

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**HALLAZGOS HEMATOLÓGICOS Y FRECUENCIA DE PARÁSITOS
(PROTOZOARIOS Y HELMINTOS) EN AVES DE PRESA DESTINADAS A
REHABILITACIÓN MEDIANTE EL SISTEMA PARENTAL**

**TESIS QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA
PRESENTA
CARLOS ISRAEL RODRÍGUEZ GUADARRAMA**

ASESORES:

**M en C EPCV MVZ ARACELI LIMA MELO
MPA MVZ FRIDA SALMERÓN SOSA**

CIUDAD UNIVERSITARIA, CD. MX. ENERO DEL 2017.



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

DEDICATORIA

A Dios, a mi madre, a mi padre, a mi hermano y a mis majestuosas
aves de presa...

AGRADECIMIENTOS

Quiero agradecer a todas las personas que estuvieron apoyándome durante toda mi vida, inspirándome a seguir adelante y luchar por mis sueños....

A mis padres y mi hermano de los cuales tuve un apoyo incondicional siempre,.. A mi hermosa Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UNAM,.. A mis maestros y compañeros de trabajo que me ayudaron siempre a no desviarme de mis metas: Dres. Elizabeth Rodríguez, Humberto Morales, Yukie Tachika, Mariela Jácome, Iliana Gómez, Claudia García, Beatriz Vanda, Heber Santiago, Zayra Piña, Ivonne López, Aileen Ramírez,.. Al personal del CIVS-Los Reyes, del Heroico Colegio Militar y del Departamento de Patología Clínica de la FMVZ,.. A mis amigos Astrid Spinolo, Víctor Agoitia, Sofía Barandela que desde hace 7 años seguimos juntos y siempre me mostraron su apoyo de mil maneras para nunca darme por vencido,.. A Alain, Daniel, Mauricio, Laura, Abraham y Jael que siempre estuvieron pendientes de mi desarrollo personal y laboral... A mis colegas y amigos Ofelia Martínez, Lucio Pérez, Juan Pablo Dávila, Juan Cortés, Eduardo Barrón, Jorge Sánchez, Estivaly Fabela, Rocío Flores que de una u otra manera me apoyaron no solo en la realización de este trabajo sino de mil maneras para que pudiera llegar a el día de hoy,.. A mis asesoras, Dras. Araceli Lima, Frida Salmerón por nunca dejar de creer en mí y apoyarme siempre,.. a ti, Porfirio Silva por enseñarme no solo a amar lo que hago sino enseñarme que a pesar de las adversidades, uno debe de seguir firme y comprometerse hasta terminar, por ofrecerme no solo tus conocimientos profesionales sino una amistad para toda la vida...

Y lo más importante, agradecer a los seres vivos que me han regalado parte de sí mismos para aprender y ayudar a los que todavía no conozco,.. por esas noches de desvelo, días de júbilo y al final, verlos libres y disfrutando de lo que algún día un ser humano les arrebató, a ustedes, aves de presa majestuosas que surcan el cielo con gallardía y una mirada sin temor a lo que viene de frente,.. Hanne'shi hana hanne'sh,.. Tosaa're, Messer, Cut'coa, Moo'riak, Ikal, Morewa, Naiyari, Itzamara, Xochiquetzal, Athena, Hades, Zeus, Apolo, Artemisa, Cuâuhpilli, Tonantzin, Sihuca, Bassaseachi, Garras, Fénix, Dreiko, Nox'hic,.. y todas ellas que durante 7 años han tenido una clave de identificación,.. A ustedes, GRACIAS... In lak'ech...

CONTENIDO

	Página
RESUMEN	1
INTRODUCCIÓN	3
MATERIAL Y MÉTODOS	33
RESULTADOS	45
DISCUSIÓN	54
CONCLUSIONES	62
REFERENCIAS	65
CUADROS Y FIGURAS	70

(1)

RESUMEN

RODRÍGUEZ GUADARRAMA CARLOS ISRAEL. Hallazgos hematológicos y frecuencia de parásitos (protozoarios y helmintos) en aves de presa destinadas a rehabilitación mediante el Sistema Parental (bajo la dirección de: M en C EPCV MVZ ARACELI LIMA MELO y MPA MVZ FRIDA SALMERÓN SOSA).

