	2.04 ↓	5.43 ↑	0	1.42 ↑	0	Heteropenia. Linfocitosis. Eosinofilia
XXX*877*578	7.26	3.26	2.17	0.5	1.3 ↑	0	Eosinofilia
XXX*893*890	4.51 ↓	1.44 ↓	1.62	0.31	1.12 ↑	0	Leucopenia por heteropenia. Eosinofilia
XXX*850*601	4.84	1.01 ↓	2.17	0.43	1.21 ↑	0	Heteropenia. Eosinofilia
XXX*886*546	6.16	1.78 ↓	2.4	0.86	1.01 ↑	0	Heteropenia. Eosinofilia.

De los 12 ejemplares de aguililla de cola roja, 10 ejemplares (83.33 %) no presentaron alteraciones, mientras que 2 ejemplares (16.66 %) presentaron alteraciones (Cuadro 13).

Cuadro 13. Valores de glóbulos blancos para aguilillas de cola roja.

Unidad	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	
	Leucocitos	Heterófilos	Linfocitos	Monocitos	Eosinófilos	Basófilos	
<b>I. R.</b> <sup>132</sup>	<b>3.4-7.5</b>	<b>1.9-3.5</b>	<b>1.3-1.1</b>	<b>0.12-1.2</b>	<b>0.1-0.9</b>	<b>0-0.5</b>	
<b>1. R.</b> <sup>78</sup>	<b>5.60-36.90</b>	<b>3.67-25.40</b>	<b>0.56-13.34</b>	<b>0.00-6.60</b>	<b>0.00-8.69</b>	<b>0.00-1.03</b>	
Ejemplares							Interpretación
XXX*878*366	13.2	4.35	3.82	1.32	3.69	0	Sin alteración
XXX*891*041	7.15	2	2.78	0.64	1.78	0	Sin alteración
XXX*866*262	6.05	2.9	1.93	0.12	1.08	0	Sin alteración
XXX*875*363	15.73	7.39	5.1	1.25	1.88	0	Sin alteración
XXX*893*062	10.67	4.2	4.20	0	2.10	0	Sin alteración
XXX*868*025	10.67	3.70	5.20	0.85	0	0	Sin alteración
XXX*865*008	9.79	4.89	3.81	0	1.07	0	Sin alteración
XXX*865*801	7.04	2.39	3.16	0.07	1.40	0	Sin alteración
XXX*893*091	10.78	3.80	3.01	1.50	2.37	0	Sin alteración
XXX*893*123	2.97 ↓	0.41 ↓	2.31	0	0.23	0	Leucopenia por heteropenia
XXX*849*876	11.80	7.50	5.30	1.40	1.60	0	Sin alteración
XXX*312*585	8.91	1.70 ↓	5.25	0.53	1.33	0	Heteropenia

De los 9 ejemplares de águila real, 6 ejemplares (66.66 %) presentaron alteraciones, mientras que 3 ejemplares (33.33 %) no presentaron ninguna alteración (Cuadro 14).

Cuadro 14. Valores de glóbulos blancos para águila real.

Unidad	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	
	Leucocitos	Heterófilos	Linfocitos	Monocitos	Eosinófilos	Basófilos	
<b>I. R.</b> <sup>134</sup>	<b>11.7 - 14.7</b>	<b>9.5 - 12.7</b>	<b>1.6 - 3.2</b>	<b>0</b>	<b>0.2 - 0.6</b>	<b>0.0 - 0.2</b>	



<b>I. R.</b> <sup>135</sup>	<b>5.87-24</b>	<b>2.88-5.99</b>	<b>2.22-2.41</b>	<b>0.09-0.53</b>	<b>0.06-0.26</b>	<b>0-00-</b>	
Ejemplares							Interpretación
XXX*878*028	3.30 ↓	2.80 ↓	0.50 ↓	0	0	0	Leucopenia por heteropenia y linfopenia
XXX*890*866	4.40 ↓	2.02 ↓	2.11	0	0.26	0	Leucopenia por heteropenia
XXX*556*284	10.89	4.46	4.79 ↑	0	1.63	0	Linfocitosis
XXX*378*821	25.30 ↑	15.68 ↑	8.85 ↑	0	0.75	0	Leucocitosis por heterofilia Linfocitosis
XXX*881*868	9.46	5.01	3.21	0.09	1.13	0	Sin alteración
XXX*519*572	9.79	6.85	2.93	0	0	0	Sin alteración
XXX*877*337	10.01	5.50	3.7	0	0.8	0	Sin alteración
XXX*865*076	21.56	15.09 ↑	5.6 ↑	0	0.86 ↑	0	Heterofilia Linfocitosis Eosinofilia
XXX*807*626	9.24	4.34	3.14 ↑	0	1.75 ↑	0	Linfocitosis Eosinofilia

De los 3 ejemplares de lechuzas de campanario, ninguno presentó alteraciones (Cuadro 15).

Cuadro 15. Valores de glóbulos blancos para lechuzas de campanario.

Unidad	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	
	Leucocitos	Heterófilos	Linfocitos	Monocitos	Eosinófilos	Basófilos	
<b>I.R.</b> <sup>134</sup>	<b>11.5-22.3</b>	<b>5.2-12.5</b>	<b>2.5-7.5</b>	<b>0.0-1.0</b>	<b>0.0-2.5</b>	<b>0.0-0.9</b>	
<b>I. R.</b> <sup>136</sup>	<b>8.4-19.0</b>	<b>2.5-11.1</b>	<b>2.5-9.9</b>	<b>0.0-1.4</b>	<b>0.0-0.5</b>	<b>0.0-0.3</b>	
Ejemplares							Interpretación
XXX*861*565	8.25	4.43	4	0	0	0	Sin alteración
XXX*856*112	8.58	5.4	3	0	0.08	0	Sin alteración
XXX*891*376	11.22	6.6	4.3	0.2	0	0	Sin alteración

De los 2 ejemplares de aguililla de Swainson, 1 (50 %) no presentó ninguna alteración, mientras que otro ejemplar (50 %) presentó eosinofilia. Los valores de referencia utilizados pertenecen a la aguililla aliancha (*Buteo platypterus*), debido a que no se encontraron valores específicos para la especie (Cuadro 16).

Cuadro 16. Valores de glóbulos blancos para aguilillas de Swainson.

Unidad	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	
	Leucocitos	Heterófilos	Linfocitos	Monocitos	Eosinófilos	Basófilos	
<b>I. R.</b> <sup>78</sup>	<b>10.30–29.52</b>	<b>2.47–25.98</b>	<b>0.59–13.05</b>	<b>0.29–5.80</b>	<b>0.34–2.61</b>	<b>0.0</b>	

Ejemplares							Interpretación
XXX*854*078	19.69	5.31	7.48	1.37	5.51 ↑	0	Eosinofilia
XXX*850*626	12.21	3.41	5.8	0	2.9	0	Sin alteración

El único ejemplar de caracara no presentó ninguna alteración (Cuadro 17).

Cuadro 17. Valores de glóbulos blancos para caracara.

Unidad	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	
	Leucocitos	Heterófilos	Linfocitos	Monocitos	Eosinófilos	Basófilos	
<b>I.R.</b> <sup>134</sup>	<b>3.3 - 11.6</b>	<b>0.6 - 5.9</b>	<b>0.9 - 5.6</b>	<b>0.0 - 0.6</b>	<b>0.0 - 0.3</b>	<b>0.0 - 0.3</b>	
Ejemplares							Interpretación
XXX*866*585	8.25	4.8	3.21	0	0.16	0	Sin alteración

El único ejemplar de halcón peregrino presentó linfocitosis (Cuadro 18).

Cuadro 18. Valores de glóbulos blancos para halcón peregrino.

Unidad	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	
	Leucocitos	Heterófilos	Linfocitos	Monocitos	Eosinófilos	Basófilos	
<b>I. R.</b> <sup>134</sup>	<b>3.3 - 11.0</b>	<b>1.4 - 8.55</b>	<b>1.1 - 3.3</b>	<b>0.1 - 0.86</b>	<b>0.0 - 0.3</b>	<b>0.0 - 0.6</b>	
<b>I. R.</b> <sup>133</sup>	<b>4.83-5.97</b>	<b>3.82-5.25</b>	<b>0.56-0.71</b>	<b>0.04-0.11</b>	<b>0</b>	<b>0.19-0.13</b>	
Ejemplares							Interpretación
XXX*016*037	9.68	4.16	5.2 ↑	0.29	0	0	Linfocitosis

El único ejemplar de búho virginiano no presentó ninguna alteración (Cuadro 19).

Cuadro 19. Valores de glóbulos blancos para búho virginiano.

Unidad	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	x 10 <sup>9</sup> /L	
	Leucocitos	Heterófilos	Linfocitos	Monocitos	Eosinófilos	Basófilos	
<b>I. R.</b> <sup>137</sup>	<b>4.8-42.6</b>	<b>2.0-25.5</b>	<b>0.4-9.7</b>	<b>0.2-6.7</b>	<b>0.4-8.2</b>	<b>0.0-2.9</b>	
<b>I. R.</b> <sup>78</sup>	<b>20.70</b>	<b>13.27</b>	<b>4.68</b>	<b>0.66</b>	<b>1.24</b>	<b>0</b>	
Ejemplares							Interpretación
XXX*286*528	10.01	5.7	4.2	0.01	0	0	Sin alteración

En cuanto a la presencia de hemoparásitos, solamente en un ejemplar de aguililla de cola roja (XXX\*866\*262) se encontraron *Leucocytozoon* spp y *Haemoproteus* spp (Figura 37-40).

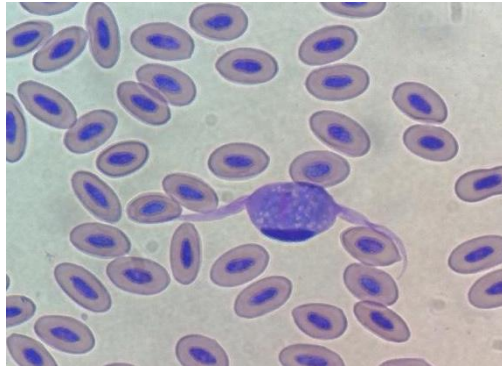


Figura 37. *Leucocytozoon* spp en frotis sanguíneo de aguililla de cola roja.

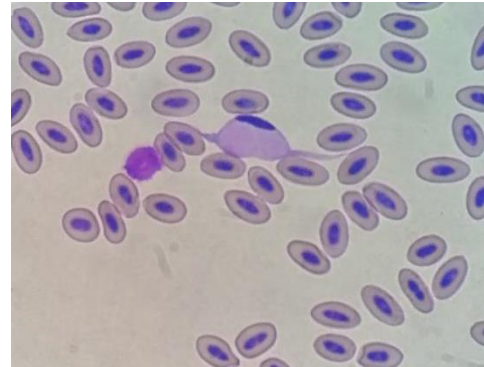


Figura 38. *Leucocytozoon* spp en frotis sanguíneo de aguililla de cola roja.

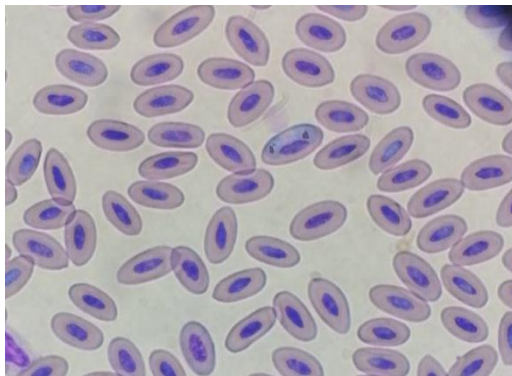


Figura 39. *Haemoproteus* spp en frotis sanguíneo de aguililla de cola roja.

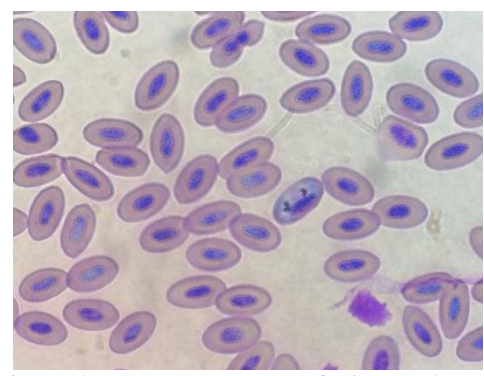


Figura 40. *Haemoproteus* spp en frotis sanguíneo de aguililla de cola roja.

#### 4.1.4 Radiografías

Del total de ejemplares, el 84% (42 ejemplares) no presentaron ninguna alteración a la evaluación radiográfica, mientras que el 16% (8 ejemplares) presentaron diversas alteraciones musculoesqueléticas (Figura 41). Dentro de los hallazgos más importantes se encuentran alteraciones como fracturas ya resueltas de tibiotarso (Figura 42 y 43), húmero (Figura 44 y 45) y curvatura anormal de los huesos en diferentes ejemplares (Figura 46 y 47).

Otro hallazgo importante y asociado a las causas de ingreso a los centros de rehabilitación es la presencia de postas incrustadas en el cuerpo y fractura de metacarpo mayor y menor por disparo por arma de fuego en una aguililla de Swainson (Figura 48 y 49).

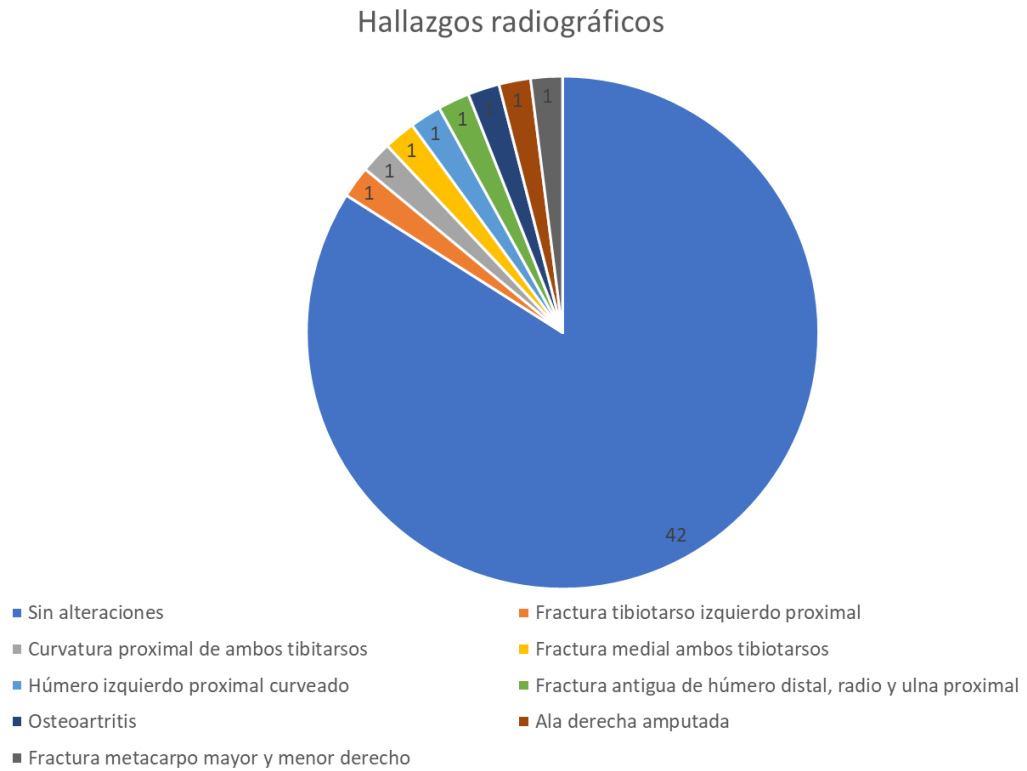


Figura 41. Hallazgos radiográficos de las aves en el CNCPAR.



Figura 42. Aguililla de Harris con fractura diafisiaria de ambos tibiotarsos. Vista VD.



Figura 43. Aguililla de Harris con fractura diafisiaria de ambos tibiotarsos. Vista LL.

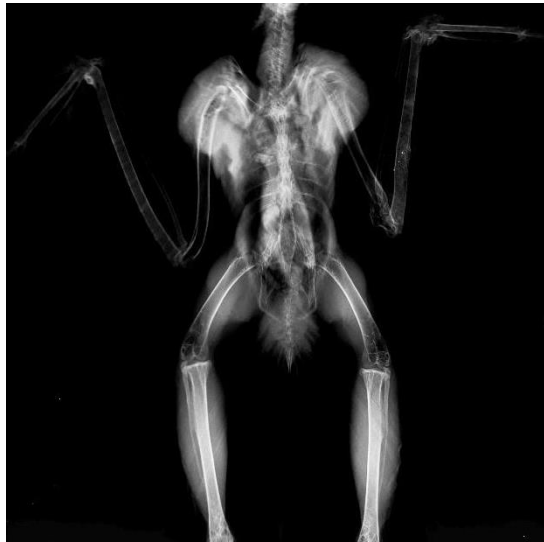


Figura 44. Aguililla de Cola Roja con fractura antigua de húmero distal, radio y ulna proximal. Vista VD.



Figura 45. Aguililla de Cola Roja con fractura antigua de húmero distal, radio y ulna proximal. Vista LL.



Figura 46. Aguililla de Harris con curvatura proximal de ambos tibitaros. Vista VD.



Figura 47. Aguililla de Harris con curvatura proximal de ambos tibitaros. Vista LL.



Figura 48. Aguililla de Swainson con fractura en metacarpo mayor y menor derecho. Vista VD.



Figura 49. Aguililla de Swainson con fractura en metacarpo mayor y menor derecho. Vista LL.

## IV. DISCUSIÓN

### 5.1 Estado de salud de las aves de presa albergadas en el CNCPAR.

#### 5.1.1 Examen físico del paciente aviar

Los hallazgos encontrados en la revisión física de las aves de presa coinciden con las patologías asociadas al tiempo bajo cuidado humano y la edad avanzada reportadas en otros estudios.<sup>138, 139, 140</sup> Las causas de admisión también son consistentes a lo reportado en Latinoamérica debido a que una de las principales causas de ingreso al centro fue el aseguramiento por parte de instituciones federales.<sup>141, 142</sup> La segunda causa fueron los traumatismos, así como deficiencias nutricionales y orfandad.<sup>66, 74, 143</sup>

Al examen físico de varios ejemplares se detectó la presencia de callos óseos en miembros torácicos y pélvicos, en húmero y tibiotarso, respectivamente. En un ejemplar se detectó la ausencia de una extremidad torácica, lo anterior indica que previo a su ingreso al centro dichos ejemplares cursaron con diferentes tipos de fracturas y en su momento recibieron la atención para su resolución. Las lesiones traumáticas, incluidas las fracturas, son la razón más común por la que las aves de presa son admitidas en centros de rehabilitación.<sup>66, 74, 143, 144</sup> En diversos estudios, los traumatismos y lesiones secundarias causadas por diferentes colisiones, especialmente con estructuras creadas por los humanos, representan una fuente importante de mortalidad no natural en aves de presa.<sup>145, 146, 147</sup> Los objetivos de la reparación de fracturas aviares son: reducción precisa, fijación rígida, prevención de infecciones y restauración de la función.<sup>148, 149</sup> La decisión de utilizar técnicas de manejo de fracturas quirúrgicas o no quirúrgicas se basa en la capacidad para cumplir con los objetivos ortopédicos, así como en los recursos y la experiencia disponibles.<sup>149</sup> En las aves silvestres, donde el objetivo final es la restauración completa de la función completa, las decisiones se basan en la comprensión de los elementos de la fractura, la experiencia del médico y los recursos disponibles, así como las comorbilidades, la edad del ave y la probabilidad de sobrevivir en vida silvestre si es liberada.<sup>149</sup> Es vital recordar que las aves de presa requieren

un grado de función mucho mayor para sobrevivir y deben desempeñarse como atletas para poder atrapar a sus presas por lo que un ligero grado de consolidación defectuosa o rigidez articular puede producir una disfunción casi paralizante.<sup>148,150, 151</sup> Debido a esto, las reparaciones de fracturas deben reflejar esta necesidad de perfección.<sup>150</sup> Si esto no es posible, ofrecer una vida cómoda y sin dolor se vuelve un objetivo para las aves que permanecen bajo cuidado humano.<sup>149</sup>

Otro ejemplar presentó curvatura anormal de ambos tibiotarsos a la palpación, lo cual hace suponer que durante su crecimiento pudo haber presentado problemas metabólicos. Lo anterior también es consistente y está relacionado con enfermedades metabólicas y nutricionales reportadas como causa de ingreso en otros estudios.<sup>74,141,143</sup> También se asocia a tiempos de recuperación prolongados.<sup>141</sup> En las aves jóvenes en crecimiento, la enfermedad metabólica ósea produce múltiples fracturas o curvaturas de los huesos largos. Esto generalmente se debe a una dieta de carne sin huesos y por lo tanto un desbalance de la relación Ca: P en el aporte.<sup>19, 152</sup> Actualmente el ejemplar no presenta ninguna alteración locomotora que afecte su proceso de rehabilitación por lo que aún se considera apto para liberación.

Otro hallazgo en la evaluación clínica fue la presencia de alteraciones oculares, entre ellas, un ejemplar con ceguera bilateral por desprendimiento de retina asociada a traumatismo. En las aves de presa de vida silvestre el trauma ocular se considera la causa más común de morbilidad ocular.<sup>153, 154</sup> Según estudios previos, entre el 88 y el 90% de los trastornos oculares diagnosticados son atribuibles a causas traumáticas asociadas a la colisión contra objetos como automóviles, ventanas, edificios y otras estructuras.<sup>153</sup> Teniendo en cuenta el alto grado de agudeza visual necesaria para la supervivencia de estas aves en la naturaleza y debido a que el daño ocular es bilateral, claramente este ejemplar no es liberable.<sup>155, 156</sup>

Otro ejemplar presentó catarata hipermadura bilateral asociada a su avanzada edad. Lo anterior es consistente con otros reportes, donde la enfermedad más común observada en aves de presa geriátricas es el desarrollo de cataratas.<sup>140, 157</sup> Una de las causas más comunes del desarrollo de cataratas en aves es el trauma, ya sea en individuos silvestres o bajo cuidado humano, también pueden desarrollarse por deficiencias nutricionales, infecciones, efectos



tóxicos, y problemas oculares como uveítis y degeneración de la retina.<sup>140, 158, 159</sup> Según la edad de aparición se clasifican en congénitas, del desarrollo o juveniles y seniles. Una catarata congénita está presente al nacer y puede ser hereditaria, teratogénica o causada por un trastorno embrionario.<sup>158</sup> Las cataratas seniles son el segundo tipo de catarata citado con más frecuencia después de las resultantes de lesiones traumáticas.<sup>140</sup> El único tratamiento curativo para las cataratas es la cirugía.<sup>160</sup> Se ha realizado mediante aspiración con aguja, extracción extracapsular y facoemulsificación.<sup>140, 161, 162, 163</sup> La indicación para la cirugía de cataratas se basa en la evaluación del paciente para detectar condiciones médicas actuales o preexistentes, así como la posibilidad de una visión postoperatoria aceptable y las complicaciones.<sup>140, 163</sup>

El sobrepeso se encontró en un ejemplar, esto ocurre fácilmente en ejemplares bajo cuidado humano si no se manejan adecuadamente.<sup>164</sup> La inactividad y sedentarismo, acompañada de una abundante fuente de alimento o a la alta ingesta calórica asociada con las dietas altas en grasas, provoca un aumento de peso antinatural.<sup>164, 165</sup> El sobrepeso y la obesidad representan una preocupación importante en las aves bajo cuidado humano debido a que los requisitos energéticos de las aves bajo cuidado humano se reducen considerablemente en comparación con sus contrapartes silvestres.<sup>166</sup> Además de obesidad, el exceso de grasas se ha asociado con lipidosis hepática, diarrea, textura aceitosa de plumas, interferencia con la absorción de otros nutrientes como el calcio y aterosclerosis.<sup>165, 167, 168</sup> Una nutrición adecuada es fundamental para el sistema digestivo y la salud en general. Es fundamental conocer la dieta adecuada para una especie determinada.<sup>152, 164, 169, 170</sup> También es importante establecer un peso ideal para cada ave en específico y verificar el peso periódicamente.<sup>152</sup>

Otro de los problemas detectados durante la revisión de los ejemplares fue la presencia de pododermatitis en uno de los ejemplares. Esta patología es rara en aves silvestres, pero afecta con frecuencia a las aves de presa bajo cuidado humano.<sup>152, 171</sup> La pododermatitis es una enfermedad infecciosa crónica y progresiva caracterizada por la inflamación, exoriación, ulceración, celulitis o abscesos crónicos del epitelio plantar y cambios óseos.<sup>171, 172, 173</sup> Según la gravedad de la lesión, la clasificación varía de 3 a 7 etapas descritas por diferentes autores.<sup>172, 173, 174</sup> Diversos factores podrían estar relacionados con la presentación de la

pododermatitis, entre ellos, las deficiencias nutricionales, la inactividad, obesidad, el crecimiento excesivo de las garras, diseño y calidad deficiente de la percha, condiciones antihigiénicas, alojamiento inadecuado, daño en el pie contralateral y heridas o traumatismos previos.<sup>171, 172, 173, 174</sup> Además, la gravedad de la enfermedad puede verse agravada por la presencia de agentes infecciosos o trastornos cardiovasculares.<sup>171</sup> Aunque el último paso en el curso de la enfermedad es invariablemente la necrosis isquémica, las causas predisponentes varían según la especie.<sup>171, 173</sup> Lo anterior representa un problema importante en los centros de rehabilitación de vida silvestre, ya que es una complicación que se observa con frecuencia en aves bajo cuidado humano.<sup>175</sup> Además, tiene el potencial de retrasar o incluso evitar el regreso de los animales afectados a su entorno natural.<sup>171, 176</sup>

Por último, otra patología encontrada en uno de los ejemplares más longevos de este estudio fue la osteoartritis, la cual es extremadamente común en aves mayores, pero también se asocia a otras enfermedades como la gota, osteomielitis bacteriana y fúngica y lesiones relacionadas con traumatismos.<sup>140, 157, 177, 178, 179</sup> La osteoartritis es un cambio patológico de una articulación sinovial, que incluye el deterioro del cartílago articular, la formación de osteofitos, la remodelación ósea, cambios en los tejidos blandos e inflamación no purulenta de bajo grado.<sup>140</sup> Los signos clínicos incluyen la renuencia a volar o caminar, cojera en distintos grados, postura anormal, pododermatitis, inapetencia y pérdida de peso, letargo, dedos torcidos, articulaciones rígidas o disminución de su rango de movimiento, inflamación de articulaciones, edema, incoordinación, incapacidad para capturar o retener el alimento.<sup>140, 157, 177</sup> El diagnóstico principal utilizado para evaluar la osteoartritis es la radiografía y el examen ortopédico.<sup>140, 177</sup> Algunas articulaciones, especialmente la cadera y las articulaciones espinales, pueden ser muy difíciles de visualizar en la radiografía. Cuando se sospecha de lesiones en estas articulaciones, la tomografía computarizada es más sensible.<sup>157</sup>

Una vez identificada la región de la artritis y descartando otras patologías, el tratamiento debe ser multimodal, se basa en modificaciones de las instalaciones y manejo, por ejemplo, uso de varias perchas de varios tamaños con una cobertura adecuada de acuerdo con la especie y tamaño del ave, ejercicio para disminuir el trauma articular y mantener la movilidad, control

de peso y correcta alimentación para evitar la obesidad, también se recomienda el uso de nutracéuticos y terapias alternativas.<sup>140, 157, 177</sup> Para el manejo del dolor está indicado el uso de antiinflamatorios no esteroideos y opiáceos, realizando un control regular de la función renal. La gabapentina se utiliza cuando hay dolor neuropático.<sup>180</sup> Es importante tener en cuenta que en todos los casos se debe realizar un monitoreo y evaluación constante de la calidad de vida del ejemplar para evitar comprometer el bienestar a medida que la afección empeore.<sup>157</sup>

### 5.1.2 Análisis fecal

Todas las pruebas de técnica simple y flotación resultaron negativas para endoparásitos. Lo anterior es debido a que todas las aves se examinan y someten a pruebas durante su ingreso a cuarentena, en caso de resultar positivas a endoparásitos y después de la identificación de parásito se instaura el tratamiento adecuado. En el centro no se administran antiparasitarios a menos que sea absolutamente necesario. Además de esto, cada uno de los ejemplares se mantiene en áreas individuales durante su estancia en el centro por lo que no hay posibilidad de infección entre ellas pues se evita el contacto directo. Respecto a los ejemplares de nuevo ingreso durante el periodo que duró este estudio, también resultaron negativos.