El objetivo de esta tesis fue describir los valores hematológicos, intervalos de confianza y error estándar por especie así como hallazgos hematológicos y la frecuencia de parasitosis observados en aves de presa rehabilitadas con el Sistema Parental en México. El presente estudio se realizó con el muestreo de sangre y heces de 70 aves de presa de diferentes especies, géneros y edades dentro de las instalaciones del Centro para la Conservación en Investigación de la Vida Silvestre (CIVS)-Los Reyes (SEMARNAT), y de la Unidad para la Conservación de la Vida Silvestre (UMA) del Heroico Colegio Militar (SEDENA), ubicados en el municipio de La Paz, Estado de México y en la delegación Tlalpan, Ciudad de México respectivamente.

Los hallazgos hematológicos observados muestran diferencias en el conteo de leucocitos, heterófilos, la relación Heterófilo-Linfocito (H:L) y sólidos totales; en aves de presa rehabilitados mediante el Sistema Parental, se observó leucocitosis, heterofilia, eosinofilia e hiperproteinemia en comparación con ejemplares habituados al ser humano, así como eosinofilia en ejemplares de búhos café (*Ciccaba virgata*) parasitados con 550 ooquistes de *Eimeria*/gramo de heces.

(2)

En general, los parásitos gastrointestinales que se determinan fueron coccidias del género *Eimeria* spp en ejemplares de caracara (*Caracara cheriwey*), búho café (*Ciccaba virgata*), búho virginiano (*Bubo virginianus*) así como *Capillaria* sp en búho virginiano (*Bubo virginianus*). El hemoparásito que se observó fue *Haemoproteus* sp en un aguililla de cola roja (*Buteo jamaicensis*).

INTRODUCCIÓN:

Antecedentes

Las aves de presa se clasifican en dos grandes grupos, las aves de presa diurnas (Falconiformes y Accipitriformes) y las aves de presa nocturnas (Strigiformes); en México, se encuentran 56 y 30 especies, respectivamente. Las aves de presa diurnas se agrupan en el Orden Accipitriformes, que está conformado por la familia CATHARTIDAE que incluye a los buitres del nuevo mundo como zopilotes, auras y cóndor; la familia PANDIONIDAE representada por una sola especie: *Pandion haliaetus* – Águila pescadora y la familia ACCIPITRIDAE que la conforman las águilas, aguilillas, gavilanes y milanos, y en el Orden Falconiformes con la familia FALCONIDAE que incluye halcones, halconetas y caracaras. Las aves de presa nocturnas se distribuyen en los trópicos y son agrupadas en el Orden Strigiformes que está conformada por dos familias TYTONIDAE y STRIGIDAE. En México, la familia TYTONIDAE está representada por la especie: *Tyto alba* – Lechuza de campanario, mientras que la familia STRIGIDAE por 29 especies que incluye búhos, tecolotes y mochuelos (AOU, 2014).

La Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) enlista 311 especies de Falconiformes en el mundo bajo alguna categoría de riesgo de las cuales 45 especies se encuentran en México en alguna categoría de Preocupación menor (LC) y tres especies: *Harpía harpyja*, *Harpyhaliaetus*

(4)

solitarius y *Morphnus guianensis* se encuentran Casi amenazadas (NT). Para el caso del Orden Strigiformes se enlistan 201 especies en el mundo, 27 se encuentran en nuestro país bajo la categoría (LC) y tres: *Megascops barbarus*, *Megascops seductus* y *Strix occidentalis* en la categoría (NT) **(UICN, 2014)**.

La mayoría de las aves de presa del país, tanto diurnas como nocturnas, se encuentran bajo alguna de las cuatro categorías de riesgo: Sujeta a protección especial (Pr), Amenazada (A), En peligro de extinción (P) y Probablemente extinta en el medio silvestre (E) de acuerdo con la NOM-059-SEMARNAT-2010, **(DOF, 2010)**.

En la década de los noventas, la rehabilitación de fauna silvestre comenzó a cumplir un papel clave para rescatar ejemplares dándoles un destino útil para la conservación de las especies y para concientizar a la comunidad del daño irreversible para el ecosistema **(Aprile y Bertonatti, 1996)**.

El término rehabilitar proviene de re: volver; habilitar: condicionar o capacitar y puede interpretarse como: retornar las capacidades de una cosa. Por lo tanto, se entenderá por rehabilitación de fauna a la “acción de recuperar sanitaria, física, psíquica y etológicamente a un animal silvestre que padeció algún tipo de patología o bien, que fue sustraído de su hábitat” **(Evans, 1985)**. Este concepto 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 **(Aprile y Santillán, 1992)**.

(5)

Por lo tanto, la rehabilitación propone un restablecimiento de las características físicas y psicológicas de cada animal recuperado partiendo de la comparación con las condiciones implícitas de sus co-específicos en el medio natural, independientemente del destino que vaya a tener. Esto en la práctica significa que las personas responsables de llevar a cabo esta actividad deben tener conocimiento profundo sobre la historia natural del animal y sus particularidades ecológicas. Deben realizar valoraciones individuales exhaustivas sobre biología, fisiología, sanidad y comportamiento, entre otros aspectos para así poder determinar su estado inicial y viabilidad de ingresar a un programa de rehabilitación general **(Lozano-Ortega, 1999)**.

Beneficios de la rehabilitación

La rehabilitación y liberación de animales silvestres va más allá del solo rescate de un individuo de una especie determinada, a continuación se enumeran los puntos esenciales:

1. Incrementa el número de individuos de especies en déficit poblacional, repoblando zonas donde han desaparecido o disminuido, favoreciendo así su intercambio genético.
2. Facilita la difusión y educación sobre la necesidad de interrumpir la demanda ilegal de especies silvestres protegidas, a través de una acción que capta fácilmente la atención de la comunidad.

(6)

3. Ejemplifica al público las consecuencias posibles del tráfico ilegal de fauna o el maltrato de animales.
4. La posibilidad de aprovechar los ejemplares inhabilitados para su liberación, ya que un animal con cierto tipo de discapacidad puede ser canalizado para formar o reforzar pie de cría o exhibición en zoológicos, entre otros.
5. Aporta datos al acervo de conocimientos sobre sanidad, recuperación y biología de animales silvestres.
6. Auxiliar en la investigación de aves de presa para identificar causas de mortalidad y morbilidad de ejemplares.

Una rehabilitación será realmente exitosa cuando el animal liberado no impacte negativamente sobre la naturaleza, sobreviva en su hábitat (por haber superado incapacidades, la dependencia antrópica y sus eventuales patologías) y tenga éxito reproductivo **(Aprile y Bertonatti, 1996)**.

En el caso de los ejemplares inhabilitados nos referimos a los que presentan problemas físicos como fracturas o mutilaciones que les imposibilitan su reintegración al medio, en este caso lo ideal es acostumar al ejemplar al ser humano volviéndolo filial así evitando que se estrese, se siga lastimando y presente un riesgo para el ser humano, pudiéndolo utilizar para reproducción en cautiverio o bien para pláticas de concientización.

(7)

Es importante considerar que todos los animales pueden ser rehabilitados pero no así liberados, esos ejemplares “inhabilitados”, pueden ser peligrosos para la naturaleza, por lo que deberá ser desaconsejada e impedida su liberación cuando:

1. Presenten enfermedades crónicas o congénitas.
2. Tengan discapacidades físicas o psíquicas.
3. Se desconozca su identidad taxonómica (especie y en ocasiones raza o subespecie). La liberación de individuos de una especie exótica, si se instalan, lo harán a expensas de las especies autóctonas, compitiendo o desplazándolas. Incluso pueden convertirse en una de sus principales amenazas de supervivencia. La liberación de un animal cuya especie se desconoce o es dudosa puede contaminar genéticamente a las poblaciones naturales provocando hibridación, con consecuencias difíciles de evaluar, pero ciertamente indeseables.

Un programa de rehabilitación es interdisciplinario, deberá contar con la asistencia de veterinarios y biólogos, que brindarán su asesoría sanitaria y biológico-ecológica. Esto permitirá analizar y tomar decisiones que contarán con el respaldo de especialistas, minimizando así la posibilidad de cometer errores (**Aprile y Bertonatti, 1994**).