En las aves de presa de vida silvestre, los parásitos intestinales son comunes, la prevalencia es de hasta el 80%.<sup>170, 181</sup> En aves sanas por lo general causan una enfermedad clínica mínima o nula, a menos que estén cursando por enfermedades concurrentes, escasez nutricional o trauma.<sup>181</sup> También es más probable que se presenten signos clínicos en aves jóvenes y adultos debilitados o lesionados en rehabilitación debido al estrés del cuidado humano y se justifique el tratamiento, ya que altas cargas de parásitos pueden tener efectos negativos.<sup>169, 182</sup> Los signos clínicos de parasitismo intestinal son inespecíficos y generalmente incluyen anorexia, pérdida de peso y diarrea.<sup>169</sup> Por lo anterior, el reconocimiento, diagnóstico y tratamiento de las infecciones parasitarias deben ser rutinarios con las aves de presa.<sup>182, 183</sup>

Las aves pueden ser parasitadas por una amplia variedad de endoparásitos, es decir, nematodos, trematodos, cestodos, acantocéfalos y protozoarios.<sup>169, 181, 182, 183, 184, 185, 186, 187</sup>

En México se han realizado estudios para determinar los parásitos internos en diversas especies de aves de presa admitidas en centros de rehabilitación.<sup>188, 189</sup>

### 5.1.3 Hemograma

Los hallazgos generales respecto a la línea roja indicaron eritrocitosis e hiperproteinemia. La eritrocitosis se refiere al aumento del hematocrito, hemoglobina y glóbulos rojos.<sup>190</sup> Se clasifica en relativa (hemoconcentración), primaria (policitemia vera) y secundaria (condiciones hipóxicas crónicas o producción inapropiada de eritropoyetina).<sup>190</sup> De acuerdo con el examen físico general y a que ningún ejemplar presenta patologías subyacentes, se podría clasificar como eritrocitosis relativa, la cual se asocia a hemoconcentración o pérdida de volumen plasmático como resultado de la deshidratación.<sup>191</sup> Las aves no almacenan eritrocitos de reserva en el bazo, por lo que no se observa una eritrocitosis relativa debida a la redistribución.<sup>191</sup> Así mismo el aumento de sólidos totales o hiperproteinemia pueden reflejar deshidratación, enfermedad crónica, inflamación aguda o infección.<sup>192</sup>

Los resultados de este trabajo se compararon con los de otros estudios publicados de la misma especie; sin embargo, otras referencias indican que el valor normal del hematocrito en aves oscila entre 0.35 L/L y 0.55 L/L.<sup>125</sup> De acuerdo con lo anterior, para confirmar la hemoconcentración se requieren de otras pruebas de laboratorio como hemoglobina, albúmina y electrolitos (sodio y cloro).<sup>190</sup> También se debe tener en cuenta que la concentración total de eritrocitos, el hematocrito y la concentración de hemoglobina pueden verse influenciados por el sexo y la edad.<sup>193, 194, 195</sup> Y otros factores como la temperatura, estación del año e inclusive la hora del día.<sup>196, 197</sup>

El ejemplar de aguililla de cola roja que presentó hiperproteinemia de 78 g/L, se considera un artefacto debido a una muestra lipémica, la cual eleva falsamente los valores de sólidos totales, hemoglobina y amilasa.<sup>126, 192</sup> La hiperproteinemia e hiperfibrinogenemia observado en un águila real se relaciona con el proceso patológico con el que está cursando (osteoartritis). El fibrinógeno es una proteína de fase aguda y, a menudo, es útil para diagnosticar infecciones o trastornos inflamatorios.<sup>192</sup>

Respecto a la línea blanca, los hallazgos fueron diversos. La leucocitosis por heterofilia se presentó en algunos ejemplares. Lo anterior se ha reportado como leucograma de estrés, en donde se produce una leucocitosis leve a moderada en respuesta al estrés ambiental (entornos desconocidos o estresantes, aves no acostumbradas a la manipulación o confinamiento).<sup>190</sup>  
<sup>198</sup> Los mecanismos que median estos cambios celulares están mal definidos en las aves, pero al parecer están asociados con cambios en los niveles de corticosteroides endógenos. Una heterofilia moderada y linfopenia acompañan a un leucograma de estrés.<sup>198</sup> De preferencia, las muestras de sangre deben recolectarse inmediatamente después de la captura y rápidamente para evitar cambios en el leucograma asociados con la manipulación.<sup>198</sup>

Otro hallazgo fue la linfocitosis, la cual es causada por tres condiciones (actuando individualmente o en combinación): 1) Leucocitosis fisiológica asociada a linfocitosis acompañada de heterofilia, está mediada por la liberación de epinefrina o esfuerzo físico repentino. 2) Estimulación antigénica crónica, observada en pacientes con inflamación crónica (infeccioso o no). 3) Enfermedad linfoproliferativa (leucemia, linfosarcoma).<sup>190</sup> Debido a que los ejemplares que presentaron esta alteración se encuentran clínicamente sanos, los cambios se relacionan al manejo durante la obtención de la muestra.

Otro hallazgo fue la leucopenia por heteropenia, la leucopenia se asocia al consumo de leucocitos periféricos o la disminución de la producción. La heteropenia es el resultado de una disminución de la supervivencia de heterófilos maduros o de una producción disminuida o ineficaz. Las leucopenias asociadas a heteropenias pueden ocurrir con infecciones bacterianas graves o algunas enfermedades virales; sin embargo, la heteropenia se presenta junto con heterófilos tóxicos e inmaduros, lo cual no se observó en los ejemplares de este estudio.<sup>198</sup> Una explicación a lo anterior es que, en algunos casos, ocurre pseudoheteropenia cuando un número significativo de leucocitos rotos, probablemente heterófilos, están presentes en un frotis de sangre, por lo tanto, el recuento diferencial inexacto se debe al número reducido de heterófilos no rotos visibles en el frotis. Debido a eso en aves clínicamente sanas con heteropenia se deben descartar los artefactos y errores técnicos.<sup>123,</sup>

Así mismo, hubo ejemplares que presentaron heteropenia y eosinofilia, los eosinófilos son muy comunes en muchas de las especies de aves de presa y oscilan entre el 10% y el 35% en aves sanas.<sup>192</sup> Se ha reportado que a medida que aumenta el recuento de eosinófilos, el recuento de heterófilos disminuye, lo que sugiere que los eosinófilos están inversamente relacionados con el recuento de heterófilos en aves de presa.<sup>192, 194</sup>

Otro hallazgo fue solamente eosinofilia, esta se produce según la función del eosinófilo en la regulación / modulación de la actividad de los mastocitos, es decir, en las afecciones inflamatorias de los tejidos ricos en mastocitos, especialmente la piel, el tracto gastrointestinal, los pulmones y el tracto reproductivo.<sup>194</sup> Cuando se presenta una eosinofilia, puede deberse a un marcado daño tisular, enfermedades parasitarias, como giardiasis, ascaridiasis y cestodiasis, o afecciones alérgicas.<sup>191</sup> Sin embargo, la eosinofilia es común en aves de presa<sup>194</sup> y su hallazgo no está asociado con una condición clínica.<sup>131, 199, 200</sup>

Es sabido que las aves de presa a menudo enmascaran los signos clínicos hasta que la enfermedad avanza, por lo tanto, el conocimiento de los intervalos de referencia es necesario para una interpretación correcta de los resultados de la prueba.<sup>78, 133, 136</sup> Al igual que la evaluación de la línea roja, se deben tener en cuenta todos los factores que pueden influir en los valores de referencia, incluida la edad, la estación y el sexo, influencias hormonales, entre otras.<sup>78, 133, 135, 136, 137, 191, 192</sup> Hay que considerar que la causa más probable de cambios hematológicos en un entorno de rehabilitación es el estrés del cuidado humano y la manipulación.<sup>78</sup> Debido a esto y a la poca especificidad de los hemogramas, para llegar a un diagnóstico definitivo se debe hacer uso de otras pruebas complementarias como la bioquímica sérica, electroforesis de proteínas, cultivos micológicos y bacteriológicos, serología, entre otros.<sup>128</sup>

El ejemplar de aguililla de cola roja con *Leucocytozoon* spp y *Haemoproteus* spp no presentó ningún signo clínico o alteración al examen físico, ni en el hemograma. Los Haemoproteidae comprenden los géneros *Haemoproteus* y *Leucocytozoon* y constituyen un vasto complejo de aproximadamente 140 especies.<sup>201</sup> Los vectores que transmiten *Haemoproteus* en aves de presa siguen sin confirmarse, pero se sospecha que son moscas hipobóscidas o "moscas piojos" del género *Ornithomyia* y "mosquitos mordedores" del género *Culicoides*;

*Leucocitozoon* se transmite a través de moscas negras (Simuliidae).<sup>201, 202</sup> En América del Norte, la transmisión ocurre principalmente durante los meses de verano, el cambio climático puede promover aumentos en la transmisión y prevalencia de parásitos en áreas donde son endémicos.<sup>203</sup>

Los gametocitos de *Haemoproteus* contienen pigmento de hierro refráctil y se encuentran en los eritrocitos, los gametocitos a menudo rodean más de la mitad del núcleo de eritrocitos sin desplazar el núcleo y no se encuentran en otras células hemáticas.<sup>193</sup> Los gametocitos de *Leucocitozoon* se pueden encontrar en las células hémicas, en las que distorsionan marcadamente la célula y desplazan el núcleo. Tanto leucocitos como eritrocitos se infectan; sin embargo, los eritrocitos se ven afectados con mayor frecuencia.<sup>193</sup> Los gametocitos a menudo son fusiformes, pero también se pueden redondear según la especie de organismo. Los macrogametos son de color azul oscuro con un núcleo oscuro compacto, mientras que los microgametocitos son de color azul pálido con un núcleo rosa difuso.<sup>193</sup>

Raramente se consideran patógenos a menos que estén presentes en grandes cantidades, se encuentren en un hospedador inmunodeprimido (generalmente un ave joven o con una enfermedad subyacente), o existan signos clínicos compatibles y atribuibles a la infección por hemoparásitos.<sup>190, 194</sup> Una vez que se trata o se alivia el proceso de enfermedad, la presencia de estos hemoparásitos en la sangre parece disiparse.<sup>191</sup> Los signos clínicos pueden incluir anorexia, depresión y anemia hemolítica.<sup>126, 193</sup>

A pesar de lo anterior, especies árticas como el búho nival (*Bubo scandiacus*) son más susceptibles.<sup>202, 204</sup> También se reportó que aves infectadas con hemoprotozoarios en instalaciones de rehabilitación tuvieron periodos de recuperación más prolongados y tasas de mortalidad general más altas que las aves no infectadas.<sup>192, 201, 205</sup> Para el tratamiento de *Haemoproteus* se ha utilizado cloroquina y pramaquina, para *Leucocitozoon* se ha utilizado clorhidrato de quinacrina y trimetoprima/sulfametoxazol.<sup>201</sup> El manejo que se puede implementar para el control de vectores incluye la eliminación del agua estancada, uso de inhibidores del crecimiento de insectos y rociar piretrinas alrededor del perímetro del recinto.

Por último, en México se reportó la presencia de ambos hemoparásitos en una aguililla de cola roja en rehabilitación sin signos clínicos.<sup>188</sup>

#### 5.1.4 Radiografías

El hallazgo principal en los estudios radiográficos de las aves fue la presencia de fracturas en miembros torácicos y pélvicos. Como se mencionó anteriormente, una de las principales causas de admisión a centros de rehabilitación es el trauma, en consecuencia, las aves suelen presentar fracturas.<sup>74, 206, 207, 208, 209</sup> En otro estudio de aves bajo cuidado humano también se presentaron diversas fracturas; sin embargo, estos estuvieron asociados a un manejo inadecuado por parte de los cuidadores y las condiciones de las instalaciones.<sup>210</sup>

Las fracturas de miembros torácicos implicaron el húmero distal, radio y ulna proximal en un ejemplar, otro presenta fractura de metacarpo mayor y menor debido a que fue disparado pues además presenta fragmentos de postas en distintos puntos del cuerpo. Mientras que otro presentaba el ala derecha amputada, posiblemente asociado a una fractura expuesta. Las fracturas en miembros pélvicos en un ejemplar fueron de tibiotarso.

Las aves son particularmente susceptibles a fracturas complejas porque sus huesos tienen cortezas más delgadas y contienen una mayor proporción de hidroxapatita que los huesos de los mamíferos y los huesos de sus alas están sujetos a altas fuerzas de torsión.<sup>211, 212</sup> Los signos clínicos de fracturas pueden incluir inflamación local, alas caídas, aparente pérdida de la función de la extremidad, dolor localizado y / o alteración de la posición de la extremidad. Las fracturas de la cintura escapular (coracoides, fúrcula o escápula) suelen ser más sutiles y muestran solo una ligera caída de las alas.<sup>143</sup>

Las opciones de tratamiento y el pronóstico dependen del tipo de fractura, la integridad ósea, el compromiso de los tejidos blandos (fractura abierta o cerrada, trauma adicional de los tejidos blandos) y el grado de desplazamiento de la fractura.<sup>143</sup> Existen tres opciones para el manejo de fracturas en aves: confinamiento / reposo en jaula, coaptación (vendajes y férulas) y manejo quirúrgico. Ocurren casos en los que los tres se utilizan simultánea o sucesivamente



en un mismo paciente.<sup>142, 143, 213</sup> En estudios retrospectivos se ha visto que las aves con fracturas cerradas tienen mejor pronóstico que las que presentan fracturas abiertas.<sup>138, 212</sup>

Se han descrito varias técnicas para el manejo de fracturas y luxaciones de miembros torácicos<sup>143, 211, 213, 214, 215, 216, 217, 218</sup> y miembros pélvicos<sup>143, 211, 213, 214, 215, 216, 219, 220</sup> e incluso manejo de fracturas de cráneo.<sup>221</sup> Las principales complicaciones de la cirugía ortopédica son la rotura o aflojamiento de los clavos, sinostosis radioulnar, refracturas, artritis, secuestro de hueso muerto, pseudoartrosis, mal unión (deformidad angular), contractura muscular y patagial, anquilosis y osteomielitis.<sup>143, 211, 216</sup>

Respecto al ejemplar que presenta fractura de metacarpo y fragmentos de perdigones en el cuerpo debido a disparo por arma de fuego, se considera una causa común de ingreso a centros de rehabilitación.<sup>74, 74, 206, 207, 208</sup> Se reporta que las aves diurnas que vuelan en ambientes abiertos como campos, marismas, lagos y márgenes de senderos de tala se les dispara con más frecuencia, aunque también se han reportado en Strigiformes.<sup>222, 223</sup> También se ha reportado que el aumento de casos está relacionado con la temporada en que se permite la caza en países como Canadá y Estados Unidos de América.<sup>223, 224</sup> En Medio Oriente los disparos por arma de fuego se reportan como un método que utilizan los cazadores de halcones para asustarlos, hacerlos aterrizar y capturarlos, como resultado de esta práctica los halcones presentan fracturas en los huesos de las alas y fragmentos de perdigones de plomo incrustados en el cuerpo.<sup>210, 225</sup> En México actualmente no hay un estudio que muestre que tan común es esta actividad; sin embargo, las aves de presa están protegidas y dispararles o cazarlas se considera ilegal.<sup>9, 104</sup>

## V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Después de obtener los resultados de este trabajo y realizar la discusión con fuentes bibliográficas se identificaron las principales áreas de oportunidad del CNCPAR, a continuación, se presentan las conclusiones y se proponen algunas recomendaciones para mejorar las condiciones de las aves que se encuentran bajo rehabilitación.

Las alteraciones al examen físico coinciden con patologías reportadas en otros centros de rehabilitación y con aves mantenidas bajo cuidado humano. Las aves que ingresaron con fracturas resueltas actualmente se encuentran en buen estado de salud puesto que se llevan a cabo actividades de acondicionamiento físico con ellas. Se recomienda para casos futuros hacer uso de terapia física y terapias alternativas para mejorar su condición médica y así favorecer sus posibilidades de ser regresados a vida silvestre. <sup>152, 177, 226, 227, 228, 229, 230</sup>

Aunque pocos ejemplares presentan sobrepeso y pododermatitis, se sugiere realizar modificaciones a las instalaciones actuales, la construcción de nuevos recintos de hospitalización para aves no críticas y recintos de rehabilitación para favorecer la salud física y mental de las aves bajo rehabilitación y las aves con alguna discapacidad física. <sup>16, 152, 164, 231, 232</sup>

La dieta que se ofrece a las aves es variada, consta de conejo, rata, ratón, codorniz, ratones lactantes, de acuerdo con la especie, este recurso proviene de los excedentes de diversas universidades y hospitales que proveen de manera altruista el alimento para las aves; sin embargo, en ocasiones escasea el recurso por lo que se vuelve necesario complementar la dieta con pollo. Por lo anterior se recomienda la instalación de un bioterio para ser autosustentables en el centro y así evitar el uso de pollo para la alimentación. <sup>152, 164, 233</sup>

Los ejemplares con alteraciones oculares, discapacitados o que cursan con otras patologías asociadas a la edad están en constante observación y tratamiento médico con la finalidad de mejorar su calidad de vida. Estas aves se consideran “embajadores” dentro del centro y forman parte del programa de educación ambiental. En este sentido, se recomienda la mejora del programa de educación ambiental, reforzar la exposición de estos ejemplares ofreciendo

información objetiva, abordar el propósito de las aves de presa en el medio ambiente y las amenazas antropogénicas a las que se enfrentan y porqué es importante la rehabilitación.<sup>73</sup>  
164, 234

Ninguno de los ejemplares albergados y de nuevo ingreso fue positivo a endoparásitos, esto se asocia a que al ingreso al centro se realizan pruebas coproparasitoscópicas y de ser positivo se desparasitan, se mantienen en cuarentena y no ingresan a las instalaciones generales hasta asegurar su buen estado de salud. Como recomendación a este punto se sugiere implementar una técnica coproparasitoscópica más como la sedimentación y la realización de frotis fecales teñidos (Gram y Ziehl-Neelsen).<sup>235</sup>

Un hallazgo fue la eritrocitosis e hiperproteïnemia, por lo que se sugiere realizar pruebas complementarias para un mejor abordaje diagnóstico, por ejemplo, la bioquímica sérica. Respecto a los hallazgos de la línea blanca, se asocian al estrés de la contención física. La aguililla con hemoprotozoarios se encontró clínicamente sana por lo que no se consideró la aplicación de tratamiento, pues tampoco presentó alteraciones al hemograma, el manejo con el ejemplar fue conservador, se mantuvo con manejo restringido para evitar el estrés. De acuerdo con lo anterior, se recomienda llevar a cabo el manejo de vectores.<sup>202</sup>

Las alteraciones radiográficas revelaron lesiones ortopédicas viejas con las que las aves ingresaron al centro, también fue posible detectar que uno de los ejemplares presentaba fragmentos de perdigones, actividad que se desconoce qué tan común es en el país; a pesar de ello, no debe pasar desapercibida y debe reportarse a las autoridades pertinentes. Sin duda es una herramienta accesible y funcional; sin embargo, hay ocasiones en las que se requiere el uso de técnicas de imagen alternativas como la tomografía computarizada y la resonancia magnética que proporcionan mejores resultados, pero son muy costosas. Por lo anterior se recomienda establecer un acuerdo con hospitales particulares y así poder contar con estas herramientas de diagnóstico.

Se considera que la salud de los ejemplares que se albergan en el centro es buena y se toman las medidas de bioseguridad necesarias para el personal técnico y médico; sin embargo, constantemente se reciben nuevos ejemplares, por lo que se recomienda también desarrollar

un manual de prevención de enfermedades zoonóticas y capacitar al personal sobre el uso e implementación de este y las medidas de prevención ante los riesgos a los que están expuestos.

Por Norma Oficial Mexicana, en el centro se realizan pruebas de diagnóstico para enfermedades de reporte obligatorio, como Influenza Aviar y Newcastle, además de *Salmonella* spp., es importante señalar que SENASICA es quien realiza de manera rutinaria estas pruebas en el centro. Además de estas enfermedades, se recomienda implementar pruebas para la detección de *Mycoplasma* spp, *Chlamydia* spp, *Mycobacterium avium* y *Campylobacter* spp, siendo estas últimas tres enfermedades zoonóticas.<sup>235</sup>

El tiempo bajo cuidado humano veces es prolongado debido a factores burocráticos externos que retrasan la liberación de los ejemplares, aunque en algunas especies esto no afecta su comportamiento y sobrevivencia,<sup>236, 2237</sup> se recomienda no mantener a los ejemplares más tiempo del que tome su rehabilitación, tener en cuenta las diferencias entre especies, el bienestar animal y su respuesta al estrés del cuidado humano.<sup>238, 239, 240</sup>

Por último, es importante mencionar que la rehabilitación de aves de presa tiene un impacto positivo en muchas áreas, por lo tanto, se requiere atacar las causas de ingreso a estos centros de rehabilitación. Por lo anterior, es importante que el centro se involucre o cree proyectos que impacten positivamente a las poblaciones de vida silvestre y así continuar colaborando con la conservación de especies mexicanas.

## VI. LITERATURA CITADA

1. Gill, F., Donsker, D., Rasmussen, P. (2020). IOC World Bird List (version 10.1). <https://www.worldbirdnames.org/new/>; última consulta: 25 enero 2020.
2. Navarro-Sigüenza, A. G., Rebón-Gallardo, M. F., Gordillo-Martínez, A., Peterson, A. T., Berlanga-García, H., Sánchez-González, L. A. (2014). Biodiversidad de aves en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 85, 476-495.
3. Méndez, P., Curti, M., Herrera de Montuto, K., Benedetti, A. (2006). Las aves rapaces: guía didáctica de educación ambiental. The Peregrine Fund/ Fondo Peregrino – Panamá.
4. Ruelas-Inzunza, E. (2010). Aves rapaces migratorias. CONABIO. *Biodiversitas*, 2:11-15.
5. Valencia-Herverth, J., Ortiz-Pulido, R., Enríquez-Rocha, P. L. (2012). Riqueza y distribución espacial de rapaces nocturnas en Hidalgo, México. *Huitzil*, 13(2), 116-129.
6. UICN. (2019). Directrices para la gestión de organismos vivos confiscados. Gland, Suiza: UICN. iv + 38 pp.
7. UICN/SSC. (2013). Directrices para la reintroducción y otras translocaciones para fines de conservación. Versión 1.0. Gland, Suiza: UICN Species Survival Commission, viiii + 57 pp.
8. Jørgensen, D. (2013). Reintroduction and De-extinction. *BioScience*. 63(9). 719-720.
9. SEMARNAT (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales) 2010. NOM-059-SEMARNAT-2010. Norma Oficial Mexicana, Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo. Disponible en línea en: [http://www.profepa.gob.mx/innovaportal/file/435/1/NOM\\_059\\_SEMARNAT\\_2010.pdf](http://www.profepa.gob.mx/innovaportal/file/435/1/NOM_059_SEMARNAT_2010.pdf)
10. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. (2010). Manual para la rehabilitación de aves de presa en los centros para la conservación e investigación de la vida silvestre (CIVS). México: Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales.
11. Mindell, D. P., Fuchs, J., Johnson, J. A. (2018). Phylogeny, Taxonomy, and Geographic Diversity of Diurnal Raptors: Falconiformes, Accipitriformes, and Cathartiformes. En J. Sarasola, J. Grande, J. Negro (Eds.), *Birds of Prey: Biology and conservation in the XXI century* (pp. 3-32). Springer.
12. Buechley, E. R., Santangeli, A., Girardello, M., Neate-Clegg, M. H. C., Oleyar, D., McClure, C. J. W., Sekercioglu, Ç. H. (2019). Global raptor research and conservation priorities: Tropical raptors fall prey to knowledge gaps. *Diversity and Distributions*, 25(6), 856-869.
13. McClure, C. J. W., Schulwitz, S. E., Anderson, D. L., Robinson, B. W., Mojica, E. K., Therrien, J. F., Oleyar, M. D., Johnson, J. (2019). Commentary: Defining Raptors and Birds of Prey. *Journal of Raptor Research*, 53(4), 419-430.
14. Farquhar, C. C. (2017). Commentary: Raptor—Evolution of the Term. *Journal of Raptor Research*, 51(2), 172-179.
15. Cooper, J. E. (1996). Introduction. En P. H. Beynon, N. A. Forbes, N. H. Harcourt-Brown (Eds.), *BSAVA Manual of Raptors, Pigeons and Waterfowl* (pp. 9-16). British Small Animal Veterinary Association.