La recuperación de aves tiene dos aspectos diferentes: el manejo clínico y la rehabilitación propiamente dicha para llegar a uno de los fines, que es la liberación del ave (**Hunter, 1989**). El papel del veterinario consiste en establecer un

diagnóstico y un tratamiento, así como en seguir la evolución de cada paciente y vigilar las condiciones en que se mantiene éste. A diferencia de los animales domésticos, las aves de presa y otros animales silvestres se caracterizan por su capacidad de enmascarar signos clínicos de enfermedad y dolor, lo que se ha interpretado como un mecanismo de supervivencia. Además, estos signos son generales y comunes a muchas enfermedades. La ausencia de signos clínicos o su inespecificidad hacen que el diagnóstico sea muy complejo, para esto es preciso apoyarse en pruebas complementarias al examen físico, ya que éste aporta muy poca información, se debe tener un sentido común bien entrenado para detectar una enfermedad o afectación sistémica. Los pocos signos que se pueden identificar se reducen a cambios en el comportamiento difícilmente apreciables, como la disminución en el consumo de alimento, pérdida de peso, apatía, diarrea, disnea, fatiga y todos estos pueden asociarse a diferentes procesos patológicos o traumas que imposibilitan la actividad normal de un ave **(Silva, et. al., 2010)**.

De manera similar como ocurre con otras especies en cautiverio, uno de los principales problemas a los que se enfrentan las aves de presa es el estrés causado por múltiples factores como el contacto con personas, la proximidad con otros animales, la permanencia en espacios reducidos y dietas inadecuadas, entre otros. Dichos factores generan inmunosupresión, resultando en una mayor

predisposición a enfermedades que puedan ocasionar incluso la muerte (**Sibaja-Morales, 2006**).

Entre las numerosas enfermedades que pueden afectar a las aves de presa en cautiverio se encuentran las parasitosis, las cuales pueden perjudicar el desempeño y comportamiento de los animales cautivos (**Bird y Bildstein, 2007**).

El parasitismo ha sido definido de diferentes maneras, pero en términos de vida silvestre se torna usual y obligatoria la asociación trófica entre individuos de dos especies en el que uno (el parásito) se alimenta de otro organismo vivo de diferente especie (hospedero). El parasitismo es común en la naturaleza y se estima que la mitad de todo el taxón animal son parásitos, en la vida silvestre muchas aves son afectadas por diversos parásitos durante toda su vida, pero el entendimiento de la biología del parásito se torna complejo debido a la falta de estudios (**Atkinson, et. al., 2008**).

Los endoparásitos afectan a casi todas las especies de aves, pero las que viven en condiciones climáticas extremas y en áreas en las que no hay vectores o huéspedes intermediarios, generalmente sólo se infectan cuando se trasladan a otras localizaciones para exhibirse en zoológicos, para participar en programas de cría en cautividad, o para ser mascotas. Estas aves suelen ser completamente susceptibles a la infección por un amplio rango de parásitos, muchos de los cuales pueden ser patógenos (**Samour, 2010**).

Entre los parásitos que más suelen presentarse en las aves de presa en cautiverio son los helmintos como: nematodos (*Capillaria* spp, *Eucoleus* spp, *Baruscapillaria* spp, *Syngamus trachea*, *Cyathostoma bronchialis*, *Heterakis* spp, *Ascaridia* spp, *Contraecum multipapillatum*, *Porrocaecum* spp y filarias), cestodos (*Choanotaenia infundibulum*, *Fimbriaria fasciolaris*, *Ligula intestinalis*), trematodos (Familia Rencolidae, Psilostomatidae, Cyclocoelidae, Strigeidae, Heterophyidae, Dicrocoeliidae), acantocéfalos, ectoparásitos y protozoarios de los cuales los más comunes son *Trichomonas gallinae* (**Cooper y Petty, 1988; Naldo y Samour, 2004; Bird y Bildstein, 2007; Atkinson, et. al., 2008**), *Toxoplasma* spp y coccidias de los géneros *Eimeria*, *Caryospora* y *Frenkelia* y *Sarcocystis*, siendo los más comunes los dos primeros géneros (**Baker, et al., 1996; Atkinson, et. al., 2008**); además de los hemoparásitos *Haemoproteus* spp, *Leucocytozoon* spp, y *Plasmodium* spp, los cuales pueden hallarse intracelularmente o libres en la circulación sanguínea (**Cubas y Neri, 2005; Atkinson, et. al., 2008**). Estos parásitos son transmitidos por artrópodos hematófagos de diferentes especies (**Atkinson, et. al., 2008; Fudge, 2000**).