16. Redig, P. T., Cruz-Martinez, L. (2009). Raptors. En T. N. Tully, G. M. Dorrestein, A. K. Jones, J. E. Cooper (Eds.), *Handbook of Avian Medicine (2nd ed.)* (pp. 209-242). W. B. Saunders.
17. Mitkus, M., Potier, S., Martin, G. R., Duriez, O., Kelber, A. (2018). Raptor vision. Oxford Research Encyclopedia of Neuroscience. Oxford University Press.
18. Heidenreich, M. (1997). *Birds of prey: Medicine and management*. Blackwell Science.
19. Webb, J. E., Wallwork, J. A., Elgood, J. H. (1979). *Guide to Living Birds*. Macmillan.
20. Zalles, J. I., Bildstein, K. L., Ottinger, J., BirdLife International, Hawk Mountain Sanctuary (Pa.) (Eds.). (2000). *Raptor watch: A global directory of raptor migration sites*. Birdlife International; Hawk Mountain Sanctuary.
21. Newton, I. (1979). *Population ecology of raptors*. T & AD Poyser.
22. Tapia, L., Zuberogoitia, I. (2018). Breeding and Nesting Biology in Raptors. En J. Sarasola, J. Grande, J. Negro (Eds.), *Birds of Prey: Biology and conservation in the XXI century* (pp. 63-94). Springer.
23. Kimball, R. T., Parker, P. G., Bednarz, J. C. (2003). Occurrence and evolution of cooperative breeding among the diurnal raptors (Accipitridae and Falconidae). *The Auk*, 120(3), 717.
24. Gil, J. A., Chéliz, G., Zuberogoitia, Í., López-López, P. (2017). First cases of polygyny for the Bearded Vulture *Gypaetus barbatus* in the central Pyrenees. *Bird Study*, 64 (4), 565-568.
25. Rivas-Fuenzalida, T. (2015). Possible polygyny in the Rufous-tailed Hawk (*Buteo ventralis*) in southern Chile. *Boletín Chileno de Ornitología*. 21: 146–149
26. Capainolo, P., Butler, C. (2010). Raptor Reproduction. En P. Capainolo, C. Butler, *How Fast Can A Falcon Dive?: Fascinating Answers to Questions about Birds of Prey* (pp. 65-88). Rutgers University Press.
27. Negro J. J., Galván I. (2018) Behavioural Ecology of Raptors. En J. Sarasola, J. Grande, J. Negro (Eds.), *Birds of Prey: Biology and conservation in the XXI century* (pp. 33-62). Springer.
28. Slagsvold, T., Sonerud, G. A., Grønlien, H. E., Stige, L. C. (2010). Prey handling in raptors in relation to their morphology and feeding niches. *Journal of Avian Biology*, 41(4), 488-497.
29. Ponder, J. B., Willette, M. M. (2015). Strigiformes. En R. E. Miller, M. E. Fowler (Eds.), *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine, Volume 8* (pp. 189-198). Elsevier.
30. Buechley, E. R., Şekercioğlu, Ç.H. (2016). The avian scavenger crisis: Looming extinctions, trophic cascades, and loss of critical ecosystem functions. *Biological Conservation*, 198, 220-228.
31. Lacasse, C. (2015). Falconiformes (Falcons, Hawks, Eagles, Kites, Harriers, Buzzards, Ospreys, Caracaras, Secretary Birds, Old World and New World Vultures). En R. E. Miller, M. E. Fowler (Eds.), *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine, Volume 8* (pp. 127-142). Elsevier.
32. Parry-Jones, J. (2000). *Eagle and birds of prey*. Dorling Kindersley.
33. Pérez-Méndez N., Rodríguez A. (2018). Raptors as Seed Dispersers. En J. Sarasola, J. Grande, J. Negro (Eds.), *Birds of Prey: Biology and conservation in the XXI century* (pp. 139-158). Springer.

34. Watson R. T. (2018). Raptor Conservation in Practice. En J. Sarasola, J. Grande, J. Negro (Eds.), *Birds of Prey: Biology and conservation in the XXI century* (pp. 473-498). Springer.
35. MEA (Millennium Ecosystem Assessment). (2003). *Ecosystems and Human Wellbeing: A Framework for Assessment*. Island Press. Washington, D.C.
36. Sekercioglu, C. H. (2006). Increasing awareness of avian ecological function. *Trends in Ecology Evolution*, 21(8), 464-471.
37. Negro, J. J. (2018). Raptors and People: An Ancient Relationship Persisting Today. En J. Sarasola, J. Grande, J. Negro (Eds.), *Birds of Prey: Biology and conservation in the XXI century* (pp. 161-176). Springer.
38. Prakash, V., Pain, D. J., Cunningham, A. A., Donald, P. F., Prakash, N., Verma, A., Gargi, R., Sivakumar, S., Rahmani, A. R. (2003). Catastrophic collapse of Indian white-backed Gyps bengalensis and long-billed Gyps indicus vulture populations. *Biological Conservation*, 109(3), 381-390.
39. Donázar, J. A., Cortés-Avizanda, A., Fargallo, J. A., Margalida, A., Moleón, M., Morales-Reyes, Z., Moreno-Opo, R., Pérez-García, J. M., Sánchez-Zapata, J. A., Zuberogoitia, I., Serrano, D. (2016). Roles of Raptors in a Changing World: From Flagships to Providers of Key Ecosystem Services. *Ardeola*, 63(1), 181-234.
40. Ogada, D. L., Keesing, F., Virani, M. Z. (2012). Dropping dead: Causes and consequences of vulture population declines worldwide: Worldwide decline of vultures. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 1249(1), 57-71.
41. Pain, D. J., Cunningham, A. A., Donald, P. F., Duckworth, J. W., Houston, D. C., Katzner, T., Parry-Jones, J., Poole, C., Prakash, V., Round, P., Timmins, R. (2003). Causes and Effects of Temporospatial Declines of Gyps Vultures in Asia. *Conservation Biology*, 17(3), 661-671.
42. Markandya, A., Taylor, T., Longo, A., Murty, M. N., Murty, S., Dhavala, K. (2008). Counting the cost of vulture decline—An appraisal of the human health and other benefits of vultures in India. *Ecological Economics*, 67(2), 194-204.
43. Morales-Reyes, Z., Pérez-García, J. M., Moleón, M., Botella, F., Carrete, M., Lazcano, C., Moreno-Opo, R., Margalida, A., Donázar, J. A., Sánchez-Zapata, J. A. (2015). Supplanting ecosystem services provided by scavengers raises greenhouse gas emissions. *Scientific Reports*, 5(1), 7811.
44. Muñoz-Pedreros, A., Gil, C., Yáñez, J., Rau, J. R. (2010). Raptor habitat management and its implication on the biological control of the Hantavirus. *European Journal of Wildlife Research*, 56(5), 703-715.
45. Becker, N., Inbar, M., Bahat, O., Choresheh, Y., Ben-Noon, G., Yaffe, O. (2005). Estimating the economic value of viewing griffon vultures Gyps fulvus: A Travel Cost Model study at Gamla Nature Reserve, Israel. *Oryx*, 39(04), 429.
46. Morelli, F., Kubicka, A. M., Tryjanowski, P., Nelson, E. (2015). The Vulture in the Sky and the Hominin on the Land: Three Million Years of Human–Vulture Interaction. *Anthrozoös*, 28(3), 449-468.
47. Barnosky, A. D., Matzke, N., Tomiya, S., Wogan, G. O. U., Swartz, B., Quental, T. B., Marshall, C., McGuire, J. L., Lindsey, E. L., Maguire, K. C., Mersey, B., Ferrer, E. A. (2011). Has the Earth's sixth mass extinction already arrived? *Nature*, 471(7336), 51-57.

48. Dirzo, R., Young, H. S., Galetti, M., Ceballos, G., Isaac, N. J. B., Collen, B. (2014). Defaunation in the Anthropocene. *Science*, 345(6195), 401-406.
49. Sekercioglu, C. H. (2010). Ecosystem functions and services. En N. S. Sodhi, P. R. Ehrlich (Eds.), *Conservation Biology for All* (pp. 45-72). Oxford University Press.
50. Owens, I. P. F., Bennett, P. M. (2000). Ecological basis of extinction risk in birds: Habitat loss versus human persecution and introduced predators. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 97(22), 12144-12148.
51. Concepcion, C. B., Bildstein, K. L., Collar, N. J., Katzner, T. E. (2018). Conservation Threats and Priorities for Raptors Across Asia. En J. Sarasola, J. Grande, J. Negro (Eds.), *Birds of Prey: Biology and conservation in the XXI century* (pp. 395-418). Springer.
52. Sarasola, J. H., Grande, J. M., Bechard, M. J. (2018). Conservation Status of Neotropical Raptors. En J. Sarasola, J. Grande, J. Negro (Eds.), *Birds of Prey: Biology and conservation in the XXI century* (pp. 373-394). Springer.
53. Whitfield, D. P., Fielding, A. H., Mcleod, D. R. A., Haworth, P. F. (2004). Modelling the effects of persecution on the population dynamics of golden eagles in Scotland. *Biological Conservation*, 119(3), 319-333.
54. Shobrak, M. Y. (2015). Trapping of Saker Falcon *Falco cherrug* and Peregrine Falcon *Falco peregrinus* in Saudi Arabia: Implications for biodiversity conservation. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 22(4), 491-502.
55. Ahmed, A. (2010). *Imperilled custodians of the night: a study on illegal trade trapping and use owls in India*. TRAFFIC India/WWF-India.
56. Hudson, M.-A. R., Francis, C. M., Campbell, K. J., Downes, C. M., Smith, A. C., Pardieck, K. L. (2017). The role of the North American Breeding Bird Survey in conservation. *The Condor*, 119(3), 526-545.
57. McClure, C. J. W., Westrip, J. R. S., Johnson, J. A., Schulwitz, S. E., Virani, M. Z., Davies, R., Butchart, S. H. M. (2018). State of the world's raptors: Distributions, threats, and conservation recommendations. *Biological Conservation*, 227, 390-402.
58. Dirzo, R., Raven, P. H. (2003). Global State of Biodiversity and Loss. *Annual Review of Environment and Resources*, 28(1), 137-167.
59. Velasco, D., García-Llorente, M., Alonso, B., Dolera, A., Palomo, I., Iniesta-Arandia, I., Martín-López, B. (2015). Biodiversity conservation research challenges in the 21st century: A review of publishing trends in 2000 and 2011. *Environmental Science Policy*, 54, 90-96.
60. Brooks, T. M., Mittermeier, R. A., da Fonseca, G. A. B., Gerlach, J., Hoffmann, M., Lamoreux, J. F., Mittermeier, C. G., Pilgrim, J. D., Rodrigues, A. S. L. (2006). Global Biodiversity Conservation Priorities. *Science*, 313(5783), 58-61.
61. Sergio, F., Caro, T., Brown, D., Clucas, B., Hunter, J., Ketchum, J., McHugh, K., Hiraldo, F. (2008). Top Predators as Conservation Tools: Ecological Rationale, Assumptions, and Efficacy. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics*, 39(1), 1-19.
62. Bird, D. M., Rosenfield, R. N., Septon, G., Gahbauer, M. A., Barclay, J. H., Lincer J. L. (2018). Management and Conservation of Urban Raptors. En C.W. Boal, C.R. Dykstra (Eds.). *Urban Raptors*. Island Press.



63. Amar, A., Buij, R., Suri, J., Sumasgutner, P., Virani, M. Z. (2018). Conservation and Ecology of African Raptors. En J. Sarasola, J. Grande, J. Negro (Eds.), *Birds of Prey: Biology and conservation in the XXI century* (pp. 419-455). Springer.
64. Watson, R. T., McClure, C. J. W., Vargas, F. H., Jenny, J. P. (2016). Trial Restoration of the Harpy Eagle, a Large, Long-lived, Tropical Forest Raptor, in Panama and Belize. *Journal of Raptor Research*, 50(1), 3-22.
65. Miller, E. A., International Wildlife Rehabilitation Council, National Wildlife Rehabilitators' Association (Eds.). (2012). *Minimum standards for wildlife rehabilitation* (4th Ed). St. Cloud, Minnesota: Suisun, California: National Wildlife Rehabilitators Association; International Wildlife Rehabilitation Council.
66. Mullineaux, E. (2014). Veterinary treatment and rehabilitation of indigenous wildlife. *Journal of Small Animal Practice*, 55(6), 293-300.
67. Aprile, G., Bertonatti, C. (1996). Manual sobre rehabilitación de fauna. Bol.Téc. N° 31, FVSA, Buenos Aires, Argentina.
68. Montesdeoca, N., Calabuig, P., Corbera, J. A., Orós, J. (2016). Causes of Admission for Raptors to the Tafira Wildlife Rehabilitation Center, Gran Canaria Island, Spain: 2003–13. *Journal of Wildlife Diseases*, 52(3), 647-652.
69. Fajardo, I., Babiloni, G., Miranda, Y. (2000). Rehabilitated and wild barn owls (*Tyto alba*). *Biological Conservation*, 94(3), 287-295.
70. Scott, J. M., Carpenter, J. W. (1987). Release of Captive-Reared or Translocated Endangered Birds: What Do We Need to Know? *The Auk*, 104(3), 544-545.
71. Campbell, C.O., Cheyne, S.M., Rawson, B.M. (2015). *Best Practice Guidelines for the Rehabilitation and Translocation of Gibbons*. Gland, Switzerland: IUCN SSC Primate Specialist Group.
72. Monadjem, A., Wolter, K., Naser, W., Kane, A. (2014). Effect of rehabilitation on survival rates of endangered Cape vultures. *Animal Conservation*, 17(1), 52-60.
73. Sleeman, J. M. (2008). Use of wildlife rehabilitation centers as monitors of ecosystem health. En M. E. Fowler, R. E. Miller (Eds.). *Zoo and Wild Animal Medicine (6th Ed.)* (pp. 97-104). Saunders.
74. Molina-López, R. A., Casal, J., Darwich, L. (2011). Causes of Morbidity in Wild Raptor Populations Admitted at a Wildlife Rehabilitation Centre in Spain from 1995-2007: A Long-Term Retrospective Study. *PLoS ONE*, 6(9), e24603.
75. Komnenou, A. T., Georgopoulou, I., Savvas, I., Dessiris, A. (2005). A retrospective study of presentation, treatment, and outcome of free-ranging raptors in Greece (1997–2000). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 36(2), 222-228.
76. Redig, P. T., Duke, G. E. (1995). The effect and value of raptor rehabilitation in North America. *North American Wildlife and Natural Resources Conference (USA)*. Wildlife Management Institute.
77. Armstrong, D. P., Seddon, P. J., Moehrensclager, A. (2019). Reintroduction. En Fath, B.D. (Ed.), *Encyclopedia of Ecology* (pp. 458–466). Elsevier

78. Black, P. A., McRuer, D. L., Horne, L. A. (2011). Hematologic Parameters in Raptor Species in a Rehabilitation Setting Before Release. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 25(3), 192-198.
79. White, T. H., Collar, N. J., Moorhouse, R. J., Sanz, V., Stolen, E. D., Brightsmith, D. J. (2012). Psittacine reintroductions: Common denominators of success. *Biological Conservation*, 148(1), 106-115.
80. Avibase—La Base de Datos de Aves del Mundo. (s. f.). <https://avibase.bsc-eoc.org/avibase.jsp>
81. Enríquez, P.L., Vázquez-Pérez, J.R. (2017). The Owls of Mexico. En P.L. Enriquez (Ed.), *Neotropical Owls: Diversity and Conservation* (pp. 535-570). Springer.
82. Rivera-Rivera, E., Enríquez-Rocha, P. L., Flamenco-Sandoval, A., Rangel-Salazar, J. L. (2012). Ocupación y abundancia de aves rapaces nocturnas (Strigidae) en la Reserva de la Biosfera Selva El Ocote, Chiapas, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 83(3).
83. Ramírez-Adame, D., Jiménez-Piedragil, C. D. (2017). Primer registro de anidación del Tecolote del Balsas (*Megascops seductus*). *Huitzil, Revista Mexicana de Ornitología*, 19(1).
84. Enríquez, P., Eisermann, K., Mikkola, H. (2012). Los búhos de México y Centroamérica: necesidades en investigación y conservación. *Ornitología neotropical*, 23, 251-264.
85. Carmona, R., Mendoza, L. F., Molina, D., Ortega, L., Miramontes, E., Cruz, M. (2017). Presencia espacial y temporal de aves rapaces diurnas (Aves: Accipitriformes, Falconiformes) en Marismas Nacionales, Nayarit-Sinaloa, México. *Acta zoológica mexicana*, 33(1), 27-38.
86. Fuller, M.R., Seegar, W.S., Schueck, L.S. (1998). Routes and Travel Rates of Migrating Peregrine Falcons *Falco peregrinus* and Swainson's Hawks *Buteo swainsoni* in the Western Hemisphere. *Journal of Avian Biology*, 29(4), 433-440.
87. SEMARNAT. (2018). Programa de Acción para la Conservación de las Especies Águilas Neotropicales y Zopilote Rey (*Harpya harpyja*, *Spizaetus tyrannus*, *Spizaetus ornatus*, *Spizaetus melanoleucus* y *Sarcoramphus papa*), SEMARNAT/CONANP, México. [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/443936/PACE\\_guilas\\_Neotropicales.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/443936/PACE_guilas_Neotropicales.pdf)
88. SEMARNAT. (2008). Programa de Acción para la Conservación de la Especie: Águila Real (*Aquila chrysaetos*), SEMARNAT/CONANP, México. [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/251884/PACE\\_Aguila\\_Real\\_2009.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/251884/PACE_Aguila_Real_2009.pdf)
89. SEMARNAT. (2018). Programa de Acción para la Conservación de la Especie Halcón Aplomado (*Falco femoralis*), SEMARNAT/ CONANP, México. [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/447069/PACE\\_Halc\\_n\\_aplomado2.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/447069/PACE_Halc_n_aplomado2.pdf)
90. Rivera-Rodríguez, L. B., Rodríguez-Estrella, R. (2011). Incidence of organochlorine pesticides and the health condition of nestling ospreys (*Pandion haliaetus*) at Laguna San Ignacio, a pristine area of Baja California Sur, Mexico. *Ecotoxicology*, 20(1), 29-38.
91. García-Hernández, J., Sapozhnikova, Y. V., Schlenk, D., Mason, A. Z., Hinojosa-Huerta, O., Rivera-Díaz, J. J., Ramos-Delgado, N. A., Sánchez-Bon, G. (2006). Concentration of contaminants in breeding bird eggs from the colorado river delta, Mexico. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 25(6), 1640.

92. Arrona-Rivera, A.E., Enríquez, P.L., García-Feria, L.M., Orellana, S. A., von Osten, J. R. (2016). Organochlorine Pesticides in the Ferruginous Pygmy Owl (*Glaucidium brasilianum*) in Chiapas, Mexico. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 97(3), 337-345.
93. Magroski, L. M., Pessoa, A. do N., Lucena, W. G. de, Loures-Ribeiro, A., de Araújo, C. B. (2017). Where to release birds seized from illegal traffic? The value of vocal analyses and ecological niche modeling. *Perspectives in Ecology and Conservation*, 15(2), 91-101.
94. Gómez-Valadez, A. R., Gómez-Álvarez, G., René-Reyes, S. (2006). Falconiformes mexicanas, comercio y uso en la cetrería. *Revista AMMVEPE 2006*; 17(6): 245-254.
95. Sosa-Escalante, J. E. (2011). Aplicación de la Ley para el Combate del Tráfico Ilegal de Vida Silvestre en México: El caso de Charco Cercado. *Therya*, 2(3), 245-262.
96. Manzano-Fischer, P. (2006). Power-line electrocution of birds. En Basurto, X., Hadley, D (Eds.), *Grassland's ecosystems, endangered species, and sustainable ranching in the Mexico-U.S. borderlands: Conference proceedings* (pp. 69-75). RMRS-P-40. Fort Collins, CO: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Research Station.
97. Cartron, J.-L., Harness, R., Rogers, R.C., Manzano, P. (2005). Impact of concrete power poles on raptors and ravens in northwestern Chihuahua, Mexico. En J.-L. Cartron, G, Ceballos, R.S, Felger (Eds.), *Biodiversity, ecosystems, and conservation in Northern Mexico* (pp. 357-369). New York: Oxford University Press.
98. Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas (s.f). *Áreas Naturales Protegidas decretadas*. Recuperado el 01 de diciembre de 2019, de [http://sig.conanp.gob.mx/website/pagsig/datos\\_anp.htm](http://sig.conanp.gob.mx/website/pagsig/datos_anp.htm)
99. Peña, A., Durand, L., Álvarez, C. (1998). Conservación. En CONABIO (Ed.), *La diversidad biológica de México: Estudio de País* (pp. 183-210). CONABIO, México.
100. Turner, A. (2008). North America: Canada, Greenland (Denmark), Mexico, St Pierre and Miquelon (France), United States of America. En S. Chape, M. Spalding, M. Jenkins (Eds), *The world's protected areas: status, values, and prospects in the 21st century* (pp. 179-189). University of California Press.
101. Arriaga, L., Espinoza, J. M., Aguilar, C., Martínez, E., Gómez, L., Loa E. (2000). *Regiones terrestres prioritarias de México*. CONABIO, México. <http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/regionalizacion/doctos/terrestres.html>
102. Arizmendi, M. C., Márquez-Valdelamar, L. (2000). *Áreas de Importancia para la Conservación de las Aves en México*. CIPAMEX.
103. SEMARNAT. (2012). Programa de Acción para la Conservación de la Especie: Cóndor de California (*Gymnogyps californianus*), SEMARNAT/CONANP, México. [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/168026/2012\\_pace\\_condor\\_californiano.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/168026/2012_pace_condor_californiano.pdf)
104. Congreso General de los Estados Unidos Mexicanos. (2000, 3 de julio). *Ley General de Vida Silvestre*. Diario Oficial de la Federación. Última reforma publicada DOF 19-01-2018. [https://www.senado.gob.mx/comisiones/medio\\_ambiente/docs/LGVS.pdf](https://www.senado.gob.mx/comisiones/medio_ambiente/docs/LGVS.pdf)
105. March, I. J., Carvajal, M. A., Vidal, R. M., San Román, J. E., Ruíz, G. (2009). Planificación y desarrollo de estrategias para la conservación de la biodiversidad. En J. Sarukhán, J.

- Soberón (Eds.), *Capital natural de México, vol. II: Estado de conservación y tendencias de cambio* (pp. 545-573). CONABIO.
106. Congreso General de los Estados Unidos Mexicanos. (1988, 28 de enero). *Ley general del equilibrio ecológico y la protección al ambiente*. Diario Oficial de la Federación. Última reforma publicada DOF 05-06-2018. [https://www.senado.gob.mx/comisiones/medio\\_ambiente/docs/LGEEPA.pdf](https://www.senado.gob.mx/comisiones/medio_ambiente/docs/LGEEPA.pdf)
  107. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. (2013). Tráfico Ilegal de Vida Silvestre. SEMARNAT. <https://biblioteca.semarnat.gob.mx/janium/Documentos/Ciga/Libros2013/CD001601.pdf>
  108. Gallina, S. T, López-González, C. (Eds.). (2011). *Manual de técnicas para el estudio de la fauna. Volumen I*. Universidad Autónoma de Querétaro-Instituto de Ecología, A. C.
  109. García-Aguilar, M. C., Luévano-Esparza, J., de la Cueva, H. (2017). La fauna nativa de México en riesgo y la NOM-059: ¿Están todos los que son y son todos los que están? *Acta Zoológica Mexicana*. 33(2), 188-198.
  110. Álvarez-Romero, J., Benítez-Díaz, H., Ita, A. (2003). CITES, un convenio para proteger plantas y animales amenazados por el comercio ilegal. *Biodiversitas*. 49. 1-6.
  111. Harrison, G. J., Ritchie, B. W. (1999). Making distinctions in the physical examination. En B.W, Ritchie, G. J, Harrison, L. R. Harrison (Eds.), *Avian Medicine: Principles and Application* (pp. 144-175). Wingers Publishing, Inc.
  112. Doneley, B., Harrison, G. J, Lightfoot, T.L. (2006). Physical examination. En G. J. Harrison, T.L. Lightfoot (Eds.), *Clinical avian medicine* (pp. 153-212). Spix Publishing, Inc.
  113. Doneley, B. (2016). *Avian medicine and surgery in practice: companion and aviary birds* (2nd Ed.). CRC Press, Taylor and Francis Group.
  114. Forbes, N. A. (1996). Examination, basic investigation and handling. En P. H. Beynon, N. A. Forbes, N. H. Harcourt-Brown (Eds.), *BSAVA Manual of Raptors, Pigeons and Waterfowl* (pp. 17-29). British Small Animal Veterinary Association.
  115. Cooper, J. E. (Ed.). (2002). *Birds of Prey*. Blackwell Science.
  116. Alcalá-Canto, Y., Figueroa-Castillo, J.A. (Eds.) (2019). *Diagnóstico de parásitos de interés en Medicina Veterinaria*. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
  117. Muller, M. G. (2009). *Practical handbook of falcon husbandry and medicine*. Nova Science.
  118. Greiner, E. C. (1989). Parasite Diagnosis by Fecal Examination. *Journal of the Association of Avian Veterinarians*, 3(2), 69.
  119. Figueroa-Castillo, J.A., Jasso-Villazul, C., Liébano-Hernández, E., Martínez-Labat, P., Rodríguez-Vivas, R.I., Zárate-Ramos, J.J. (2015). Examen coproparasitológico. En R. I. Rodríguez-Vivas (Ed.), *Técnicas para el diagnóstico de parásitos con importancia en salud pública y veterinaria* (pp. 78-128). AMPAVE-CONASA.
  120. Kramer, M. H., Harris, D. J. (2010). Avian Blood Collection. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 19(1), 82-86.
  121. Owen, J. C. (2011). Collecting, processing, and storing avian blood: a review: Avian Blood Collection Techniques. *Journal of Field Ornithology*, 82(4), 339-354.

122. Samour, J. (2006). Diagnostic Value of Hematology. En G. J. Harrison, T.L. Lightfoot (Eds.), *Clinical avian medicine* (pp. 587-610). Spix Publishing, Inc.
123. Fudge, A. M. (Ed.). (2000). *Laboratory medicine: avian and exotic pets*. Saunders.
124. Ochoa, N. L., Bouda, J. (Eds.). (2007). *Patología Clínica Veterinaria*. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
125. Campbell, T.W. (1999). Hematology. En B.W, Ritchie, G. J, Harrison, L. R. Harrison (Eds.), *Avian Medicine: Principles and Application* (pp. 176-198). Wingers Publishing, Inc.
126. Joseph, V. (2006). Raptor Medicine: An Approach to Wild, Falconry, and Educational Birds of Prey. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 9(2), 321-345.
127. Fischer, D., Lierz, M. (2015). Diagnostic Procedures and Available Techniques for the Diagnosis of Aspergillosis in Birds. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 24(3), 283-295.
128. Samour, J. (2016). Clinical and Laboratory Diagnostic Examination. En J. Samour (Ed.), *Avian Medicine* (pp. 73-178). Elsevier.
129. Pees, M. (2008). Radiography. En J. Chitty, M. Lierz (Eds.), *BSAVA manual of raptors, pigeons and passerine birds* (pp. 114-120). British small animal veterinary association.
130. Samour, J., Naldo, J. L. (2007). *Anatomical and clinical radiology of birds of prey: Including interactive advanced anatomical imaging*. Elsevier Saunders.
131. Krautwald-Junghanns, M. (2007). Aids to Diagnosis. En B.H. Coles (Ed.), *Essentials of avian medicine and surgery* (3rd Ed) (pp. 56-102). Blackwell Publishing.
132. Apo, M. M. (2016). Hematology Reference Values Table for Selected Avian Species. En J. Samour (Ed.), *Avian Medicine (3rd Ed.)* (pp. 586-602). Elsevier.
133. Parga, M. L., Pendl, H., Forbes, N. A. (2001). The Effect of Transport on Hematologic Parameters in Trained and Untrained Harris's Hawks (*Parabuteo unicinctus*) and Peregrine Falcons (*Falco peregrinus*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 15(3), 162-169.
134. Samour, J. (2006). Management of raptors. En G. J. Harrison, T.L. Lightfoot (Eds.), *Clinical avian medicine* (pp. 915-956). Spix Publishing, Inc
135. Polo, F. J., Peinado, V. I., Viscor, G., Palomeque, J. (1992). Hematological Values for Four Species of Birds of Prey. *The Condor*, 94(4), 1007-1013.
136. Szabo, Z., Klein, A., Jakab, C. (2014). Hematologic and Plasma Biochemistry Reference Intervals of Healthy Adult Barn Owls (*Tyto alba*). *Avian Diseases*, 58(2), 228-231.
137. Ammersbach, M., Beaufrère, H., Gionet Rollick, A., Tully, T. (2015). Laboratory blood analysis in Strigiformes-Part I: Hematologic reference intervals and agreement between manual blood cell counting techniques. *Veterinary Clinical Pathology*, 44(1), 94-108.
138. Williams, D. L. (2018). Comparison of rehabilitation rates of birds of prey from a raptor rehabilitation centre ten years apart. *International Journal of Avian & Wildlife Biology*, 3(6).
139. Rodriguez-Lainz, A. J., Hird, D. W., Kass, P. H., Brooks, D. L. (1997). Incidence and risk factors for bumblefoot (pododermatitis) in rehabilitated raptors. *Preventive Veterinary Medicine*, 31(3-4), 175-184.
140. Tristan, T. (2010). The Aging Raptor. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 13(1), 51-84.

141. Molina-López, R. A., Mañosa, S., Torres-Riera, A., Pomarol, M., Darwich, L. (2017). Morbidity, outcomes and cost-benefit analysis of wildlife rehabilitation in Catalonia (Spain). *PloS One*, 12(7), e0181331.
142. Weston, M. K., Memon, M. A. (2009). The illegal parrot trade in latin American and its consequences to parrot nutrition, health and conservation. *Bird Populations*, 9:76–83.
143. Molina-López, R. A., Casal, J., Darwich, L. (2013). Final disposition and quality auditing of the rehabilitation process in wild raptors admitted to a Wildlife Rehabilitation Centre in Catalonia, Spain, during a twelve year period (1995-2007). *PloS One*, 8(4), e60242.
144. Vergneau-Grosset, C., Kapatkin, A. S., Paul-Murphy, J., Guzman, D. S.-M., Hawkins, M. G. (2019). Release Rates and Complications for Birds of Prey With Antebrachial Fractures at a Veterinary Teaching Hospital. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 33(4), 388.
145. Rodríguez, B., Rodríguez, A., Siverio, F., Siverio, M. (2010). Causes of Raptor Admissions to a Wildlife Rehabilitation Center in Tenerife (Canary Islands). *Journal of Raptor Research*, 44(1), 30-39.
146. Harris, M. C., Sleeman, J. M. (2007). Morbidity and mortality of bald eagles (*Haliaeetus leucocephalus*) and peregrine falcons (*Falco peregrinus*) admitted to the wildlife center of Virginia, 1993–2003. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 38(1), 62-66.
147. Kelly, A., Bland, M. (2006). Admissions, diagnoses, and outcomes for eurasian sparrowhawks (*Accipiter nisus*) brought to a wildlife rehabilitation center in England. *Journal of raptor research*, 40(3), 231-235.
148. Gilbert, T. L. Egger, E. L. (1982). Management of Casualty Birds of Prey. *Iowa State University Veterinarian*, 44(2), 99-103.
149. Rubin, J. A., Runge, J. J., Mison, M., Mehler, S., Echols, M. S., Lam, N. K. Y., Speer, B. L., Bennett, R. A., Ponder, J. B., Redig, P. (2016). Surgery. En B.L. Speer (Ed.), *Current Therapy in Avian Medicine and Surgery* (pp. 631-668). Elsevier.
150. Chitty, J. (2006). The injured Bird of Prey Part 2: Decision-making, feeding and biosecurity. *Companion Animal*, 11(4), 93-97.
151. Holz, P., Naisbitt, R., Mansell, P. (2006). Fitness Level as a Determining Factor in the Survival of Rehabilitated Peregrine Falcons (*Falco peregrinus*) and Brown Goshawks (*Accipiter fasciatus*) Released Back into the Wild. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 20(1), 15-20.
152. Scott, D. E. (2016). *Raptor medicine, surgery and rehabilitation*. CABI.
153. Seruca, C., Molina-López, R., Peña, T., Leiva, M. (2012). Ocular consequences of blunt trauma in two species of nocturnal raptors (*Athene noctua* and *Otus scops*). *Veterinary Ophthalmology*, 15(4), 236-244.
154. Moore, B. A., Teixeira, L. B. C., Sponsel, W. E., Dubielzig, R. R. (2017). The consequences of avian ocular trauma: Histopathological evidence and implications of acute and chronic disease. *Veterinary Ophthalmology*, 20(6), 496-504.
155. Pauli, A., Klauss, G., Diehl, K., Redig, P. (2007). Clinical Techniques: Considerations for Release of Raptors with Ocular Disease. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 16(2), 101-103.
156. Davidson, M. (1997). Ocular consequences of trauma in raptors. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 6(3), 121-130.

157. Chitty, J. (2020). Care of the Geriatric Raptor. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 23(3), 503-523.
158. Brooks, D. E. (1997). Avian cataracts. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 6(3), 131-137.
159. Bayón, A., Almela, R.M., Talavera, J. (2008). Avian ophthalmology. *European Journal of Companion Animal Practice*, 17(3), 253-265.
160. Williams, D. L. (2012). Ophthalmology of exotic pets. Wiley-Blackwell.
161. Sritrakoon, N., Sutasha, K., Kasorndorkbua, C., Karntip, W., Jindawattana, N., Thayanaphat, A. (2021). Bilateral cataracts extraction by lens aspiration and foldable intraocular lens implantation in a black kite (*Milvus migrans*). *Open Veterinary Journal*, 11(3), 441.
162. Carter, R. T., Murphy, C. J., Stuhr, C. M., Diehl, K. A. (2007). Bilateral phacoemulsification and intraocular lens implantation in a great horned owl. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 230(4), 559-561.
163. Sigmund, A. B., Jones, M. P., Ward, D. A., Hendrix, D. V. H. (2019). Long-term outcome of phacoemulsification in raptors—A retrospective study (1999-2014). *Veterinary Ophthalmology*, 22(3), 360-367.
164. Arent, L. R. (2007). Raptors in captivity: Guidelines for care and management. Hancock House.
165. Wünschmann, A., Armién, A. G., Höfle, U., Kinne, J., Lowenstine, L. J., Shivaprasad, H. L. (2018). Birds of Prey. En K.A. Terio, D. McAloose, J. St. Leger (Eds.), *Pathology of Wildlife and Zoo Animals (1st Ed.)* (pp. 723-745). Elsevier.
166. Koutsos, E., Gelis, S., Echols, M. S. (2016). Advancements in nutrition and nutritional therapy. En B.L. Speer (Ed.), *Current Therapy in Avian Medicine and Surgery* (pp. 142-176). Elsevier.
167. Macwhirter, P. (2009). Basic anatomy, physiology and nutrition. En T. N. Tully, G. M. Dorrestein, A. K. Jones, J. E. Cooper (Eds.), *Handbook of Avian Medicine (2nd ed.)* (pp. 25-55). Elsevier.
168. Barbon, A. R., Kubiak, M. (2020). Birds of Prey. En M. Kubiak (Ed.), *Handbook of Exotic Pet Medicine (1st Ed.)* (pp. 189-218). Wiley.
169. Murray, M. (2014). Raptor Gastroenterology. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 17(2), 211-234.
170. Scott, D. (2019). Natural History and Medical Management of Raptors. En S. M. Hernandez, H. W. Barron, E. A. Miller, R. F. Aguilar, M. J. Yabsley (Eds.), *Medical Management of Wildlife Species (1st Ed.)* (pp. 215-228). Wiley.
171. Rodríguez-Díez, C., González, F., López, I., Suárez, L., Moraleda, V., Rodríguez, C. (2020). Pododermatitis in raptors admitted in a wildlife rehabilitation centre in central Spain. *Preventive Veterinary Medicine*, 175, 104875.
172. Burke, H. F., Swaim, S. F., Amalsadvala, T. (2002). Review of Wound Management in Raptors. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 16(3), 180-191.
173. Zsivanovits, P., Monks, D. (2016). Management-Related Medical Conditions. En J. Samour (Ed.), *Avian Medicine (3rd Ed.)* (pp. 260 – 293). Elsevier.

174. Bailey, T., Lloyd, C. (2008). Raptors: disorders of the feet. En J. Chitty, M. Lierz (Eds.) *BSAVA Manual of Raptors, Pigeons and Passerine Birds* (pp.176-189). British small animal veterinary association.
175. Rodriguez-Lainz, A. J., Hird, D. W., Kass, P. H., Brooks, D. L. (1997). Incidence and risk factors for bumblefoot (pododermatitis) in rehabilitated raptors. *Preventive Veterinary Medicine*, 31(3-4), 175-184.
176. Sander, S., Whittington, J. K., Bennett, A., Burgdorf-Moisuk, A., Mitchell, M. A. (2013). Advancement Flap as a Novel Treatment for a Pododermatitis Lesion in a Red-tailed Hawk (*Buteo jamaicensis*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 27(4), 294-300.
177. Choi, K. H., Buhl, G., Ponder, J. (2016). Raptor Acupuncture for Treating Chronic Degenerative Joint Disease. *Journal of Acupuncture and Meridian Studies*, 9(6), 330-334.
178. Degernes, L. A., Lynch, P. S., Shivaprasad, H. L. (2011). Degenerative joint disease in captive waterfowl. *Avian Pathology*, 40(1), 103-110.
179. Farrow, C. S. (2009). The Wing: Posttraumatic Osteoarthritis. En C. S. Farrow, *Veterinary Diagnostic Imaging: Birds, Exotic Pets and Wildlife* (pp. 148-152). Elsevier.
180. Hawkins, M. G., Paul-Murphy, J. (2011). Avian Analgesia. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 14(1), 61-80.
181. Kubiak, M., Forbes, N. (2011). Veterinary care of raptors: 1. *Common conditions*. In *Practice*, 33(1), 28-32.
182. Papini, R., Girivetto, M., Marangi, M., Mancianti, F., Giangaspero, A. (2012). Endoparasite infections in pet and zoo birds in Italy. *The Scientific World Journal*, 2012, 253127.
183. Baker, D. G., Morishita, T. Y., Bartlett, J. L., Brooks, D. L. (1996). Coprologic Survey of Internal Parasites of Northern California Raptors. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 27(3), 358-363.
184. Smith, S. A. (1996). Parasites of birds of prey: Their diagnosis and treatment. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 5(2), 97-105.
185. Willette, M., Ponder, J., Cruz-Martinez, L., Arent, L., Bueno Padilla, I., de Francisco, O. N., Redig, P. (2009). Management of Select Bacterial and Parasitic Conditions of Raptors. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 12(3), 491-517.
186. Jones, M. P. (2006). Selected Infectious Diseases of Birds of Prey. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 15(1), 5-17.
187. Andery, D. de A., Ferreira-Junior, F., Araújo, A. de, Vilela, D. da R., Marques, M., Marin, S., Horta, R., Ortiz, M., Resende, J. de, Martins, N. da S. (2013). Health assessment of raptors in triage in Belo Horizonte, MG, Brazil. *Revista Brasileira de Ciência Avícola*, 15(3), 247-256.
188. Santos, T., de Oliveira, J. B., Vaughan, C., Santiago, H. (2011). Health of an ex situ population of raptors (Falconiformes and Strigiformes) in Mexico: diagnosis of internal parasites. *Revista de Biología Tropical*, 59(3), 1265-1274.
189. Santana-Sánchez, G., Flores-Valle, I. T., González-Gómez, M., Vega-Sánchez, V., Salgado-Miranda, C., Soriano-Vargas, E. (2015). Caryospora neofalconis and other enteroparasites in raptors from Mexico. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 4(3), 351-355.



190. Cowell, R. L. (2004). Avian Hematology. En R.L. Cowell (Ed.), *Veterinary clinical pathology secrets*. (pp. 282-305). Elsevier.
191. Jones, M. P. (2015). Avian Hematology. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 18(1), 51-61.
192. Joseph, V. (1999). Raptor Hematology and Chemistry Evaluation. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 2(3), 689-699.
193. Mitchell, E. B., Johns, J. (2008). Avian Hematology and Related Disorders. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 11(3), 501-522.
194. Jones, M. P., Chitty, J. (2020). Raptors. En J. J. Heatley, K. E. Russell (Eds.), *Exotic Animal Laboratory Diagnosis (1st Ed.)* (pp. 437-482). Wiley.
195. Hernández, M., Margalida, A. (2010). Hematology and blood chemistry reference values and age-related changes in wild bearded vultures (*Gypaetus barbatus*). *Journal of Wildlife Diseases*, 46(2), 390-400.
196. Rehder, N. B., Bird, D. M., Laguë, P. C. (1982). Variations in blood packed cell volume of captive american kestrels. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology*, 72(1), 105-109.
197. Rehder, N. B., Bird, D. M., Laguë, P. C., Mackay, C. (1982). Variation in selected hematological parameters of captive red-tailed hawks. *Journal of Wildlife Diseases*, 18(1), 105-109.
198. Campbell, T. W. (2015). *Exotic animal hematology and cytology* (4th Ed.). Wiley-Blackwell.
199. Hernandez, M., Martin, S., Fores, P. (1990). Clinical hematology and blood chemistry values for the common buzzard *Buteo buteo*. *Journal of raptor research*, 24(4), 113-119.
200. Bowerman, W. W., Stickle, J. E., Sikarskie, J. G., Giesy, J. P. (2000). Hematology and serum chemistries of nestling bald eagles (*Haliaeetus leucocephalus*) in the lower peninsula of MI, USA. *Chemosphere*, 41(10), 1575-1579.
201. Remple, J. D. (2004). Intracellular Hematozoa of Raptors: A Review and Update. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 18(2), 75-88.
202. Baker, K. C., Rettenmund, C. L., Sander, S. J., Rivas, A. E., Green, K. C., Mangus, L., Bronson, E. (2018). Clinical effect of hemoparasite infections in snowy owls (*Bubo scandiacus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 49(1), 143-152.
203. Meixell, B. W., Arnold, T. W., Lindberg, M. S., Smith, M. M., Runstadler, J. A., Ramey, A. M. (2016). Detection, prevalence, and transmission of avian hematozoa in waterfowl at the Arctic/sub-Arctic interface: Co-infections, viral interactions, and sources of variation. *Parasites & Vectors*, 9(1), 390.
204. Evans, M., Otter, A. (1998). Fatal combined infection with *Haemoproteus noctuae* and *Leucocytozoon ziemanni* in juvenile snowy owls (*Nyctea scandiaca*). *Veterinary Record*, 143(3), 72-76.
205. Olsen, G. H., Gaunt, S. D. (1985). Effect of hemoprotozoal infections on rehabilitation of wild raptors. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 187(11), 1204-1205.
206. Vigneault, A., Fitzgerald, G., Desmarchelier, M. (2021). A retrospective study of femoral fractures in wild birds of prey: 119 cases. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 52(2).

207. Fix, A. S., Barrows, S. Z. (1990). Raptors rehabilitated in Iowa during 1986 and 1987: a retrospective study. *Journal of Wildlife Diseases*, 26(1), 18-21.
208. Wendell, M. D., Sleeman, J. M., Kratz, G. (2002). Retrospective study of morbidity and mortality of raptors admitted to Colorado state university veterinary teaching hospital during 1995 to 1998. *Journal of Wildlife Diseases*, 38(1), 101-106.
209. Lukesova, G., Voslarova, E., Vecerek, V., Vucinic, M. (2021). Causes of admission, length of stay and outcomes for common kestrels in rehabilitation centres in the Czech Republic. *Scientific Reports*, 11(1), 17269.
210. Naldo, J. L., Samour, J. (2004). Radiographic Findings in Captive Falcons in Saudi Arabia. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 18(4), 242-256.
211. Hatt, J.-M., Christen, C., Sandmeier, P. (2007). Clinical application of an external fixator in the repair of bone fractures in 28 birds. *Veterinary Record*, 160(6), 188-194.
212. Vergneau-Grosset, C., Dubé, C., Fitzgerald, G., Lair, S. (2020). Characteristics of antebrachial fractures associated with a successful outcome among free-ranging birds of prey that received treatment in a rehabilitation program. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 256(5), 580-589.
213. Redig, P.T., Ponder, J. (2016). Orthopedic Surgery. En J. Samour (Ed.), *Avian Medicine (3rd Ed.)* (pp. 312-358). Elsevier.
214. Calvo-Carrasco, D. (2019). Fracture Management in Avian Species. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 22(2), 223-238.
215. Sabater-González, M. (2019). Avian Articular Orthopedics. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 22(2), 239-251.
216. Gerbag-Ozsemir, K., Altunatmaz, K. (2021). Treatment of extremity fractures in 20 wild birds with a modified Meynard external fixator and clinical assessment of the results. *Veterinárni Medicína*, 66(No. 6), 257-265.
217. Scheelings, T. F. (2014). Coracoid Fractures in Wild Birds: A Comparison of Surgical Repair Versus Conservative Treatment. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 28(4), 304-308.
218. Christen, C., Fischer, I., von Rechenberg, B., Flückiger, M., Hatt, J.-M. (2005). Evaluation of a Maxillofacial Miniplate Compact 1.0 for Stabilization of the Ulna in Experimentally Induced Ulnar and Radial Fractures in Pigeons (*Columba livia*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 19(3), 185-190.
219. Harcourt-Brown, N. H. (2002). Orthopedic conditions that affect the avian pelvic limb. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 5(1), 49-81.
220. Kaya, D. A., Özsoy, S. (2017). Repair of Tibiotarsal Rotation in 7 Chukar Partridges (*Alectoris chukar*) and 12 Domestic Pigeons (*Columba livia domestica*) with Type-2 External Skeletal Fixator Intramedullary Pin Tie-in. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 31(3), 206-212.
221. Huynh, M., González, M. S., Beaufrére, H. (2019). Avian Skull Orthopedics. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 22(2), 253-283.
222. Hernandez, C. L., Oster, S. C., Newbrey, J. L. (2018). Retrospective Study of Raptors Treated at the Southeastern Raptor Center in AUBURN, Alabama. *Journal of Raptor Research*, 52(3), 379-388.

223. Desmarchelier, M., Santamaria-Bouvier, A., Fitzgérald, G., Lair, S. (2010). Mortality and morbidity associated with gunshot in raptorial birds from the province of Quebec: 1986 to 2007. *The Canadian Veterinary Journal*, 51(1), 70-74.
224. Richards, J., Lickey, A., Sleeman, J. M. (2005). Decreasing prevalence and seasonal variation of gunshot trauma in raptors admitted to the wildlife center of Virginia: 1993–2002. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 36(3), 485-488.
225. Naldo, J. L., Samour, J. H. (2004). Causes of Morbidity and Mortality in Falcons in Saudi Arabia. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 18(4), 229-241.
226. Redig, P.T., Arent, L., Lopes, H., Cruz, L. (2007). Rehabilitation. En K.L. Bildstein, D.M. Bird (Eds.), *Raptor research and management techniques* (pp. 411-422). Hancock House.
227. Nevitt, B. N., Robinson, N., Kratz, G., Johnston, M. S. (2015). Effectiveness of Physical Therapy as an Adjunctive Treatment for Trauma-induced Chronic Torticollis in Raptors. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 29(1), 30-39.
228. Veenman, P. (2006). Animal physiotherapy. *Journal of Bodywork and Movement Therapies*, 10(4), 317-327.
229. McEntire, M. S., Sanchez, C. R. (2017). Multimodal Drug Therapy and Physical Rehabilitation in the Successful Treatment of Capture Myopathy in a Lesser Flamingo (*Phoeniconaias minor*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 31(3), 232-238.
230. Ness, R. D., Mayer, J. (2017). Laser Therapy for Birds. En R. J. Riegel, J. C. Godbold (Eds.), *Laser Therapy in Veterinary Medicine* (pp. 298-305). John Wiley & Sons, Inc.
231. Parry-Jones, J. (2008). Raptor husbandry and falconry techniques. En J. Chitty, M. Lierz (Eds.) *BSAVA Manual of Raptors, Pigeons and Passerine Birds* (pp.7-13). British small animal veterinary association.
232. Magno, M. N. (2016). Housing, Environment, and Public Awareness. En J. Samour (Ed.), *Avian Medicine* (pp. 73-178). Elsevier.
233. Chitty, J. (2008). Raptors: nutrition. En J. Chitty, M. Lierz (Eds.) *BSAVA Manual of Raptors, Pigeons and Passerine Birds* (pp.190-201). British small animal veterinary association.
234. Parry-Jones, J. (2007). Public Education. En K.L. Bildstein, D.M. Bird (Eds.), *Raptor research and management techniques* (pp. 423-435). Hancock House.
235. Woodford, M.H. (2000). Quarantine and Health Screening Protocols for Wildlife prior to Translocation and Release into the Wild Published jointly by the IUCN Species Survival Commission's Veterinary Specialist Group, Gland, Switzerland, the Office International des Epizooties (OIE), Paris, France, Care for the Wild, U.K., and the European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Switzerland.
236. Csermely, D. (1993). Duration of the rehabilitation period and familiarity with the prey affect the predatory behaviour of captive wild kestrels (*Falco tinnunculus*). *Bolletino Di Zoologia*, 60(2), 211-214.
237. Hamilton, L.L., Zwank, P.J., Olsen, G.H. (1988). Movements and survival of released, rehabilitated hawks. *Journal of Raptor Research*, 22(1), 22-26
238. Paul-Murphy, J., Koch, V. W., Briscoe, J. A., Vinke, C. M., Schoemaker, N. J., Meijboom, F. L. B., van Zeeland, Y. R. A., Endenburg, N., Greenacre, C. B. (2016). Advancements in

management of the welfare of avian species. En B.L. Speer (Ed.), *Current Therapy in Avian Medicine and Surgery* (pp. 669-718). Elsevier.

239. Jones, M. P. (2001). Behavioral Aspects of Captive Birds of Prey. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 4(3), 613-632.
240. Mason, G. J. (2010). Species differences in responses to captivity: Stress, welfare and the comparative method. *Trends in Ecology & Evolution*, 25(12), 713-721.

## VII. LISTA DE CUADROS

1. Clasificación para órdenes de aves de presa.
2. Técnicas radiográficas aviarias.
3. Relación peso y condición corporal.
4. Valores hematológicos para aguilillas de Harris.
5. Valores hematológicos para aguilillas de cola roja.
6. Valores hematológicos para águila real.
7. Valores hematológicos para lechuza de campanario.
8. Valores hematológicos para aguililla de Swainson.
9. Valores hematológicos para caracara.
10. Valores hematológicos para halcón peregrino.
11. Valores hematológicos para búho virginiano.
12. Valores de glóbulos blancos para aguililla de Harris.
13. Valores de glóbulos blancos para aguilillas de cola roja.
14. Valores de glóbulos blancos para águila real.
15. Valores de glóbulos blancos para lechuzas de campanario.
16. Valores de glóbulos blancos para aguilillas de Swainson.
17. Valores de glóbulos blancos para caracara.
18. Valores de glóbulos blancos para halcón peregrino.
19. Valores de glóbulos blancos para búho virginiano.