Algunas lesiones que los parásitos pueden ocasionar en las aves se enlistan de la siguiente manera (**Cooper, 2002; Samour, 2010**):

1. Aparato respiratorio:

- a. Rinitis, sinusitis por *Trichomonas* sp, *Cyathostoma* sp
- b. Traqueítis por *Syngamus trachea*
- c. Aerosaculitis por *Serratospiculum* sp, *Ascaridia* spp

2. Aparato gastrointestinal:

- a. Estomatitis por *Trichomonas* sp, *Eucoleus* sp, *Capillaria* sp
- b. Esofagitis por *Trichomonas* sp, *Capillaria* sp, *Pelecitus* spp
- c. Enteritis por Coccidias (*Caryospora* sp, *Eimeria* sp, *Isospora* sp, *Sarcocystis* sp), *Strigea* sp, *Raillietina* sp, *Choanotaenia* sp, *Mesocestoides* sp, *Ligula* sp, *Porrocaecum* sp, *Baruscapillaria* sp, *Ascaridia* sp, *Heterakis gallinarum*
- d. Hepatitis, colangiohepatitis por *Strigea* sp, *Nematostrigea serpens*

3. Sistema tegumentario:

- a. Dermatitis: *Pelecitus* spp

Las coccidias son un grupo que comprende un gran número de especies y representa uno de los trastornos más graves en las aves de corral. Este parásito solo afecta a algunas familias de aves de jaula y de aviario, las especies más frecuentemente afectadas son los pinzones, canarios, algunos psitácidos y especialmente falconiformes, galliformes y columbiformes, en las que son unas de las causas principales de trastornos entéricos, ejemplos de ellos son los géneros *Caryospora* sp, *Eimeria* sp, *Isospora* sp y *Sarcocystis* sp. La identificación de las mismas se basa en las características morfológicas de los ooquistes esporulados.

De manera general, el género *Eimeria* contiene cuatro esporoquistes con dos esporozoitos cada uno; el género *Isospora* y *Frenkelia* contienen dos esporoquistes con cuatro esporozoitos cada uno y el género *Caryospora* contiene un esporoquiste con ocho esporozoitos cada uno (**Samour, 2010; Cooper, 2002; Atkinson, et. al., 2008**).

Los nematodos con mayor incidencia en aves de presa de vida libre son *Capillaria* sp, *Serratospiculum* sp, *Ascaridia* sp, *Pelecitus* sp, *Syngamus trachea* y *Cyathostoma* sp, en su mayoría, se trata de gusanos cilíndricos que se observan a simple vista y pueden afectar aparato respiratorio (tráquea, sacos aéreos), digestivo (orofaringe, esófago, proventrículo, ventrículo, intestino delgado y grueso) y tegumento. Su ciclo de vida puede ser directo, indirecto o presentar huéspedes paraténicos. Su diagnóstico se realiza a través de necropsia, examen coproparasitoscópico y biopsia en algunos casos (**Atkinson, et. al., 2008**).

Los hemoparásitos se encuentran en muchas aves de presa de vida libre, la incidencia varía de acuerdo a la variabilidad geográfica entre parásitos y huéspedes. La presencia de hemoparásitos en aves de presa puede llegar a causar leucocitosis, anemia, pérdida de peso o hasta la muerte en casos severos (**Bird y Bildstein, 2007**).

Los organismos de *Plasmodium* spp pueden ser patógenos, causando malaria aviar en aves susceptibles que incluyen a los canarios, patos, aves de presa, pingüinos y aves de corral. Los signos clínicos y hematológicos de la enfermedad son anorexia, anemia hemolítica, leucocitosis por linfocitosis y muerte. Los gametocitos intraeritocíticos se pueden encontrar en los frotis sanguíneos. Los gametocitos contienen pigmento de hierro refráctil y varían de una forma redonda a elongada que pueden causar desplazamiento del núcleo del eritrocito. El esquizonte compuesto por merozoítos maduros o inmaduros puede hallarse dentro del eritrocito, los gametocitos y esquizontes pueden encontrarse en otras células hemáticas. Pequeños trofozoítos con forma de anillos pequeños también pueden encontrarse en los eritrocitos **(Mitchell, 2008)**.