## VIII. LISTA DE FIGURAS

1. Cantidad de aves de presa mexicanas en categorías de riesgo registradas en la NOM-059-SEMARNAT.
2. Vista aérea del CNCPAR dentro de las instalaciones del Heroico Colegio Militar, Cd. de México.
3. Evaluación de reflejo palpebral y membrana nictitante en aguililla de Harris.
4. Evaluación de cavidad oral con ayuda de un espéculo oral.
5. Evaluación de conducto auditivo en aguililla de Harris.
6. Auscultación de frecuencia cardíaca en águila real.
7. Evaluación de miembros torácicos.
8. Evaluación de miembros pélvicos.
9. Identificación por medio de anillo.
10. Identificación por medio de microchip.
11. Examen físico general aviar.
12. Colocación de plástico debajo de posadero.
13. Recolección de heces.
14. Recolección de heces en frascos de plástico.
15. Procesamiento de coproparasitoscópicos.
16. Manejo individual y registro de microchip.
17. Extracción de sangre vena metatarsal media.
18. Muestra sanguínea en tubos de EDTA.
19. Microcentrifuga para obtención de hematocrito.
20. Lector de micro hematocrito con capilar.
21. Evaluación del plasma.
22. Evaluación de placa leucotrombocitaria.
23. Frotis sanguíneos.
24. Morfología de células rojas y diferencial de células blancas.
25. Pipetas con solución Natt and Herrick.
26. Conteo total de glóbulos rojos.

27. Conteo total de glóbulos blancos.
28. Posicionamiento VD de lechuza de campanario.
29. Posicionamiento LL de lechuza de campanario.
30. Examen físico de aves de presa en el CNCPAR.
31. Equipo para revisión médica.
32. Obtención del peso con báscula digital.
33. Parámetros considerados en la evaluación de la condición corporal en aves.
34. Condición corporal 3/5 en búho virginiano.
35. Condición corporal 4/5 y depósitos de grasa en aguililla de Swainson.
36. Causas de ingreso al CNCPAR.
37. *Leucocytozoon* spp en frotis sanguíneo de aguililla de cola roja.
38. *Leucocytozoon* spp en frotis sanguíneo de aguililla de cola roja,
39. *Haemoproteus* spp en frotis sanguíneo de aguililla de cola roja.
40. *Haemoproteus* spp en frotis sanguíneo de aguililla de cola roja.
41. Hallazgos radiográficos de las aves en el CNCPAR.
42. Aguililla de Harris con fractura diafisaria de ambos tibiotarsos. Vista VD.
43. Aguililla de Harris con fractura diafisaria de ambos tibiotarsos. Vista LL.
44. Aguililla de Cola Roja con fractura antigua de húmero distal, radio y ulna proximal.  
Vista VD.
45. Aguililla de Cola Roja con fractura antigua de húmero distal, radio y ulna proximal.  
Vista LL.
46. Aguililla de Harris con curvatura proximal de ambos tibitarsos. Vista VD.
47. Aguililla de Harris con curvatura proximal de ambos tibitarsos. Vista LL.
48. Aguililla de Swainson con fractura en metacarpo mayor y menor derecho. Vista VD.
49. Aguililla de Swainson con fractura en metacarpo mayor y menor derecho. Vista LL.





## IX. ANEXOS

## Anexo I. Definiciones y clasificación de translocaciones.

I. Translocación: Es el movimiento de organismos vivos mediado por humanos desde un área, con liberación en otra; es un término que abarca muchas situaciones. La translocación puede mover organismos que provienen de su hábitat natural o bien del cuidado humano; pueden ser accidentales o intencionadas. Las translocaciones intencionadas pueden responder a diferentes motivos, incluyendo la reducción del número poblacional, por intereses de bienestar, político, comercial o recreacionales, o con objetivos conservacionistas.<sup>7</sup>

II. Translocación para la conservación: Es el movimiento intencionado y la liberación de un organismo, ya sea dentro o fuera de su área de distribución nativa, cuando el objetivo primordial es beneficiar su conservación: esto usualmente implicará la mejora del estatus de conservación de la especie focal a nivel local o global, y/o la restauración de los procesos o funciones naturales de los ecosistemas.<sup>7</sup>

a) Restauración poblacional: Cualquier translocación para la conservación dentro del área de vida nativa, e incluye dos actividades:<sup>7</sup>

1. Refuerzo: Traslado intencional y la liberación de un organismo dentro de una población existente de la misma especie, con el objetivo de aumentar la viabilidad de una población.

2. Reintroducción: Traslado intencional y liberación de un organismo dentro de su área de distribución natural, de la cual ha desaparecido, con el objetivo de restablecer una población viable de la especie focal dentro de su área de distribución natural.

b) Introducción para la conservación: Movimiento intencional y la liberación de un organismo fuera de su área de distribución natural. Se reconocen dos tipos de introducciones para la conservación:<sup>7</sup>

1. Colonización asistida: Movimiento intencionado y la liberación de un organismo fuera de su área de distribución natural, para evitar la extinción de las poblaciones de la especie a la que pertenece.

2. Reemplazo ecológico: Movimiento intencional y la liberación de un organismo fuera de su área de distribución natural, para que desempeñe una función ecológica específica.

Anexo II. Lista de las especies de aves de presa con distribución en México y su clasificación según la NOM-059-SEMARNAT-2010.

Orden	Familia	Especie	Nombre común	NOM 059	Endemismo
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Elanus leucurus</i>	Milano Cola Blanca		
		<i>Leptodon cayanensis</i>	Milano Cabecigrís	Pr	
		<i>Chondrohierax uncinatus</i>	Gavilán pico de gancho	Pr	
		<i>Elanoides forficatus</i>	Milano Tijereta	Pr	
		<i>Harpia harpyja</i>	Águila Arpía	P	
		<i>Morphnus guianensis</i>	Águila crestada	P	
		<i>Spizaetus tyrannus</i>	Águila tirana	P	
		<i>Spizaetus melanoleucus</i>	Águila blanquinegra	P	
		<i>Spizaetus ornatus</i>	Águila elegante	P	
		<i>Aquila chrysaetos</i>	Águila Real	A	
		<i>Harpagus bidentatus</i>	Milano Bidentado	Pr	
		<i>Accipiter striatus</i>	Gavilán Pecho Rufo	Pr	
		<i>Accipiter chionogaster</i>	Gavilán Ventriblanco		
		<i>Accipiter cooperii</i>	Gavilán de Cooper	Pr	
		<i>Accipiter bicolor</i>	Gavilán Bicolor	A	
		<i>Accipiter gentilis</i>	Azor Común	A	
		<i>Circus hudsonius</i>	Gavilán Rastrero		
		<i>Haliaeetus leucocephalus</i>	Águila Cabeza Blanca	P	
		<i>Ictinia mississippiensis</i>	Milano del Misisipi	Pr	
		<i>Ictinia plumbea</i>	Milano Plomizo	Pr	
		<i>Busarellus nigricollis</i>	Aguililla Canela	Pr	
		<i>Rostrhamus sociabilis</i>	Gavilán Caracolero	Pr	
		<i>Geranospiza caerulescens</i>	Gavilán Zancón	A	
		<i>Buteogallus anthracinus</i>	Aguililla Negra Menor	Pr	
		<i>Buteogallus urubitinga</i>	Aguililla Negra Mayor	Pr	
		<i>Buteogallus solitarius</i>	Águila Solitaria	P	
		<i>Rupornis magnirostris</i>	Aguililla Caminera		
		<i>Parabuteo unicinctus</i>	Aguililla de Harris	Pr	
		<i>Geranoaetus albicaudatus</i>	Aguililla Cola Blanca	Pr	
		<i>Pseudastur albicollis</i>	Aguililla Blanca	Pr	
		<i>Buteo plagiatus</i>	Aguililla gris		
		<i>Buteo lineatus</i>	Aguililla Pecho Rojo	Pr	
	<i>Buteo platypterus</i>	Aguililla Alas Anchas	Pr		
<i>Buteo brachyurus</i>	Aguililla Cola Corta				
<i>Buteo swainsoni</i>	Aguililla de Swainson	Pr			
<i>Buteo albonotatus</i>	Aguililla aura	Pr			
<i>Buteo jamaicensis</i>	Aguililla cola roja				
<i>Buteo jamaicensis fumosus</i>	Aguililla cola roja de Tres Marías	Pr	Endémica		
<i>Buteo jamaicensis socorroensis</i>	Aguililla cola roja de Socorro	Pr	Endémica		
<i>Buteo regalis</i>	Aguililla Real	Pr			
<i>Buteo lagopus</i>	Aguililla Ártica	Pr			
	Pandionidae	<i>Pandion haliaetus</i>	Águila Pescadora		

Cathartiformes	Cathartidae	<i>Gymnogyps californianus</i>	Cóndor de California	P		
		<i>Sarcoramphus papa</i>	Zopilote Rey	P		
		<i>Coragyps atratus</i>	Zopilote Negro			
		<i>Cathartes aura</i>	Zopilote Aura			
		<i>Cathartes burrovianus</i>	Zopilote Sabanero	Pr		
Falconiformes	Falconidae	<i>Ibycter americanus</i>	Caracara comeCACAO	E		
		<i>Caracara cheriway</i>	Carancho Norteño			
		<i>Caracara lutosa</i>	Caracara de Guadalupe	E	Endémica	
		<i>Falco sparverius</i>	Cernícalo Americano			
		<i>Falco columbarius</i>	Halcón Esmerejón			
		<i>Falco femoralis</i>	Halcón Aplomado	A		
		<i>Falco rufigularis</i>	Halcón Murcielaguero			
		<i>Falco deiroleucus</i>	Halcón Pecho Rufo	P		
		<i>Falco peregrinus</i>	Halcón Peregrino	Pr		
		<i>Falco mexicanus</i>	Halcón Mexicano	A		
		Herpetheriidae	<i>Herpetheres cachinnans</i>	Halcón Guaco		
			<i>Micrastur ruficollis</i>	Halcón Selvático Barrado	Pr	
			<i>Micrastur semitorquatus</i>	Halcón Selvático de Collar	Pr	
Strigiformes	Strigidae	<i>Psilosops flammeolus</i>	Tecolote Ojos Oscuros			
		<i>Megascops asio</i>	Tecolote del Este	Pr		
		<i>Megascops kennicottii</i>	Tecolote del Oeste			
		<i>Megascops seductus</i>	Tecolote del Balsas	A	Endémica	
		<i>Megascops cooperi</i>	Tecolote de Cooper	Pr	Endémica	
		<i>Megascops trichopsis</i>	Tecolote Rítmico			
		<i>Megascops barbarus</i>	Tecolote barbudo	P	Endémica	
		<i>Megascops guatemalae</i>	Autillo Guatemalteco			
		<i>Bubo virginianus</i>	Búho Virginiano			
		<i>Bubo virginianus mayensis</i>	Búho Virginiano	A	Endémica	
		<i>Strix occidentalis</i>	Búho Moteado	A		
		<i>Strix varia sartorii</i>	Búho barrado mexicano	Pr		
		<i>Strix fulvescens</i>	Búho Leonado	P		
		<i>Strix virgata</i>	Búho Café			
		<i>Strix nigrolineata</i>	Búho Blanquinegro	A		
		<i>Lophostrix cristata</i>	Búho Cuernos Blancos	A		
		<i>Pulsatrix perspicillata</i>	Búho de Anteojos	A		
		<i>Glaucidium californicum</i>	Mochuelo Californiano			
		<i>Glaucidium gnoma</i>	Tecolote Serrano			
		<i>Glaucidium hoskinsii</i>	Tecolote Serrano de Baja California	A		
		<i>Glaucidium cobanense</i>	Mochuelo guatemalteco			
<i>Glaucidium palmarum</i>	Tecolote Colimense	A	Endémico			
<i>Glaucidium sanchezi</i>	Mochuelo Tamaulipeco	P	Endémico			
<i>Glaucidium griseiceps</i>	Tecolote Mesoamericano	A				
<i>Glaucidium brasilianum</i>	Tecolote Bajefío					
<i>Micrathene whitneyi</i>	Tecolote Enano					

		<i>Micrathene whitneyi graysoni</i>	Tecolote Enano de las Revillagigedo	E	
		<i>Athene cunicularia</i>	Tecolote llanero	Pr	
		<i>Athene cunicularia rostrata</i>	Tecolote llanero de Las Revillagigedo	A	
		<i>Athene cunicularia hypugaea</i>	Tecolote llanero occidental	Pr	
		<i>Aegolius acadicus</i>	Tecolote Afilador		
		<i>Aegolius ridgwayi</i>	Tecolote Canelo	P	
		<i>Pseudoscops clamator</i>	Búho Cara Clara	A	
		<i>Asio stygius</i>	Búho Cara Oscura	A	
		<i>Asio otus</i>	Búho Chico		
		<i>Asio flammeus</i>	Búho Cuerno Corto	Pr	
	Tytonidae	<i>Tyto furcata</i>	Lechuza Común		

Anexo III. Lineamientos dictados por la LGVS y su Reglamento para la rehabilitación y liberación de aves de presa en México.

Título VI. Conservación de la vida silvestre. <sup>104</sup>

Capítulo I. Especies y poblaciones en riesgo y prioritarias para la conservación

Artículo 62. La Secretaría deberá implementar programas para la conservación, recuperación, reproducción y reintroducción en su hábitat, de especies y poblaciones prioritarias para la conservación, con la participación en su caso de las personas que manejen dichas especies o poblaciones y demás involucrados.

Capítulo X. Liberación de ejemplares al hábitat natural

Artículo 79. La liberación de ejemplares a su hábitat natural se realizará de conformidad con lo establecido en el reglamento. La Secretaría procurará que la liberación se lleve a cabo a la brevedad posible, a menos que se requiera rehabilitación. Si no fuera conveniente la liberación de ejemplares a su hábitat natural, la Secretaría determinará un destino que contribuya a la conservación, investigación, educación, capacitación, difusión, reproducción, manejo o cuidado de la vida silvestre en lugares adecuados para ese fin.

Artículo 80. La Secretaría podrá autorizar la liberación de ejemplares de la vida silvestre al hábitat natural con fines de repoblación o de reintroducción, en el marco de proyectos que prevean:

- a) Una evaluación previa de los ejemplares y del hábitat que muestre que sus características son viables para el proyecto.
- b) Un plan de manejo que incluya acciones de seguimiento con los indicadores para valorar los efectos de la repoblación o reintroducción sobre los ejemplares liberados, otras especies asociadas y el hábitat, así como medidas para disminuir los factores que puedan afectar su sobrevivencia, en caso de ejemplares de especies en riesgo o de bajo potencial reproductivo.

c) En su caso, un control sanitario de los ejemplares a liberar.

Artículo 81. Cuando no sea posible realizar acciones de repoblación ni de reintroducción, la Secretaría podrá autorizar la liberación de ejemplares de la vida silvestre al hábitat natural en el marco de proyectos de traslocación que incluyan los mismos componentes señalados en los dos artículos anteriores. Los ejemplares que se liberen deberán, en lo posible, pertenecer a la subespecie más cercana, genética y fisonómicamente, a la subespecie desaparecida.

Reglamento de la ley general de vida silvestre

Capítulo V. Liberación de Ejemplares al Hábitat Natural

Artículo 83. Se requiere autorización previa de la Secretaría para la liberación de ejemplares de vida silvestre, para lo cual la solicitud correspondiente deberá: I. Señalar el objeto de la liberación: repoblación, reintroducción, traslocación o medidas de control, y II. Contener el listado de especies a liberar, identificadas por nombre común y nombre científico hasta el grado de subespecie, cantidad de ejemplares, edades, proporción de sexos y la relación de marcas a utilizar. A la solicitud se anexará el proyecto a que se refieren los artículos 80 y 81 de la Ley. Las medidas de liberación que se encuentren en el plan de manejo aprobado se entenderán autorizadas.

Artículo 84. La Secretaría emitirá respuesta a la solicitud de autorización de liberación de ejemplares en un plazo de quince días hábiles. La vigencia de la autorización dependerá del periodo que la Secretaría estime necesario y autorice para llevar a cabo la liberación propuesta. La Secretaría podrá establecer medidas para realizar el seguimiento de los ejemplares o poblaciones liberadas en la resolución de la autorización respectiva.

Artículo 85. Para autorizar la liberación se tomará en consideración la información técnica y científica disponible sobre la viabilidad de la liberación, en función de las características biológicas de la especie, de la calidad del hábitat y de las condiciones del área, en su caso.



Artículo 86. La Secretaría deberá establecer en la autorización de liberación las medidas para disminuir los factores que puedan afectar la supervivencia y reproducción de los ejemplares a liberar, cuando se trate de especies en riesgo o de bajo potencial reproductivo y, en su caso, las medidas para realizar el seguimiento de los ejemplares o poblaciones.

Artículo 87. Cuando la Secretaría determine que no es procedente efectuar la liberación de ejemplares de vida silvestre al hábitat natural de manera inmediata por razones conductuales o sanitarias, éstos deberán sujetarse a los procesos de rehabilitación respectivos en sitios señalados por la Secretaría en la resolución respectiva, en los que podrá evaluar, de acuerdo con la especie, la conveniencia de una etapa de preliberación. Asimismo, dichos ejemplares deberán sujetarse a los controles y medidas sanitarias correspondientes.

Artículo 88. En los casos en que los ejemplares no puedan ser rehabilitados física, sanitaria o conductualmente, o su liberación constituya un riesgo para las personas o para el sano desarrollo de las poblaciones de especies silvestres que se encuentran en su hábitat natural, se depositarán en los CIVS o en las instalaciones con capacidad para mantener ejemplares de la vida silvestre en condiciones adecuadas, conforme a lo establecido en el artículo 18 del presente Reglamento.

Artículo 89. En caso de colecta o captura ilícita flagrante, la Secretaría podrá liberar inmediatamente a los ejemplares de que se trate, previa evaluación positiva de la viabilidad de la liberación, mediante el levantamiento del acta respectiva en la que se deberán asentar explícitamente los elementos valorados.

Artículo 90. Queda prohibida la liberación de ejemplares de especies domésticas o exóticas.

## Anexo IV. Historia Clínica Aviar



Fecha: Procedencia: Situación legal:	Nombre común:	No. Historia clínica
	Nombre científico:	
<input type="checkbox"/> Polluelo <input type="checkbox"/> Volantón Edad <input type="checkbox"/> Juvenil <input type="checkbox"/> Subadulto <input type="checkbox"/> Adulto	Sexo <input type="checkbox"/> Hembra <input type="checkbox"/> Macho <input type="checkbox"/> Sin sexar	Identificación (Anillo/Microchip)  Marcas

### Anamnesis

Como ha sido encontrada:	Lugar de captura:
Tiempo de cuidado humano:	Características de las instalaciones:
Especies con las que ha estado en contacto:	Enfermedades de otros animales cercanos:
Características del tipo de transporte:	Aislamientos previos/Tiempo de aislamiento:
Dieta suministrada:	Frecuencia/Consumo:
Signos y duración:	
Tratamiento previo y respuesta:	
Observaciones:	

### Evaluación a distancia

Estado mental	<input type="checkbox"/> Alerta	<input type="checkbox"/> Comatoso	<input type="checkbox"/> Estuporoso	<input type="checkbox"/> Desorientado	<input type="checkbox"/> Deprimido	<input type="checkbox"/> Hiperexitable
Evaluación Conductual:						
Actividad/reacción normal	Sí	No	Vuelo normal	Sí	No	Otras (Especificar):
Desplazamiento normal	Sí	No	Percha normal	Sí	No	
Alteración de la voz	Sí	No	Posición normal de las alas.	Sí	No	
Ojos parcialmente cerrados	Sí	No	Cojera	Sí	No	
Plumas erizadas	Sí	No	Respiración con boca abierta o jadeo	Sí	No	
Balanceo del timón	Sí	No	Cualquier signo nervioso anormal	Sí	No	
Cambio de peso o condición	Sí	No	Forma del ojo normal	Sí	No	

### Examen físico

<b>C</b> <b>a</b> <b>b</b> <b>e</b> <b>z</b> <b>a</b>	Pico/Mandíbula					Peso
	Cavidad oral (lengua, glotis, coana)					
	Membranas mucosas					TLLC
	Fosas nasales					
<b>O</b> <b>j</b> <b>o</b> <b>s</b>	Cera					
	Canales auditivos					
		Derecho	Izquierdo		Derecho	Izquierdo
	Párpados			Cámara anterior		
	Membrana nictitante			Lente (Cristalino)		
	Globos oculares			Cámara posterior		
	Córnea			Reflejo pupilar		
Iris			Reflejo de amenaza			
Pupilas			Observaciones:			
<b>C</b> <b>u</b> <b>e</b> <b>l</b> <b>l</b> <b>o</b>	Esófago					
	Ingluvis (Buche)					
	Tráquea					
<b>A</b> <b>u</b> <b>s</b> <b>c</b> <b>u</b> <b>l</b> <b>t</b> <b>a</b> <b>c</b> <b>i</b> <b>ó</b> <b>n</b>	Frecuencia cardíaca					Frecuencia respiratoria
	S. aéreos cervicales					S. aéreo interclavicular
	S. aéreos torácicos					S. aéreos abdominales
	Pulmones					

C u e r p o	Condición corporal <input type="checkbox"/> 1 (Emaciación o caquexia) <input type="checkbox"/> 2 (Bajo de peso) <input type="checkbox"/> 3 (Normal) <input type="checkbox"/> 4 (Sobrepeso) <input type="checkbox"/> 5 (Obesidad)		
	Quilla		
	Músculos pectorales		
	Depósitos de grasa subcutáneos		
	Espalda/Columna vertebral		
C e l o m a	Palpación		Temperatura
	Cloaca		
M · T o r á c i c o s		Derecha	Izquierda
	Coracoides/Escapula/Clavícula		
	Húmero		
	Radio/Ulna		
	Carpo		
	Metacarpo		
	Falanges		
M · P é l v i c o s		Derecha	Izquierda
	Pelvis		
	Fémur		
	Tibiotarso		
	Tarsometatarso		
	Falanges		
	Garras		
P i e l	Epidermis		Ectoparásitos
	Plumaje		
	Muda		
	Glándula uropígea		
Lista de problemas		Diagnósticos diferenciales	Pruebas diagnósticas
Planes terapéuticos			Pronóstico
			<input type="checkbox"/> Favorable o bueno <input type="checkbox"/> Moderado o intermedio <input type="checkbox"/> Grave o malo <input type="checkbox"/> Reservado
Protocolo de manejo	Liberación inmediata		Anotaciones:
	Tratamiento médico		
	Cuarentena		
	Rehabilitación física		
	Cuidado humano permanente		
	Inducción de muda		
	Eutanasia		
Otro:			
MVZ/Cédula profesional:			

# Anexo V. Análisis fecal



Fecha:		Nombre común:		No. Historia clínica	
Fecha de muestreo:		Nombre científico:			
Edad	<input type="checkbox"/> Polluelo	Sexo	<input type="checkbox"/> Hembra	Identificación (Anillo/Microchip)	
	<input type="checkbox"/> Volantón		<input type="checkbox"/> Macho	Marcas	
	<input type="checkbox"/> Juvenil		<input type="checkbox"/> Sin sexar		
	<input type="checkbox"/> Subadulto				
	<input type="checkbox"/> Adulto				
Anamnesis:					
Tratamiento:					
Heces	Consistencia:			Uratos:	
	Color:			Orina:	
	Volumen:			Otros:	
Prueba	Resultado	Interpretación y recomendaciones de tratamiento			
Técnica directa					
Sedimentación					
Flotación					
Frotis fecal					
MVZ/Cédula Profesional:					

Anexo VI. Hemograma Aviar



Fecha:		Nombre común:		No. Historia clínica
Fecha de muestreo:		Nombre científico:		
Edad	<input type="checkbox"/> Polluelo	Sexo	<input type="checkbox"/> Hembra	Identificación (Anillo/Microchip)
	<input type="checkbox"/> Volantón		<input type="checkbox"/> Macho	
	<input type="checkbox"/> Juvenil		<input type="checkbox"/> Sin sexar	Marcas
	<input type="checkbox"/> Subadulto			
	<input type="checkbox"/> Adulto			
Anamnesis:				
Tratamiento:				

Analito	Resultados	Unidades	Valor de referencia
Hematocrito		L/L	
Hemoglobina		g/L	
Eritrocitos		$\times 10^{12}/L$	
VGM		fL	
CGMH		g/L	
Reticulocitos		$\times 10^9/L$	
Trombocitos		$\times 10^9/L$	
Solidos totales		g/L	
Diferencial			
Leucocitos		$\times 10^9/L$	
Heterófilos		$\times 10^9/L$	
Bandas		$\times 10^9/L$	
Metamielocitos		$\times 10^9/L$	
Linfocitos		$\times 10^9/L$	
Monocitos		$\times 10^9/L$	
Eosinófilos		$\times 10^9/L$	
Basófilos		$\times 10^9/L$	
Morfología de eritrocitos:		Fibrinógeno	
Hemoparásitos:		Microfilarias:	
Interpretación			
MVZ/Cédula Profesional:			

## Anexo VII. Análisis radiológico



Fecha:		Nombre común:		No. Historia clínica
		Nombre científico:		
Edad	<input type="checkbox"/> Polluelo	Sexo	<input type="checkbox"/> Hembra	Identificación (Anillo/Microchip)
	<input type="checkbox"/> Volantón		<input type="checkbox"/> Macho	Marcas
	<input type="checkbox"/> Juvenil		<input type="checkbox"/> Sin sexar	
	<input type="checkbox"/> Subadulto			
	<input type="checkbox"/> Adulto			
Anamnesis:				
Tratamiento:				

Posicionamiento:		Técnica:	Medio de contraste:
Hallazgos e interpretación			
Sistema musculoesquelético			
Sistema cardiovascular			
Sistema respiratorio			
Sistema gastrointestinal			
Hígado y Bazo			
Sistema genitourinario			
Recomendaciones y seguimiento			
MVZ/Cédula Profesional:			

Anexo VIII. Estancia de profundización en el centro de recuperación de animales silvestres de GREFA, España.

## CONTENIDO

I. INTRODUCCIÓN	111
II. REPORTE DE ACTIVIDADES	112
III. CASOS CLÍNICOS	115
3.1 Electrocución	115
3.2 Traumatismo	121
3.3 Lesión con arma de fuego	126
3.4 Enfermedades metabólicas	132
3.5 Intoxicación por plomo	134
3.6 Ingestión de basura.	139
3.7 Criterios de eutanasia	143
IV. LITERATURA CITADA	146

## I. INTRODUCCIÓN

La rehabilitación de fauna silvestre implica el tratamiento de discapacidades médicas o físicas, la enseñanza para el desarrollo de habilidades latentes o pérdidas necesarias para la supervivencia independiente en la naturaleza (p. ej. alimentación, comportamiento de crianza y comportamiento anti depredador) y la deshabitación al contacto humano. Hay dos tipos principales de rehabilitación, el primer tipo libera animales con fines de conservación y, en algunos casos, está asociado con proyectos de cría bajo cuidado humano, el segundo tipo, más común, es el rescate, rehabilitación y liberación de animales confiscados, huérfanos y animales desplazados por la tala, la destrucción del hábitat y otras influencias humanas.<sup>1,2</sup>

Los programas de rehabilitación de aves de presa brindan muchos beneficios para la vida silvestre y la sociedad, incluido el tratamiento médico y la posible liberación de aves lesionadas que probablemente habrían muerto de otra manera, la educación ambiental al público en general y las oportunidades para que los investigadores obtengan información importante sobre las fuentes de mortalidad y movilidad de las poblaciones. A medida que los humanos continúan afectando el hábitat de las aves de presa, aumenta la probabilidad de que sufran lesiones antropogénicas o enfermedades.<sup>3</sup> Algunas de las causas antropogénicas confirmadas por las que ingresan aves de presa a centros de rehabilitación son la persecución humana directa (disparos por arma de fuego, envenenamiento, tráfico ilegal o trampas), amenazas involuntarias inducidas por humanos (colisiones con vehículos, cercas o líneas eléctricas y electrocución). Otra causa es el ingreso de animales huérfanos, en donde en algunos casos representa hasta un tercio de los ingresos. Aunque en menor cantidad las enfermedades infecciosas parasitarias (tricomoniasis), enfermedades metabólicas y la malnutrición también son causas de ingreso.<sup>4, 5, 6, 7</sup>

El Grupo de Rehabilitación de la Fauna Autóctona y su Hábitat (GREFA) es una organización no gubernamental creada en 1981 como asociación para el estudio y conservación de la naturaleza. Está formada por un grupo multidisciplinario que desarrolla trabajos en diferentes ámbitos como la recuperación y rehabilitación de fauna, cría bajo cuidado humano de especies amenazadas, conservación de espacios naturales y la educación



y sensibilización ambiental. En su objetivo de conservación de la naturaleza, han emprendido diversos proyectos de ámbito local, nacional e internacional, tanto en solitario como mediante convenios o acuerdos con otros organismos gubernamentales y no gubernamentales.<sup>8</sup>

Dentro de estas actividades destaca el trabajo realizado en su Hospital de Fauna como en su Centro de Rehabilitación de Animales Salvajes, ubicados en el Monte del Pilar de Majadahonda, Madrid, que a lo largo de su existencia ha brindado atención veterinaria a más de 40,000 animales salvajes ingresados por diversas causas y en donde el principal objetivo es brindar los cuidados necesarios para que puedan ser liberados.<sup>8</sup>

En el hospital de fauna silvestre de GREFA se han identificado las causas más comunes y las clasifican de la siguiente manera:

1. Trauma: Muros, cables, accidente natural, disparos por arma de fuego, electrocución, ataque por otro animal, valla cinegética, atropello, ventana, entre otras.
2. Captura: Trampa (red, jaula, ballesta), marcado en campo, trampa (liga, cepo, lazo), expolio o directa.
3. Intoxicación: Anticoagulantes, plomo, veneno, petróleo, contaminantes y pesticidas.
4. Enfermedad natural: Tricomoniasis, mixomatosis, sarna, entre otras.
5. Cría: Desnide autorizado, nido destruido, volantón, caído del nido o huérfano.

## II. REPORTE DE ACTIVIDADES

La estancia se realizó del 01 de Julio al 27 de septiembre de 2019, se llevaron a cabo diversas actividades, durante este periodo se recibieron un total de 2, 539 animales (64 anfibios, 2255 aves, 135 mamíferos y 85 reptiles) (Figura 1).

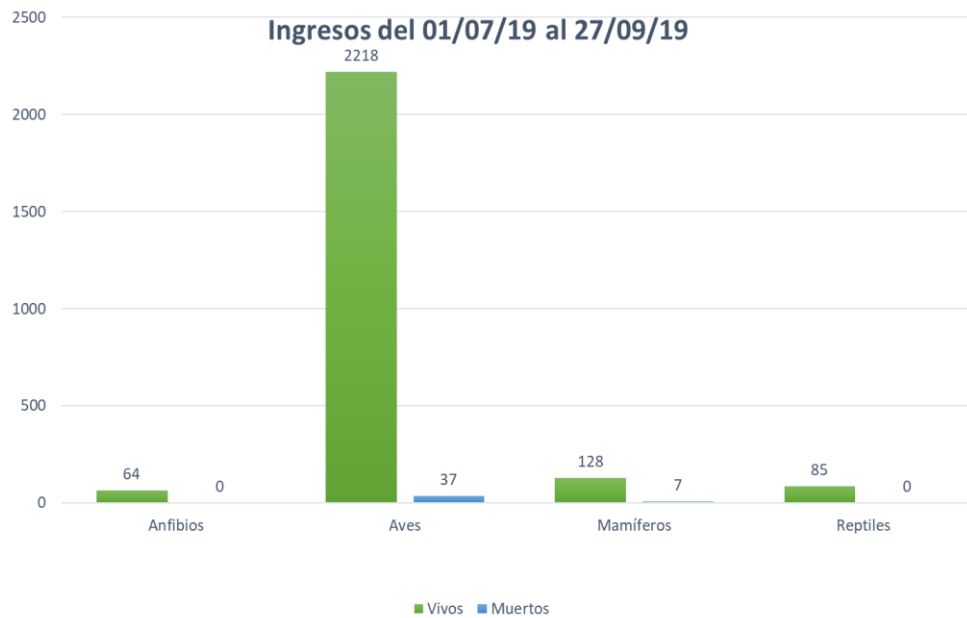


Figura 1. Número de ingresos en el periodo de Julio a septiembre de 2019.r1

Las actividades realizadas en el hospital se llevaron a cabo en diferentes especies de aves, mamíferos y reptiles, siendo las aves de presa las más destacables durante la estancia, a continuación, se resumen:

## 1. Enfermería

- a. Manejo, transporte y recogida de animales salvajes heridos.
- b. Manejo del paciente en la clínica y primeros auxilios.
- c. Estabilización del paciente, vendajes y métodos de inmovilización.
- d. Diagnóstico por imagen.
  - i. Radiografía digital
  - ii. Ecografías
  - iii. Oftalmoscopia
  - iv. Termografía
- e. Asistencia a los casos clínicos diarios en la clínica y reptilario.
  - i. Diagnóstico y tratamiento de animales en recuperación.
    - ✓ Administración de fármacos prescritos.
    - ✓ Alimentación asistida.

✓ Limpieza y curación de heridas.

✓ Cirugía y anestesia.

ii. Valoración de casos.

iii. Discusión de casos clínicos.

iv. Posibilidades de recuperación y liberación.

f. Condiciones para el bienestar animal.

i. Criterios de eutanasia aplicables a fauna salvaje.

g. Manejo de animales en rehabilitación bajo cuidado humano.

i. Nutrición y alimentación de los diversos grupos animales (aves, reptiles y mamíferos).

ii. Limpieza, desinfección, seguridad y manejo de instalaciones o unidades de cuidados intensivos.

## 2. Laboratorio

a. Toma de muestras sanguíneas, conservación, procesamiento y análisis hematológico, bioquímico, electroforesis de proteínas y análisis toxicológico (plomo).

b. Toma de muestras para microbiología.

c. Toma de muestras fecales para análisis parasitológico (examen directo, flotación y sedimentación).

## 3. Necropsia

a. Técnicas de necropsia en aves, mamíferos y reptiles.

b. Aprovechamiento del cadáver en animales salvajes.

c. Recogida de muestras para histología, microbiología y toxicología.

## 4. Prácticas de vendajes, osteosíntesis, suturas y otras en aves.

### III. CASOS CLÍNICOS

A continuación, se desarrollan los casos clínicos más relevantes durante la estancia:

#### 3.1 Electrocutión

La electrocutión aviar es un problema de conservación generalizado que afecta a un gran número de especies de todo el mundo. Las líneas y los postes eléctricos representan una amenaza, especialmente cuando cruzan corredores importantes para aves migratorias o especies residentes. Varios factores influyen en el riesgo de electrocutión o colisión de aves, incluido el diseño de postes y líneas eléctricas, clima, visibilidad, envergadura, edad y experiencia de las aves. Las aves de presa, por ejemplo, son especialmente sensibles, debido a que generalmente poseen una gran envergadura y una mayor predilección por utilizar los postes de energía como posaderos para poder cazar, a veces, para anidar.<sup>9,10,11</sup>

La electrocutión ocurre principalmente cuando un animal hace contacto simultáneo entre dos conductores o, más frecuentemente, un conductor y el apoyo metálico que hace derivación a tierra, este tipo de accidentes ocurren casi exclusivamente en tendidos de media tensión (< 66 Kv) debido a que los conductores en las líneas de distribución se colocan más juntos que las líneas de transmisión de alto voltaje. Las plumas son malos conductores eléctricos, pero si se toca la piel, los talones, el pico o si las plumas están mojadas, puede producirse una conducción. Los sitios anatómicos comunes de contacto y conducción son entre los carpos de cada ala o entre la piel de un ala y una pata o pierna.<sup>12, 13</sup>

Dependiendo de variables como los puntos de contacto, la electrocutión puede provocar paro cardíaco o respiratorio por daño del tronco encefálico, parálisis, espasmo muscular y/o lesión directa al corazón. Los animales sufren hemorragias, deshidratación, shock y quemaduras en la piel y plumas en distintas áreas, a veces difíciles de localizar, aunque las lesiones de entrada y salida de la corriente pueden no ser evidentes inmediatamente después del suceso, lo cual dificulta la obtención de un diagnóstico rápido. También puede provocar fracturas de

extremidades, asociadas a contracciones musculares iniciadas por la corriente, amputación traumática de una o ambas alas, patas o dedos.<sup>15,16</sup>

La determinación de la electrocución generalmente se basa en la anamnesis y los signos clínicos, diagnóstico suele ser difícil ya que la anamnesis a menudo es incompleta, y la evidencia de trauma eléctrico puede no ser detectada de inmediato. Por estos motivos, se utilizan herramientas de diagnóstico complementarias. La termografía se basa en la recepción y cuantificación de las radiaciones infrarrojas emitidas y reflejadas por distintos materiales. Es una técnica no invasiva utilizada para evaluar la temperatura del tejido que se puede aplicar a la detección y evaluación de electrocución. El tejido afectado por electrocución presenta una pérdida de vascularización, inervación y contenido de agua, así como una menor saturación de oxígeno, estos cambios producen una temperatura menor en la zona afectada, lo que aumenta la posibilidad de que se pueda detectar a un animal electrocutado mediante termografía.<sup>8, 17,18</sup>

#### Historia clínica

Un ejemplar adulto de milano real (*Milvus milvus*) ingresó el 17 de septiembre de 2019 al centro después de haber sido encontrado en el suelo a pie de un tendido eléctrico en el municipio de Colmenar Viejo, se registró con el número de historial 19/6512.

#### Examen clínico

Al examen físico el ave registra un peso de 818 gramos, presenta quemaduras en la zona plantar de ambas patas (Figura 2 a, b), debilidad e incapacidad para mantenerse de pie, herida en carpo de extremidad anterior izquierda, deshidratación del 6%, temperatura de 41.3 °C y olor a quemado. La palpación abdominal y la auscultación del sistema cardiorrespiratorio fueron normales. Se realizaron termografías de extremidades torácicas y pélvicas (Figura 3 a, b, c) y radiografías (Figura 4).

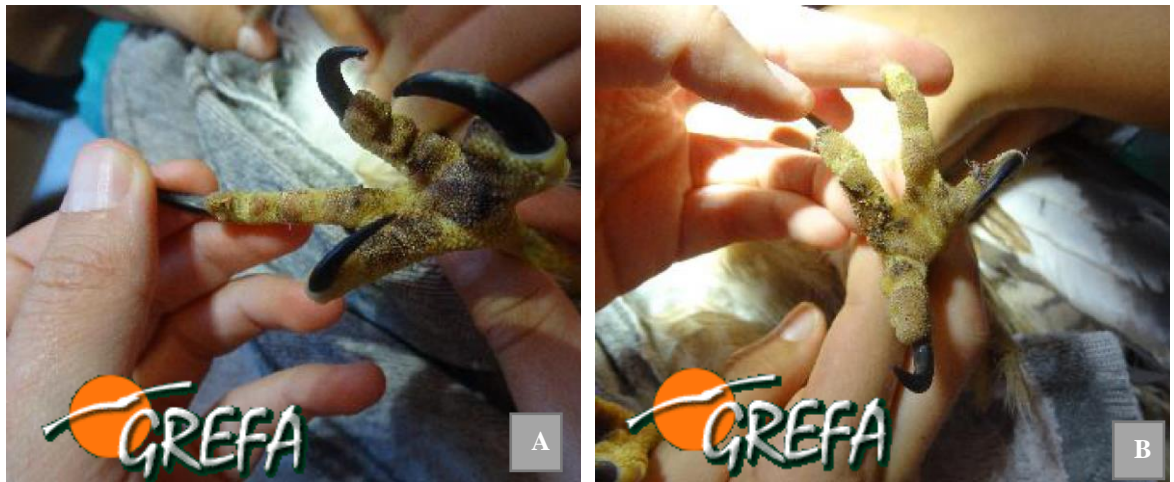
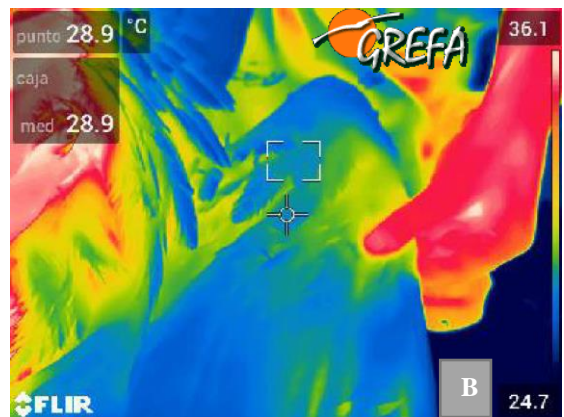
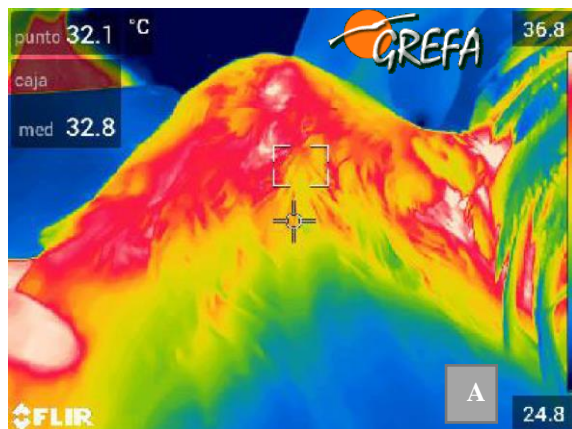


Figura 2. Quemaduras en zona plantar de ambas extremidades pélvicas de milano real (*Milvus milvus*). A) Vista plantar de la extremidad pélvica derecha. B) Vista plantar de la extremidad pélvica izquierda.

Los hallazgos en la termografía incluyeron un descenso en la temperatura de la extremidad torácica izquierda, en comparación con la derecha, las cuales muestran 28.9°C y 32.1 °C, respectivamente. También se notó un descenso en la temperatura de ambas garras, las cuales mostraron 28.4° C.



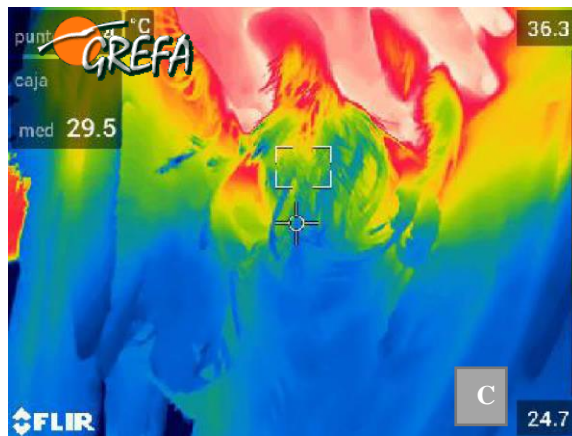


Figura 3. Termografía de extremidades torácicas y pélvicas. A) Termografía de extremidad torácica derecha. B) Termografía de extremidad torácica izquierda. C) Termografía de ambas extremidades pélvicas.

Los hallazgos en la radiografía a simple vista indicarían cardiomegalia; sin embargo, la quilla no se superpone con la columna vertebral por lo que no tiene valor diagnóstico. El sistema musculoesquelético no presenta alteraciones, al igual que el sistema respiratorio.



Figura 4. Radiografía ventrodorsal de milano real.

## Terapia

El tratamiento protocolario del hospital para pacientes electrocutados consiste en administrar buprenorfina a 0.06 mg/kg IM, meloxicam 1 mg/kg IM, marbofloxacino a 15 mg/kg IM, vitamina B a 30 mg/kg PO, propentofilina a 5 mg/kg PO, fluidoterapia IV a 1 % del peso vivo con solución de Ringer con lactato, curaciones con suero salino fisiológico NaCl 0.9%, povidona yodada al 1%, silvederma pomada (sulfadiazina de plata), tulgrasum antibiótico (apósito de tull impregnado con Bacitracina-zinc, Neomicina sulfato, Polimixina B sulfato) y vendaje interdigital. Además de realizar terapia láser en ambas extremidades pélvicas y en la extremidad torácica izquierda.

## Evolución

Al día 18 de septiembre de 2019, el ave permanece en decúbito esternal en la UCI, la misma posición desde el día anterior, continúa con incapacidad para ponerse de pie, anorexia y disminución de peso (808 gramos). Se continua con el tratamiento instaurado, pero se realizan modificaciones en cuanto a la antibioterapia, se prescribe clindamicina 150 mg/kg y amoxicilina + ácido clavulánico 125 mg/kg vía oral, además debido a la anorexia que presenta se comienza a dar alimentación asistida con papilla de Hill's A/D Prescription Diet Restorative Care para perros y gatos al 2% de su peso corporal. En cuanto a la analgesia, la buprenorfina es cambiada a tramadol 15mg/kg vía oral y la fluidoterapia continúa siendo endovenosa con Ringer Lactato + Solución salina al 0.9%. En la UCI se colocan toallas para acolchar la superficie y evitar úlceras de decúbito.

Al día siguiente el ave continuó bajando de peso (760 gramos), además de que las lesiones empeoraron mostrando necrosis en las extremidades posteriores y edema extremidad anterior izquierda (Figura 5 a, b), además de que las fotografías térmicas de las patas mostraban ligero aumento en la temperatura, lo cual estaba asociado a edema caliente, mientras que la temperatura del ala izquierda disminuyó en comparación con el primer registro de temperatura (Figura 6 a, b, c, d).

Debido a la evolución desfavorable de las lesiones, la pérdida total de sensibilidad y necrosis de garra derecha y ala izquierda se decide aplicar eutanasia.





Figura 5. Fotografías de las garras de ambas extremidades pélvicas. A) Vista dorsal de extremidad pélvica derecha. B) Vista plantar de la extremidad pélvica izquierda.

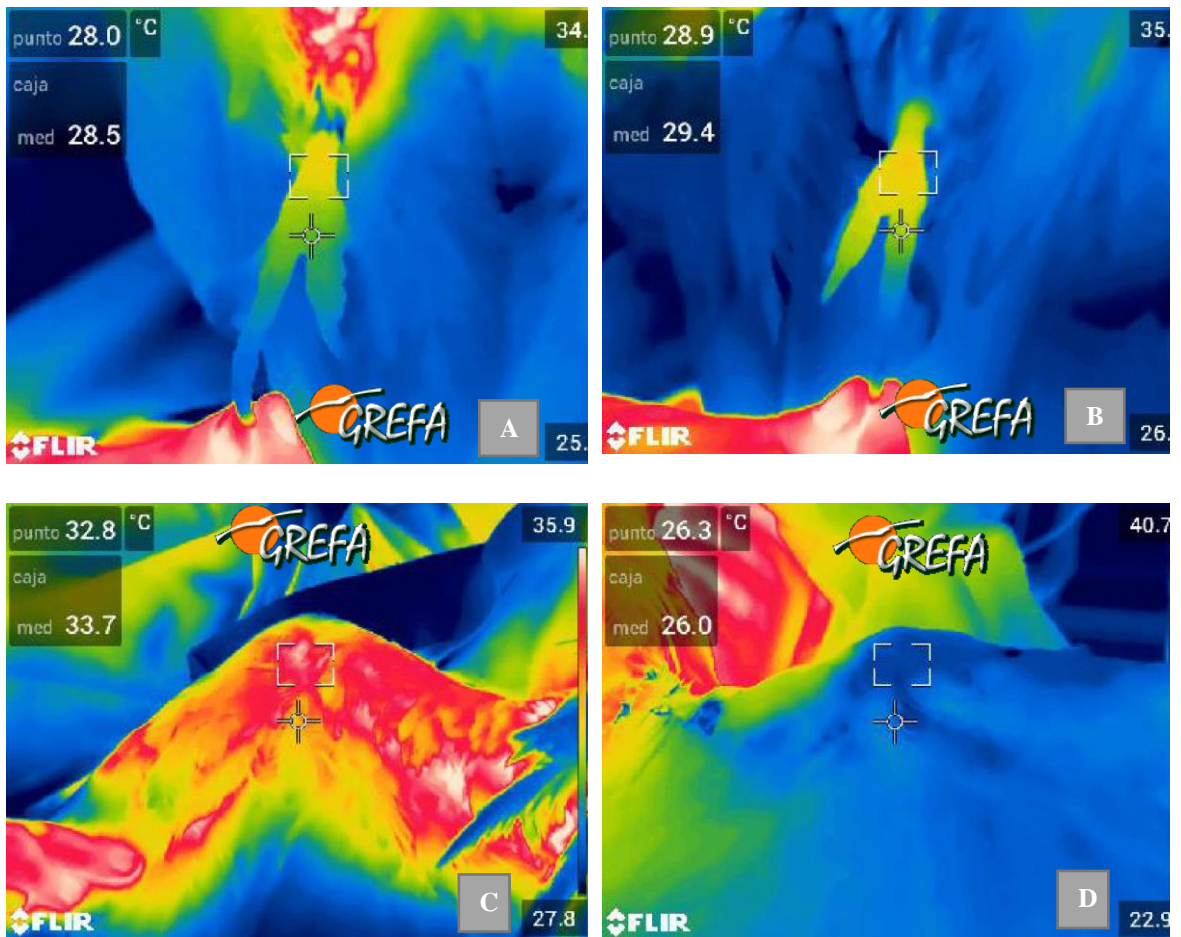


Figura 6. Termografías de diversas áreas anatómicas. A) Extremidad pélvica derecha. B) Extremidad pélvica izquierda. C) Extremidad torácica derecha. D) Extremidad torácica izquierda.

### 3.2 Traumatismo

Se estima que, en el mundo, cada año, miles de millones de aves mueren debido a fuentes antropogénicas que incluyen colisiones con estructuras hechas por el hombre, como vehículos, edificios y ventanas, líneas eléctricas, torres de comunicación y turbinas eólicas; vallas o cercas, depredación, disparos por arma de fuego, anzuelos y redes de peces y otros traumas de origen desconocido. Los ingresos y muertes por trauma en diferentes centros de rehabilitación representan alrededor del 37.4% al 49.5%.<sup>8,19,20</sup>

En las aves silvestres, el traumatismo ocular o de estructuras circundantes es la causa más común de morbilidad ocular (más del 30%), debido al choque con automóviles, ventanas, árboles, edificios u otras estructuras.<sup>21,22</sup> El traumatismo craneoencefálico también puede estar asociado con hallazgos en el examen físico de anisocoria, desprendimiento de retina o hemorragia en la cámara anterior del ojo.<sup>23</sup>

La mayoría de las especies de aves dependen de la visión, ya sea como un medio de interacción social o para recopilar información crítica para la supervivencia y enfrentar desafíos como el vuelo, la necesidad de encontrar y adquirir tipos específicos de alimentos, hábitats, patrones de actividad variables y conductas reproductivas y selección sexual.<sup>24</sup>

Todas las aves liberadas deben estar en buenas condiciones físicas y tener la visión necesaria para cazar, en el caso de las aves de presa nocturnas, dependen tanto de la visión como de la audición, por lo que ambos sentidos se consideran criterios principales en la rehabilitación. Se menciona que liberar a un ave sin un ojo representa una gran desventaja; sin embargo, en diferentes centros de rehabilitación se han liberado aves de presa nocturnas después de haber pasado con éxito varias pruebas de visión y se ha demostrado su sobrevivencia, la razón de esto es que estas aves dependen en gran medida de la audición para atrapar presas. En estos casos, se recomienda que la liberación del ave sea en una zona remota, lejos de carreteras o zonas transitadas.<sup>21, 25, 26</sup>

Un examen oftalmológico completo incluye la evaluación palpebral, los reflejos pupilares y de amenaza, tinción de fluoresceína, oftalmoscopia directa e indirecta, tonometría, electroretinografía y ultrasonografía, entre otras, para identificar las lesiones oculares y

evaluar la enfermedad. Las lesiones oculares más frecuentes son coriorretinitis, iridociclitis, cataratas, úlceras corneales, desprendimiento de retina, hipema, sinequia posterior y hemorragia vítrea. <sup>21</sup>

### Historia clínica

Un ejemplar adulto de mochuelo común (*Athene noctua*) ingresa el 11 de agosto de 2019 al centro después de haber sido encontrado en el suelo sin poder volar en el municipio de Galapagar, se registra con el número de historial 19/6070.

### Examen clínico

Al examen físico el ave registra un peso de 144.5 gramos, alteración en la visión y deshidratación del 8%. La palpación abdominal y la auscultación del sistema cardiorrespiratorio fueron normales. Se realiza tinción de fluoresceína la cual da como resultado negativo y oftalmoscopia que de acuerdo con las observaciones el diagnóstico es coriorretinitis traumática aguda y desprendimiento de retina en el ojo derecho (Figura 7).



Figura 7. Desprendimiento de retina ojo derecho, se puede observar la gran área gris alrededor del pecten.

## Terapia

El tratamiento inicial, debido a que el resultado de la tinción de fluoresceína fue negativo, fue aplicar una gota de solución de prednisolona acetato en ojo derecho a diario, meloxicam a 1 mg/kg PO durante 3 días y fluidoterapia subcutánea con solución de Ringer lactato y solución salina fisiológica al 0.9%.

## Evolución

Al día 28 de agosto de 2019, después de mantenerlo varios días con antiinflamatorio oftálmico y de observar su comportamiento en la instalación, se realiza una electroretinografía (Figura 8) bajo anestesia inhalada (sevoflurano), se observa que hay respuesta en ambos ojos, pero con una marcada diferencia entre ambos, siendo el derecho el que presenta menor respuesta, con lo anterior se decide la evisceración del globo ocular. Al ser un ave nocturna será capaz de adaptarse ya que depende más del oído que de la vista para cazar, además de que no se considera un ave migratoria por lo que tiene mayores posibilidades de sobrevivir posterior a su liberación.

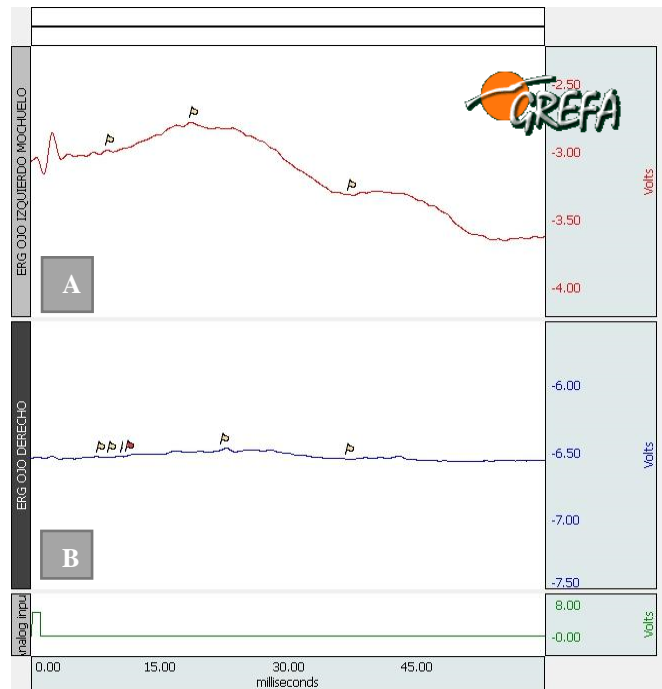


Figura 8. Electroretinografía de mochuelo común. A) Ojo izquierdo. B) Ojo derecho.

La cirugía de evisceración se programó para el día 10 de septiembre de 2019, después de un ayuno de 12 horas se realiza la evisceración y tarsorrafia del ojo derecho (Figura 9), la medicación prequirúrgica se realizó con marbofloxacino 15mg/kg IM, buprenorfina 0.06mg/kg y meloxicam 1 mg/kg IM.

Después de la inducción con isoflurano se coloca una aguja intraósea, lo anterior para mantener una vía permeable para cualquier emergencia, también se coloca un tubo endotraqueal. La sala del quirófano se mantiene a 30° C para comodidad del paciente y evitar que su temperatura disminuya, además de que en la mesa de cirugía se cuenta con un tapete térmico. Durante la cirugía se mantiene estable y se valoran las constantes por medio de un monitor de parámetros fisiológicos (temperatura 39.9, frecuencia cardíaca 280, frecuencia respiratoria 20), al terminar el procedimiento se retira la aguja intraósea, esperamos a que despierte en su totalidad para poder retirar el tubo endotraqueal y se le deja tranquilo en una UCI con oxígeno por unas horas. Para el manejo postquirúrgico se prescribe meloxicam 1mg/kg PO, tramadol 15mg/kg PO, amoxicilina - ácido clavulánico 125mg/kg PO y curaciones.



Figura 9. Evisceración y tarsorrafia de ojo derecho.

Para el día 27 de septiembre de 2019, después de realizar curaciones los primeros días y mantener bajo vigilancia para evitar una infección postquirúrgica y de retirar los puntos de sutura el ejemplar, la herida presenta completa cicatrización (Figura 10) por lo que se da el alta médica.



Figura 10. Ejemplar con tarsorrafia totalmente cicatrizada.

#### Resolución:

Al recibir el alta médica, el ejemplar se canaliza al área de rehabilitación, en donde se le reacondicionará físicamente y además se probará su capacidad de cazar, posteriormente será liberado en un sitio adecuado para su sobrevivencia.

#### 3.3 Lesión por arma de fuego

Se considera trauma por arma de fuego a las lesiones de tejido blando u ortopédicas con evidencia radiográfica de perdigones, balas o fragmentos de balas asociados con las heridas. Las diferencias en los tipos de lesiones o las tasas de admisión a los centros de rehabilitación pueden estar relacionadas con las diferencias en el tamaño del cuerpo de las aves de presa,

las especies o los momentos del día en que las especies están activas. Por ejemplo, las aves de cuerpo más tienen más probabilidades de sufrir heridas de bala que las aves más pequeñas, posiblemente debido a su mayor probabilidad de ser vistos por cazadores furtivos y también por rescatistas; otro ejemplo, es la relativa ausencia de casos de traumatismos por arma de fuego en búhos, que podría explicarse por su naturaleza nocturna; sin embargo, otros estudios han identificado una mayor prevalencia de traumatismos por arma de fuego en los búhos cornudos (*Bubo virginianus*) en algunas áreas.<sup>28,29</sup>

En la mayoría de las circunstancias, es ilegal disparar a un ave de presa debido a su vulnerabilidad; sin embargo, son disparadas por una variedad de razones injustificadas ocasionando heridas que las dejan incapacitadas y con el peligro de caer a tierra donde sufren más lesiones, pueden ser depredadas o provocar su muerte inmediata.<sup>30,31</sup>

El efecto traumático directo de una herida de bala depende del tipo de bala, la pistola desde la cual se disparó la bala y el área del cuerpo impactada por la bala. La infección es una complicación común en las heridas de bala porque la herida puede permitir la entrada de patógenos en áreas de tejido desvitalizado y plumas contaminadas. Realizar radiografías es importante para localizar fragmentos metálicos y, por lo general, inicialmente se considera de pronóstico reservado en vista de la posibilidad de daño interno. Las heridas ocasionadas con disparo por arma de fuego deben limpiarse a fondo, los fragmentos de plomo incrustados en el tejido muscular generalmente no dañan toxicosis por plomo, generalmente no es necesario retirar el perdigón o la bala a menos que dificulte la curación o, en virtud de su posición (por ejemplo, en el cráneo o tracto gastrointestinal) produzca signos clínicos específicos.<sup>32,33</sup>

#### Historia clínica

Un ejemplar volantón de ratonero común (*Buteo buteo*) ingresa el 19 de agosto de 2019 al centro después de haber sido encontrado por un camionero a pie de carretera en San Fernando de Henares, se registra con el número de historial 19/6215.

## Examen clínico

Durante la palpación en el examen físico se logra identificar una fractura cerrada de ulna derecha y fractura de falange I del dedo III izquierdo, deshidratación del 10% y presencia de ectoparásitos, tiene un peso de 768 gramos. Las pruebas diagnósticas utilizadas en este caso fueron radiografías (Figura 11 a, b).

## Radiografías

En los hallazgos se confirma que el ave fue disparada y presenta diversos perdigones en el cuerpo que le provocaron fractura de ulna derecha que se clasifica como espiroidea, fractura del metacarpo mayor derecho en la epífisis distal, fractura de falange I del dedo III izquierdo.



Figura 11. Radiografías de ratonero. A) Radiografía VD ratonero, fractura espiroidea de ulna y metacarpo derecho. B) Radiografía ratonero, presencia de perdigones en dedos y la fractura de falange I del dedo III de la extremidad pélvica izquierda.

## Terapia

El tratamiento instaurado fue proporcionar fluidoterapia IV 2% del peso corporal con ringer lactato (1er día) y los días posteriores combinada 1:1 con solución salina fisiológica al 0.9%, amoxicilina-clavulánico 125 mg/kg PO, clindamicina 150 mg/kg PO, meloxicam 1 mg/kg



IM, buprenorfina 0,06 mg/kg IM, vendaje en ocho de ala derecha y colocación de férula en metacarpo derecho.

### Evolución

A partir del segundo día de ingreso la analgesia se mantuvo con tramadol 15mg/kg vía oral, y la rehidratación IV continuó siendo al 2% de su peso corporal con solución salina y ringer lactato 1:1. Se le dejó alimento en la muda; sin embargo, no comía por lo que se decidió añadir vitamina B 30mg/kg PO como estimulante del apetito y alimentación asistida con A/D hasta que acepte comer por sí solo, lo cual hizo un par de días después.

Al día 28 de agosto de 2019 se realiza radiografía latero lateral (Figura 12) para asegurar que la fractura esté alineada y no haya desplazamiento de fragmentos, al terminar se vuelve a colocar férula y vendaje en ocho.



Figura 12. Radiografía control. Evaluación de la alineación de fractura de ulna derecha

El día 05 de septiembre de 2019 se realiza radiografía control (Figura 13 a, b) para evaluar la formación del callo óseo, a la palpación aún presenta cierta movilidad la fractura de ulna y en la radiografía aún se percibe la línea de fractura de esta.

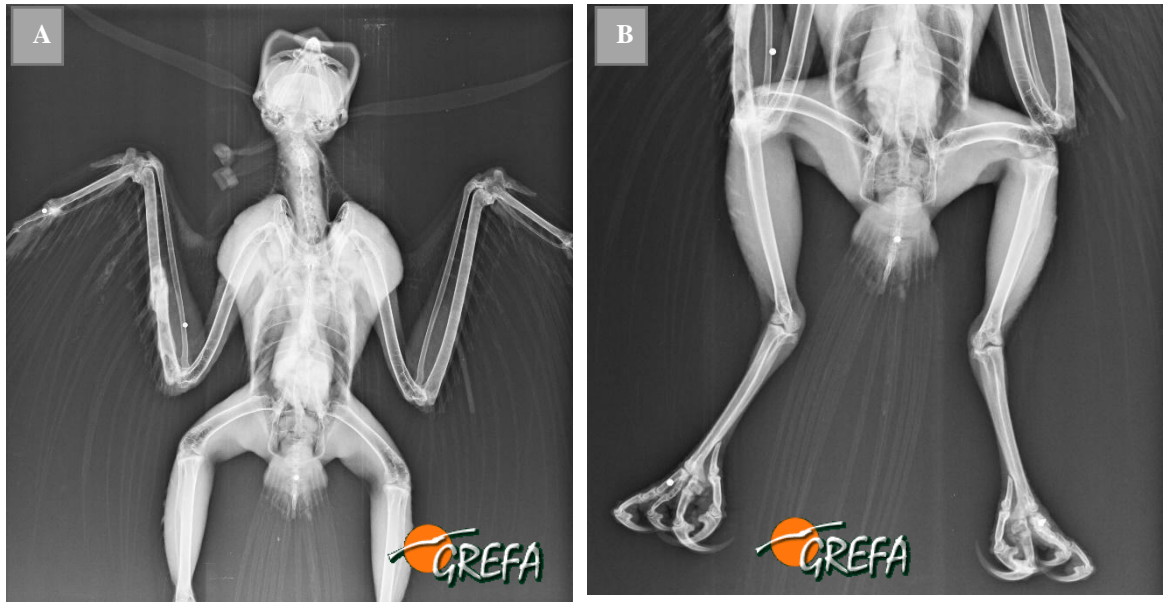


Figura 13. Radiografía control. A) Se percibe la línea de fractura y formación del callo óseo de ulna derecha. B) Se percibe la fractura de falange proximal del dedo III de la extremidad posterior izquierda.

Asociado al tiempo que ha pasado en recuperación en el que debe mantenerse con un vendaje, y a pesar de controlar su peso y colocarle diferentes tipos de posaderos el ejemplar en la revisión del día 08 de septiembre de 2019 se nota la presencia de lesiones consistentes con pododermatitis grado II (Figura 14 a, b), por lo que se hace limpieza de las zonas afectadas y se aplica tintura de Benjui en la zona plantar del miembro posterior izquierdo, que es el más afectado mientras que en la zona plantar del miembro posterior derecho se aplica pomada antibiótica.



Figura 14. Pododermatitis en ratonero común. A) Pododermatitis grado II de miembro pélvico derecho. B) Pododermatitis grado I de miembro pélvico izquierdo.

El día 09 de septiembre de 2019 se realiza otra radiografía control para evaluar el proceso de osificación (Figura 15), en la placa se nota formación de callo óseo de todas las fracturas, además de que a la palpación el callo óseo se nota bastante formado, se decide retirar el vendaje y férula.



Figura 15. Radiografía VD, formación de callo óseo de ulna derecha.

Tras pasar los días anteriores en una muda de recuperación se le hace otra revisión el día 13 de septiembre de 2019 antes de enviarlo a rehabilitación, con un peso de 810 gramos, se toman medidas de extensión alar, presenta fibrosis leve en patagio y anquilosis del carpo; sin embargo, cuando se le deja en la muda de rehabilitación vuela muy bien por lo que de momento se decide no realizar fisioterapia. Después de pasar una semana en una muda abierta de rehabilitación se le realiza una radiografía para evaluar la condición de las fracturas (Figura 16). Vuela muy bien por toda la muda.



Figura 16. Radiografía VD, fracturas totalmente osificadas.

## Resolución

Se traspasa definitivamente al área de rehabilitación en donde se seguirá ejercitando y después probarán su capacidad para cazar para posteriormente ser liberado. Las lesiones por pododermatitis han desaparecido ya que ahora cuenta con un área muy amplia para volar y no permanece posado en el mismo sitio.

### 3.4 Enfermedades metabólicas

La categoría de enfermedad metabólica o nutricional representa una causa importante de ingreso en algunos centros de rehabilitación, alrededor del 3.3 % al 11.1 %.<sup>5,8</sup> La estacionalidad parece afectar a algunas especies, por ejemplo, los ingresos por enfermedad metabólica ósea aumentan durante la temporada de reproducción y disminuyen durante el invierno.<sup>8</sup>

La enfermedad ósea metabólica produce múltiples fracturas o curvaturas de los huesos largos, en aves en crecimiento se le denomina raquitismo y está caracterizado por cambios osteopénicos resultantes de la falta de calcificación de la matriz osteoide y ausencia de mineralización de células de cartílago hipertrófico en las placas de crecimiento epifisiarias. Esto generalmente se debe a una dieta con una relación inadecuada de Ca:P y vitamina D en la dieta, como una compuesta completamente de carne deshuesada. La enfermedad clínica puede progresar rápidamente después de comenzar una dieta inapropiada.<sup>26,34</sup>

## Historia clínica

Un polluelo de cernícalo vulgar (*Falco tinnunculus*) ingresa el 24 de agosto de 2019 al centro después de haber sido encontrado en un camino, a las afueras de Seseña, ha sido mantenido de manera ilegal por un largo periodo y lo han alimentado con pechuga de pavo, se registra con el número de historial 19/6285.

## Examen clínico

A la evaluación a distancia el ejemplar no es capaz de mantenerse de pie y tiene mal aspecto en general, presenta deshidratación del 6%, las alteraciones encontradas a la palpación son fractura de húmero derecho, fractura de ulna izquierda, fractura de metacarpo derecho, fractura de fémures, fractura de tibiotarsos, fractura de columna, parálisis posterior y pérdida de la sensibilidad; heridas en la zona del metacarpo izquierdo, luxación de hombro derecho y plumaje deteriorado, además de ausencia de plumas ala derecha. Debido a que es un centro en el que las personas que entregan a los ejemplares pueden dar seguimiento y toda decisión debe ser justificada se decide realizar una radiografía para confirmar los hallazgos (Figura 17), el diagnóstico final es síndrome metabólico óseo el cual provocó múltiples fracturas patológicas.



Figura 17. Radiografía VD de cernícalo vulgar con fracturas múltiples.

## Resolución

Asociado al tiempo que estuvo bajo manejo y alimentación deficiente, todas las fracturas que presentaba se consideraron irrecurables, por lo que se decide eutanasiar al ejemplar.

### 3.5 Intoxicación por plomo

La intoxicación oral por plomo constituye una amenaza antropogénica, potencialmente letal para la vida silvestre, con efectos negativos en la salud general, la reproducción y el comportamiento. Uno de los principales grupos afectados por la intoxicación por plomo son las aves de presa.<sup>35</sup> El comportamiento depredador y carroñero de estas especies, junto con su alta posición trófica en las redes alimentarias terrestres, los hacen particularmente susceptibles a la exposición y bioacumulación de contaminantes ambientales.<sup>36</sup>

La exposición en depredadores y carroñeros ocurre de manera indirecta cuando consumen la carne o vísceras de un animal que ha recibido un disparo por arma de fuego con munición de plomo y que no fueron recuperados por el tirador. Es importante destacar que las municiones de plomo se expanden y luego se fragmentan, como resultado un promedio de entre 235 y 170 fragmentos de plomo permanecen en la carcasa y vísceras, lo que aumenta la posibilidad de que múltiples individuos puedan estar expuestos, especialmente buitres y cóndores que forman grupos de alimentación. La exposición también ocurre al ingerir plomo de otras fuentes, por ejemplo, las aves heridas que llevan municiones de plomo o aves debilitadas por envenenamiento sirven de presa para estos depredadores. La ingestión de aparejos de pesca es también un mecanismo potencial de envenenamiento en águilas pescadoras (p. ej., *Pandion haliaetus* y *Haliaeetus* spp).<sup>37,38</sup>

Las aves de presa diurnas mantienen un pH estomacal relativamente bajo en comparación con otras especies, esto y la acción muscular del ventrículo propicia que el plomo se desgaste, se solubilice y se absorba a través del tracto gastrointestinal a través del mismo mecanismo de transporte utilizado para la absorción de calcio. La velocidad y el grado de absorción dependen de varios factores, que incluyen la forma física del plomo, el tamaño de partícula, la fisiología gastrointestinal específica de la especie y el tiempo de tránsito, y el estado

nutricional y la edad específicos del individuo. Una vez absorbido, el plomo se distribuye a muchos tejidos en todo el cuerpo. La vida media del plomo in vivo es muy variable, con concentraciones detectables presentes durante semanas en la sangre, meses en órganos de tejidos blandos y años en hueso.<sup>38,39</sup>

Los signos clínicos compatibles con la intoxicación por plomo están relacionados con el sistema nervioso, gastrointestinal, hematopoyético y renal. Los signos también pueden ser inespecíficos y limitarse a debilidad, anorexia y pérdida de peso. Los signos relacionados con la disfunción del sistema nervioso son letargo, caída de alas, paresia y parálisis de piernas, pérdida de la propiocepción consciente (conciencia posicional), cambios en la fonación, inclinación de la cabeza y temblores, ataxia, ceguera y convulsiones. Los signos gastrointestinales se presentan como diarrea de color verde oscuro o negro, íleo del tracto gastrointestinal superior (esófago, proventrículo y ventrículo), lo que resulta en regurgitación y distensión.<sup>38,39,40</sup>

Esta intoxicación se identifica mediante signos clínicos y análisis radiográficos, hematológicos y bioquímicos en donde las alteraciones son anemia, hiperbilirrubinemia y enzimas hepáticas elevadas. Los métodos de laboratorio de referencia para medir el plomo incluyen la espectrometría de absorción atómica de horno de grafito y la espectrometría de masas con plasma de acoplamiento inductivo, estos métodos presentan una alta selectividad y sensibilidad para este metal; sin embargo, requieren tiempo y equipos costosos, y no son prácticos para una evaluación rápida. Por estas razones se pueden utilizar el método basado en electroquímica, la voltametría de redisolución anódica (LeadCare®), desarrollado para evaluar la exposición humana al plomo, aunque pueden ser menos preciso, es rápido y solo requiere un pequeño volumen de sangre (50 µL).<sup>38,41</sup>

Como regla general, cualquier concentración detectable de plomo en la sangre o los tejidos es anormal y existen variaciones dependientes de la especie en las concentraciones umbral tóxicas. Se han reportado diferentes categorías para clasificar la exposición al plomo, para fines de este trabajo se utilizará la siguiente categoría: baja exposición < 20 µg / dL, subclínica 20 µg / dL - 50 µg / dL, toxicidad clínica 50 µg / dL - 100 µg / dL, toxicidad aguda y severa > 100 µg / dL.<sup>41,42</sup>

Existe evidencia que incluso a dosis bajas, la exposición al plomo causa una serie de efectos subletales como deterioro neurológico, disfunción orgánica, alteración del sistema inmunitario y deterioro reproductivo, por lo que es importante tener en cuenta que la concentración de plomo en sangre no siempre se correlaciona con la gravedad de los signos clínicos. <sup>38, 39, 41, 43, 43</sup>

En el hospital de fauna silvestre de GREFA se cuenta con un protocolo de actuación en caso de ingreso de aves con sospechas por intoxicación por plomo, de rutina todas las aves carroñeras son sospechosas y se les realiza la prueba, el contar con un sistema informático que indica la reseña del ave que va a ingresar al área de clínica permite preparar el equipo de contención a utilizar además de todos los insumos médicos o de laboratorio que se pueden requerir, se realizan radiografías para descartar cuerpos extraños y se obtienen muestras de sangre mediante venopunción de las venas braquiales o metatarsianas. Otras pruebas complementarias con hematología, bioquímica sérica y coproparasitoscópicos (Figura 18 a, b, c).

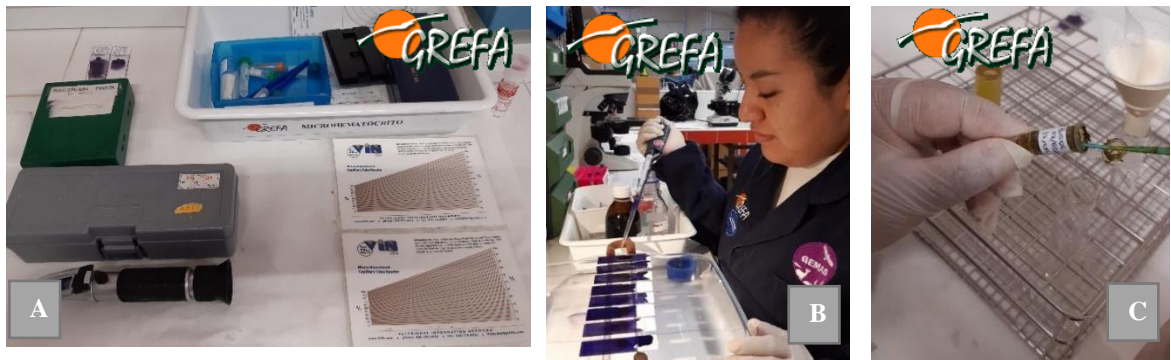


Figura 18. A) Material para realizar hemogramas. B) Tinción de frotis con Wrigth-Giemsa. C) Evaluación coproparasitoscópica.

El método analítico utilizado en este centro es por medio de un dispositivo portátil de voltamperometría de redisolución anódica (LeadCare II) (Figura 19 a, b). El dispositivo permite medir concentraciones de plomo en la sangre en tres minutos usando una muestra de 50  $\mu$ l. El intervalo de trabajo para las concentraciones de plomo en la sangre es 3,3–65  $\mu$ g/dl.



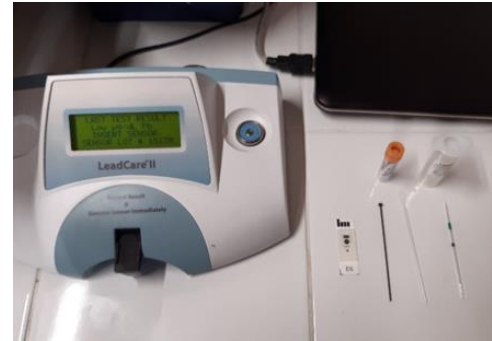
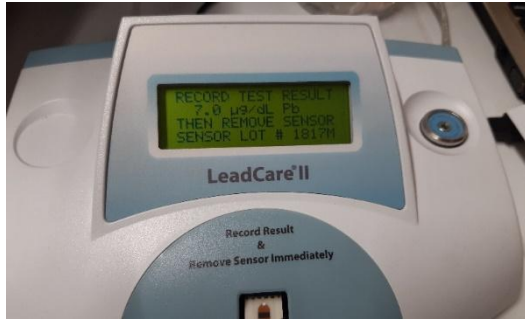


Figura 19. A) LeadCare II. B) Kit de evaluación y sangre en tubo con heparina.

Durante el periodo de estancia se recibieron diversas especies de aves con intoxicación por plomo, para fines de este trabajo se seleccionaron solamente 30 ejemplares de buitre leonado (*Gyps fulvus*) ya que estudios previos de este centro demuestran ser de las aves más afectadas. Los resultados que se hallaron mostraron que 19 ejemplares contenían baja exposición a plomo con resultados entre  $<3,3 \mu\text{g} / \text{dL}$  a  $19,3 \mu\text{g} / \text{dL}$  y 11 ejemplares se encontraban en categoría subclínica con valores entre  $21,4 \mu\text{g} / \text{dL}$  a  $42,1 \mu\text{g} / \text{dL}$  (Cuadro 1).

Cuadro 1. Valores de plomo en sangre de buitres leonados (*Gyps fulvus*).

Baja exposición $< 20 \mu\text{g} / \text{dL}$		Subclínica $20 \mu\text{g} / \text{dL} - 50 \mu\text{g} / \text{dL}$		Toxicidad clínica $50 \mu\text{g} / \text{dL} - 100 \mu\text{g}$		Toxicidad aguda y severa $> 100 \mu\text{g} / \text{dL}$	
No.	Valor Pb	No.	Valor Pb	No.	Valor Pb	No.	Valor Pb
Historial	$\mu\text{g}/\text{dl}$	Historial	$\mu\text{g}/\text{dl}$	Historial	$\mu\text{g}/\text{dl}$	Historial	$\mu\text{g}/\text{dl}$
19/4563	19,3	19/4561	26	-	-	-	-
19/5935	7,1	19/4562	26,2	-	-	-	-
19/5971	13,3	19/5566	26,5	-	-	-	-
19/6067	7	19/5937	35,8	-	-	-	-
19/6262	16,8	19/6010	42,1	-	-	-	-
19/6527	$<3,3$	19/6384	22	-	-	-	-
19/6528	18,4	19/6503	21,4	-	-	-	-

19/6529	8,5	19/6526	27,6	-	-	-	-
19/6530	15,1	19/6536	28,3	-	-	-	-
19/6531	4,5	19/6537	27,7	-	-	-	-
19/6532	17,7	19/6539	31,8	-	-	-	-
19/6533	5,4	-	-	-	-	-	-
19/6534	11,8	-	-	-	-	-	-
19/6535	7,6	-	-	-	-	-	-
19/6538	11,9	-	-	-	-	-	-
19/6540	15,1	-	-	-	-	-	-
19/6541	9,9	-	-	-	-	-	-
19/6542	14,8	-	-	-	-	-	-
19/6514	8,8	-	-	-	-	-	-

El protocolo de medicación en general para todos estos ejemplares se realiza con fluidoterapia endovenosa (1-2% de PV) durante una semana cada 24 horas, carbón activado, vitamina B, antibiótico (marbofloxacino, amoxicilina-ácido clavulánico o metronidazol) en casos donde los signos digestivos sean muy evidentes, así como metoclopramida. En este centro los quelantes de plomo no se utilizan de manera rutinaria, se opta por un tratamiento paliativo y fluidoterapia para favorecer la diuresis. Al cabo de una semana la muestra sanguínea se repite para evaluar los niveles de plomo en sangre.

Como se mencionó anteriormente el plomo absorbido se transporta en el torrente sanguíneo y se deposita rápidamente en tejidos blandos, principalmente hígado y riñones, pero también en los huesos y las plumas en crecimiento de las aves. Es importante tener en cuenta que las concentraciones de plomo circulante pueden cambiar rápidamente, ya que la toxina se mueve hacia y desde otros tejidos. Por lo tanto, es importante saber que las concentraciones de plomo en sangre son dinámicas y que un solo análisis de sangre no caracteriza la exposición al plomo o el grado de envenenamiento.<sup>38,45</sup> Lo anterior se comprobó con el seguimiento a los resultados de las muestras de los ejemplares 19/6067 y 19/6384, en donde las mediciones de plomo en sangre fueron fluctuantes a lo largo de cuatro mediciones (Cuadro 2).

Cuadro 2. Comparación de valores de plomo en sangre de buitres leonados (*Gyps fulvus*) al ingreso y un mes después.

19/6067		19/6384	
Fecha	Valor Pb $\mu\text{g/dl}$	Fecha	Valor Pb $\mu\text{g/dl}$
08/08/19	7	02/09/19	22
15/08/19	4,3	09/09/19	21,3
28/08/19	18,4	24/09/19	22,6
10/09/19	10,4	09/10/19	26,4

### 3.6 Ingestión de basura.

Los aumentos en la abundancia de desechos sólidos como resultado del crecimiento de la urbanización y las actividades humanas han hecho que los materiales antropogénicos estén comúnmente disponibles en ambientes terrestres y marinos.<sup>46</sup> Los desechos antropogénicos son problemáticos debido a sus efectos negativos en la vida silvestre, está bien documentado que el plástico y los desechos pueden tener efectos devastadores en los peces, aves y mamíferos marinos a través de la ingestión y el enredo.<sup>47</sup> A diferencia de las aves marinas, la mayoría de las aves de presa están especializadas en la caza de presas vivas; sin embargo, en los últimos años con la vigilancia intensiva de los proyectos de conservación se ha documentado el comportamiento inusual de tragar objetos no digeribles, no alimentarios y a menudo hechos por el hombre en cóndores y buitres, la basura que ingieren incluye fragmentos de vidrio, porcelana y plástico, objetos metálicos como tapas de botellas, pequeñas rocas, palos, hierba, lana y pieles, entre otras. Se sugieren tres posibles funciones para este comportamiento.

La primera supone que la basura puede ingerirse con la creencia errónea de que es un fragmento óseo, debido a la dieta baja en calcio, pueden buscar huesos pequeños que yacen en el suelo como fuentes alternativas de calcio, esta necesidad de encontrar fuentes de calcio podría explicar el consumo de piezas de porcelana blanca, tuberías de PVC blanco, plástico, vidrio y basura de color blanco o marrón en la creencia errónea de que es hueso; sin embargo, no explica el consumo de metal y otros objetos extraños.<sup>48</sup>

Una segunda explicación se relaciona con los hábitos alimenticios, dependiendo de la parte de la carcasa para la que estén especializadas las aves carroñeras se alimentan de tejidos blandos, algunas especies consumen pelo, cuernos o pezuñas que no pueden ser digeridas y necesitan ser expulsadas por medio de la egagrópila, las especies que no consuman grandes cantidades no tendrán el material suficiente para formar egagrópilas, por lo que pueden buscar deliberadamente ingerir otros objetos para permitirles acumular un volumen suficiente de material para que la acción peristáltica los expulse como egagrópila. El consumo de objetos pequeños e indigeribles puede haber sido un comportamiento que originalmente tenía un valor adaptativo, y cualquier artículo natural ingerido normalmente (hierba, hojas, ramas, corteza) no habría sido mortal y habría ayudado a la formación de egagrópilas; sin embargo, la situación ha cambiado al encontrarse desechos humanos que pueden provocar intoxicación o perforación del tracto digestivo.<sup>48</sup> Otra posible explicación para el consumo de basura es la búsqueda de nuevos alimentos, si la disponibilidad de carroña es baja, las aves pueden necesitar encontrar fuentes alternativas de energía para sobrevivir. Muchas especies de buitres ocasionalmente comen una amplia gama de elementos aparentemente inusuales, como tortugas, huevos e insectos, y el consumo de basura parece tener el potencial de contener material digerible que liberará energía.<sup>48</sup>

Cualquiera que sea el origen de este comportamiento el consumo de plástico y basura causa varios daños como la reducción de la capacidad del estómago y por lo tanto el consumo de alimento, reducción en la tasa de crecimiento, niveles bajos de éxito reproductivo, lesiones internas, bloqueo intestinal y muerte.<sup>49, 50</sup> Por ejemplo, se ha documentado el consumo de basura en una población reintroducida de cóndor de California (*Gymnogyps californianus*) al sur de California, EUA, en la cual se ha encontrado vidrio, metal y plástico en los nidos, además de reducción en la supervivencia de los pollitos causada por desnutrición y envenenamiento por zinc, lo cual amenaza el restablecimiento de una especie en peligro crítico.<sup>51</sup>

### Historia clínica

Un juvenil de buitre negro (*Aegyptius monachus*) ingresa al centro el 18 de septiembre de 2019 después de haber sido encontrado a lado de una carretera, en la comunidad de Castilla

- La mancha, durante el trayecto le han ofrecido conejo y pechuga de pavo como alimento, se registra con el número de historial 19/6515.

#### Examen clínico

Al examen físico registra un peso de 5400 gramos, condición corporal 2/5 (delgado), plumaje en mal estado, deshidratación del 10%, la palpación abdominal y la auscultación del sistema respiratorio fueron normales; sin embargo, en la auscultación cardiaca se detectó bradicardia, por lo que se tomó la decisión de hacer una prueba de plomo en sangre inmediatamente la cual arrojó un resultado de 10.9 ug/dl, por lo que se considera que es un ejemplar con intoxicación por plomo, también se realiza estudio radiográfico para descartar cualquier anomalía, los hallazgos fueron la presencia de objetos radiopacos en buche, proventrículo y ventrículo (Figura 18).



Figura 18. Presencia de cuerpos extraños en esófago, buche, proventrículo y ventrículo.

#### Terapia

El tratamiento inicial que se aplicó fue vitamina E + selenio 0.1 mg/Kg IM ONCE y fluidoterapia IV con solución Ringer lactato + Duphalyte 1:1 al 1.5 % de su peso corporal.

## Evolución

Al día siguiente por la mañana encontramos en su recinto trozos de empaque tetrapack, piedras, tela y plástico que regurgitó (Figura 19). Se le aplica nuevamente fluidoterapia IV al 1% de su peso corporal y se indican otros medicamentos debido a los resultados de la bioquímica sanguínea y hemograma.



Figura 19. Cuerpos extraños expulsados.

Durante los días que ha estado hospitalizado ha comido bastante bien, se realizan radiografías nuevamente para evaluar el progreso de los cuerpos extraños en tracto digestivo (Figura 20), además también se realiza oftalmoscopia sin presentar alteraciones.

Las heces en la muda tienen consistencia líquida y color oscuro, se toma una muestra para análisis fecal (sedimentación y flotación), en los que se observaron coccidias, se prescribe trimetoprim-sulfametoxazol 48 mg/kg PO BID como tratamiento, pero también se considera como antibiótico preventivo en los pacientes intoxicados con plomo.



Figura 20. Presencia de estructura radiopaca en ventrículo.

## Resolución

El ejemplar continuó bajo evaluación y tratamiento médico, hasta repetir sus estudios sanguíneos.

### 3.7 Criterios de eutanasia

Basado en el bienestar animal, la eutanasia es una opción final en la rehabilitación de todas las especies de vida silvestre.<sup>52</sup> El triaje es clave para garantizar el bienestar de los ejemplares de fauna silvestre, ya que es un proceso que permitirá la eutanasia en animales que se consideren poco aptos para ser devueltos a vida silvestre. Las decisiones de triaje deben tomarse rápidamente, idealmente dentro de las 48 horas posteriores a la admisión para evitar el sufrimiento innecesario de los ejemplares bajo cuidado humano. Una revisión veterinaria debe ser parte del proceso de selección para realizar la eutanasia, en centros donde los ingresos son constantes durante el día y la noche, se recomienda hacer una clasificación de los criterios de eutanasia que permitan al personal no veterinario capacitado la toma de decisiones. La eutanasia debe considerarse para cualquiera de las siguientes presentaciones: pérdida de un ojo o visión reducida (los búhos pueden ser una excepción), incapacidad para

alimentarse naturalmente, lesiones físicas graves que provoquen la pérdida de la función de una o ambas alas o piernas, traumatismo cutáneo, daño o amputación de los dedos de los pies o garras que evitan la caza y la percha normales, signos neurológicos que sugieran enfermedades virales, aves con pronóstico reservado como shock irreversible, septicemia o la falta de respuesta a estímulos.<sup>53, 54, 55</sup>

Las resoluciones de los animales que ingresaron del 01 de julio al 27 de septiembre del 2019 son las siguientes, se realizó la eutanasia al 28% de los animales ingresados (649 animales) (Figura 21), el 32% (739 animales) murieron durante los primeros días de tratamiento, el 39% (888 animales) fueron liberados mientras que el 1% (17 animales) fueron trasladados a sitios de aclimatación para su posterior liberación.

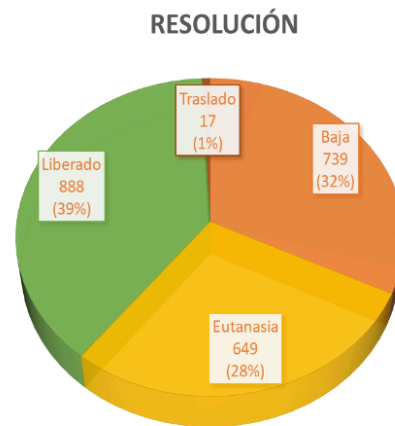


Figura 21. Resolución de ejemplares del 01 de julio al 27 de septiembre de 2019.

La eutanasia en el centro se realiza con anestesia inhalada y posteriormente sobredosis de barbitúricos endovenosos, algunas de las causas de eutanasia en el centro fueron un ejemplar de búho real (*Bubo bubo*) adulto con fractura expuesta con necrosis de metacarpo izquierdo, exposición y necrosis de tendones de aproximadamente 5 cm de largo en el radio y ulna izquierdos (Figura 22 a, b). Otro caso fue el de un cárabo común (*Strix aluco*), adulto encontrado enredado en una valla cinéptica la cual ocasionó heridas perforantes y exposición de músculos y tendones (Figura 23 a, b, c). De acuerdo con el protocolo del centro



a todos los ejemplares que mueren o se les aplica la eutanasia se les realiza necropsia para determinar la causa de muerte.



Figura 22. A y B) Fractura expuesta de metacarpo izquierdo en búho real.



Figura 23. A y B) Presencia de fragmento de alambre enredado entre las plumas y tejidos.  
C) Radiografía con presencia de fragmento de alambre (valla cinégetica) enredado en ala izquierda.

#### IV. LITERATURA CITADA

1. Guy, A. J., Curnoe, D. (2013). Guidelines for the Rehabilitation and Release of Vervet Monkeys. *Primate Conservation*, 27(1), 55-63.
2. Cowlshaw, G., Dunbar, R. (2000). *Primate Conservation Biology*. The University of Chicago Press, Chicago.
3. Redig, P. T., Duke, G. E. (1995). The effect and value of raptor rehabilitation in North America. *Transactions of the North American Wildlife and Natural Resources Conference*, 60, 162–172.
4. Rodríguez, B., Rodríguez, A., Siverio, F., Siverio, M. (2010). Causes of Raptor Admissions to a Wildlife Rehabilitation Center in Tenerife (Canary Islands). *Journal of Raptor Research*, 44(1), 30-39.
5. Harden, J. (2002). An overview of anthropogenic causes of avian mortality. *Journal of Wildlife Rehabilitation*, 25(1), 4–11.
6. Pavez, E. F., Estades, C. F. (2016). Causes of Admission to a Rehabilitation Center for Andean Condors (*Vultur gryphus*) in Chile. *Journal of Raptor Research*, 50(1), 23-32.
7. Molina-López, R. A., Casal, J., Darwich, L. (2011). Causes of morbidity in wild raptor populations admitted at a wildlife rehabilitation centre in Spain from 1995-2007: A long term retrospective study. *PloS One*, 6(9), e24603.
8. GREFA. (2012). *Acerca de GREFA*. GREFA. Consultado el 15 de octubre de 2019. <https://www.grefa.org/grefa1/acerca-de-grefa>
9. Bevanger, K. (1998). Biological and conservation aspects of bird mortality caused by electricity power lines: A review. *Biological Conservation*, 86(1), 67-76.
10. Mojica, E. K., Watts, B. D., Paul, J. T., Voss, S. T., Pottie, J. (2009). Factors Contributing to Bald Eagle Electrocutions and Line Collisions on Aberdeen Proving Ground, Maryland. *Journal of Raptor Research*, 43(1), 57-61.
11. Costantini, D., Gustin, M., Ferrarini, A., Dell’Omo, G. (2017). Estimates of avian collision with power lines and carcass disappearance across differing environments. *Animal Conservation*, 20(2), 173-181.
12. Pérez-García, J.M., Sánchez-Zapata, J.A., Robles, F. B. (2015). Modelos predictivos aplicados a la corrección y gestión del impacto de la electrocución en tendidos eléctricos sobre las aves. *Revista Catalana d'Ornitologia*, 31, 61-83.
13. Friend, M., United States Geological Survey (Eds.). (1999). *Field manual of wildlife diseases: General field procedures and diseases of birds*. Washington, D.C: U.S. Dept. of the Interior, U.S. Geological Survey.
14. Sánchez-Vizcaíno, J. M., Melero-Asensio, M., Mendoza-Vega, J. (2010). Diagnóstico y seguimiento termográfico de electrocución y fractura de radio en un águila imperial ibérica (*Aquila adalberti*). *Revista Complutense De Ciencias Veterinarias*, 4(2), 69 - 77.
15. Cooper, J. E. (2002). Non-infectious Diseases. En J. E. Cooper, *Birds of prey: Health and Disease (3rd Ed.)* (pp. 71-83). Blackwell Science.

16. Kagan, R. A. (2016). Electrocutation of Raptors on Power Lines: A Review of Necropsy Methods and Findings. *Veterinary Pathology*, 53(5), 1030-1036.
17. Melero, M., González, F., Nicolás, O., López, I., Jiménez, M. de L. Á., Jato-Sánchez, S., Sánchez-Vizcaíno, J. M. (2013). Detection and assessment of electrocution in endangered raptors by infrared thermography. *BMC Veterinary Research*, 9, 149.
18. Bagavathiappan, S., Saravanan, T., Philip, J., Jayakumar, T., Raj, B., Karunanithi, R., Panicker, T. M. R., Korath, M. P., Jagadeesan, K. (2009). Infrared thermal imaging for detection of peripheral vascular disorders. *Journal of Medical Physics*, 34(1), 43-47.
19. Erickson, W., Johnson, G. D., Young, D. P. (2005). A summary and comparison of bird mortality from anthropogenic causes with an emphasis on collisions. En C. Ralph, C. John, Terrell, R.D (Eds.), *Bird Conservation Implementation and Integration in the Americas: Proceedings of the Third International Partners in Flight Conference*, (pp. 1029-1042). Albany, CA: U.S. Dept. of Agriculture, Forest Service, Pacific Southwest Research Station.
20. Molina-López, R. A., Casal, J., Darwich, L. (2013). Final Disposition and Quality Auditing of the Rehabilitation Process in Wild Raptors Admitted to a Wildlife Rehabilitation Centre in Catalonia, Spain, during a Twelve Year Period (1995–2007). *PLoS ONE*, 8(4), e60242.
21. Seruca, C., Molina-López, R., Peña, T., Leiva, M. (2012). Ocular consequences of blunt trauma in two species of nocturnal raptors (*Athene noctua* and *Otus scops*): Ocular Consequences of Blunt Trauma in Raptors. *Veterinary Ophthalmology*, 15(4), 236-244.
22. Murphy, C. J., Kern, T. J., McKeever, K., McKeever, L., MacCoy, D. (1982). Ocular lesions in free-living raptors. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 181(11), 1302-1304.
23. Graham, J. E., Heatley, J. J. (2007). Emergency Care of Raptors. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 10(2), 395-418.
24. Fernández-Juricic, E. (2012). Sensory basis of vigilance behavior in birds: Synthesis and future prospects. *Behavioural Processes*, 89(2), 143-152.
25. Moore, B. A., Teixeira, L. B. C., Sponsel, W. E., Dubielzig, R. R. (2017). The consequences of avian ocular trauma: Histopathological evidence and implications of acute and chronic disease. *Veterinary Ophthalmology*, 20(6), 496-504.
26. Scott, D. E. (2016). *Raptor medicine, surgery and rehabilitation*. CABI.
27. Davidson, M. (1997). Ocular consequences of trauma in raptors. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 6(3), 121-130.
28. Richards, J., Lickey, A., Sleeman, J. M. (2005). Decreasing prevalence and seasonal variation of gunshot trauma in raptors admitted to the wildlife center of Virginia: 1993–2002. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 36(3), 485-488.
29. Hernandez, C. L., Oster, S. C., Newbrey, J. L. (2018). Retrospective Study of Raptors Treated at the Southeastern Raptor Center in AUBURN, Alabama. *Journal of Raptor Research*, 52(3), 379-388.
30. Desmarchelier, M., Santamaria-Bouvier, A., Fitzgérald, G., Lair, S. (2010). Mortality and morbidity associated with gunshot in raptorial birds from the province of Quebec: 1986 to 2007. *The Canadian Veterinary Journal = La Revue Veterinaire Canadienne*, 51(1), 70-74.

31. Farrow, C. S. (2009). The Wing: Posttraumatic Osteoarthritis. En C. S. Farrow, *Veterinary Diagnostic Imaging: Birds, Exotic Pets and Wildlife* (pp. 148-152). Elsevier.
32. Jekl, V., Tukac, V., Hauptman, K., Knotkova, Z., Knotek, Z. (2006). Endoscopic Removal of a Bullet from the Cranial Thoracic Air Sac of a Peregrine Falcon (*Falco peregrinus*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 20(4), 242-246.
33. Cooper, J. E. (2002). Nutritional Diseases, including Poisoning, in Captive Birds. En J. E. Cooper, *Birds of prey: Health and Disease (3rd Ed.)* (pp. 143-162). Blackwell Science.
34. Liu, S. (2002). Metabolic Disease in Animals. *Seminars in Musculoskeletal Radiology*, 06(4), 341-346.
35. Nadjafzadeh, M., Hofer, H., Krone, O. (2013). The link between feeding ecology and lead poisoning in white-tailed eagles. *The Journal of Wildlife Management*, 77(1), 48-57.
36. Herring, G., Eagles-Smith, C. A., Buck, J. (2017). Characterizing Golden Eagle Risk to Lead and Anticoagulant Rodenticide Exposure: A Review. *Journal of Raptor Research*, 51(3), 273-292.
37. Haig, S. M., D'Elia, J., Eagles-Smith, C., Fair, J. M., Gervais, J., Herring, G., Rivers, J. W., Schulz, J. H. (2014). The persistent problem of lead poisoning in birds from ammunition and fishing tackle. *The Condor*, 116(3), 408-428.
38. Fallon, J. A., Redig, P., Miller, T. A., Lanzone, M., Katzner, T. (2017). Guidelines for evaluation and treatment of lead poisoning of wild raptors: Guidelines for Lead Poisoned Raptors. *Wildlife Society Bulletin*, 41(2), 205-211.
39. Sobhakumari, A., Poppenga, R. H., Tawde, S. (2018). Avian Toxicology. En R. C. Gupta (Ed.), *Veterinary toxicology: Basic and clinical principles (3rd Ed.)* (pp. 711-731). Elsevier.
40. Horowitz, I.H., Yanco, E., Nadler R. V. (2014). Acute Lead Poisoning in a Griffon Vulture (*Gyps fulvus*) in Israel. *Israel Journal of Veterinary Medicine*, 69(3), 163-168.
41. González, F., López, I., Suarez, L., Moraleda, V., Rodríguez, C. (2017). Levels of blood lead in Griffon vultures from a Wildlife Rehabilitation Center in Spain. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 143, 143-150.
42. Franson J. C., Pain, D. J. (2011). Lead in birds. En W. N. Beyer, J. P. Meador (Eds.), *Environmental Contaminants in Biota: interpreting Tissue Concentrations* (pp. 563-593). CRC Press.
43. Wünschmann, A., Armién, A. G., Höfle, U., Kinne, J., Lowenstine, L. J., Shivaprasad, H. L. (2018). Birds of Prey. En K. A. Terio, D. McAloose, J. St. Leger (Eds.), *Pathology of Wildlife and Zoo Animals (1<sup>st</sup> Ed.)* (pp. 723-745). Elsevier.
44. Gochfeld, J. B., Michael. (2000). Effects of lead on birds (Iaridae): a review of laboratory and field studies. *Journal of Toxicology and Environmental Health, Part B*, 3(2), 59-78.
45. Pain, D. J., Mateo, R., Green, R. E. (2019). Effects of lead from ammunition on birds and other wildlife: A review and update. *Ambio*, 48(9), 935-953.
46. Jagiello, Z. A., Dylewski, Ł., Winiarska, D., Zolnierowicz, K. M., Tobolka, M. (2018). Factors determining the occurrence of anthropogenic materials in nests of the white stork *Ciconia*. *Environmental Science and Pollution Research*, 25(15), 14726-14733.

47. Steen, R., Torjussen, C. S., Jones, D. W., Tsimpidis, T., Miliou, A. (2016). Plastic mistaken for prey by a colony-breeding Eleonora's falcon (*Falco eleonora*) in the Mediterranean Sea, revealed by camera-trap. *Marine Pollution Bulletin*, 106(1-2), 200-201.
48. Houston, D. C., Mee, A., McGrady, M. (2007). Why do condors and vultures eat junk?: the implications for conservation. *Journal of Raptor Research*, 41(3), 235-238.
49. Masiá, P., Ardura, A., Garcia-Vazquez, E. (2019). Microplastics in special protected areas for migratory birds in the Bay of Biscay. *Marine Pollution Bulletin*, 146, 993-1001.
50. Asuquo, I. (2018). Plastic Waste in the Aquatic Environment: Impacts and Management. *Environment*, 2(1), 1.
51. Mee, A., Rideout, B. A., Hamber, J. A., Todd, J. N., Austin, G., Clark, M., Wallace, M. P. (2007). Junk ingestion and nestling mortality in a reintroduced population of California Condors *Gymnogyps californianus*. *Bird Conservation International*, 17(2), 119-130.
52. Sleeman, J. M. (2008). Use of wildlife rehabilitation centres as monitors of ecosystem health. En M. E. Fowler, R. E. Miller (Eds.), *Zoo and wild animal medicine* (pp.97–104). Elsevier.
53. Mullineaux, E. (2014). Veterinary treatment and rehabilitation of indigenous wildlife. *Journal of Small Animal Practice*, 55(6), 293-300.
54. Lampen, F., Bailey, T. A., Combreau, O. (2005). Medical Rehabilitation and Quarantine of Illegally Traded Macqueen's Bustard (*Chlamydotis macqueenii*) in the United Arab Emirates. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 19(1), 35-45.
55. Bewig, M., Mitchell, M. A. (2009). Wildlife. En M. A. Mitchell, T. N. Tully (Eds.), *Manual of Exotic Pet Practice* (pp. 493-529). Elsevier.