Los gametocitos de *Haemoproteus* también contienen pigmento de hierro refráctil y se encuentran en los eritrocitos. *Haemoproteus* se diferencia de *Plasmodium* en que sus gametocitos se encuentran solamente dentro de los eritrocitos y desplazan lateral al núcleo de los eritrocitos. *Haemoproteus* es generalmente de baja patogenicidad pero puede causar anemia hemolítica en palomas, faisanes y aves enfermas en general. Un bajo conteo de eritrocitos infectados se considera como un reflejo del estatus inmune de las aves de presa y demás aves. Las moscas hippobóscidas y también mosquitos son los huéspedes intermediarios **(Mitchell, 2008)**.

Las infecciones por *Leucocytozoon* son comunes en aves silvestres y también se consideran de baja patogenicidad sin embargo, en especies susceptibles como los pavos y aves acuáticas jóvenes, pueden desarrollar anemia hemolítica. Los gametocitos pueden encontrarse en células hemáticas en las cuáles hay distorsión celular y desplazamiento de los núcleos. Sigue en debate cuál de las células, leucocitos o eritrocitos, son las células infectadas. Se cree que ambos tipos celulares son infectados por los gametocitos de *Leucocytozoon*, en los cuáles los eritrocitos son más comúnmente afectados. Los gametocitos pueden ser elongados o redondeados dependiendo de la especie del organismo. Los macrogametos son color azul oscuro con un núcleo oscuro bien compacto, mientras que los microgametocitos son color azul pálido con un núcleo color rosa difuso. Las moscas negras son el principal huésped intermediario (**Mitchell, 2008**).

Es difícil evaluar la magnitud de la mortalidad causada por hemoparásitos en las poblaciones salvajes. A menos que se produzca una mortalidad alta en una población específica y que el diagnóstico veterinario confirme la participación de hematozoos como infección única o como un componente de una infección concomitante con otros organismos patógenos, la mayoría de las aves enfermas o muertas se convierten rápidamente en presas de depredadores y carroñeros. Así, casi el 90% de todos los registros de mortalidad y patogenia causados por hematozoos aviarios se refieren a especies domésticas (gallinas, pavos, patos y gansos), y sólo el 5% a aves silvestres (**Samour, 2010**).

De manera general, se describirán ciertas características de las diferentes células sanguíneas en aves:

Leucocitos

De acuerdo con Douglas (2010) es importante observar los cambios en la morfología leucocitaria pues permiten la evaluación de la severidad de la enfermedad en proceso.

Ocasionalmente, los cambios morfológicos de los leucocitos pueden proveer un diagnóstico médico definitivo.

Los leucocitos consisten en granulocitos (heterófilos, eosinófilos y basófilos) y mononucleares (linfocitos y monocitos). Los heterófilos son células redondas de 10 a 12 μm de diámetro con núcleo lobulado. El citoplasma es usualmente incoloro o color rosa pálido y contiene numerosos gránulos eosinofílicos con forma de caña u ovals parcialmente refráctiles. El eosinófilo es una célula irregularmente redonda con tamaño similar a los heterófilos con citoplasma generalmente azul claro y un núcleo bilobulado, ésta célula contiene inclusiones esféricas intensamente eosinofílicas que son más numerosas que en el heterófilo. Los basófilos son similares a los heterófilos en cuanto a forma y tamaño pero contienen gránulos intensamente basofílicos y el núcleo es redondo. Los linfocitos varían en tamaño y forma, pero generalmente tienen el tamaño aproximado de un eritrocito o son más pequeños y tienen un núcleo oscuro y citoplasma basofílico

con vacuolas y gránulos. Los monocitos son más grandes que los linfocitos con un núcleo largo, poco oscuro y con formas variables, tiene un citoplasma más voluminosos color gris azulado que ocasionalmente contiene pequeños gránulos basofílicos y vacuolas. Éstas últimas células son confundidas en ocasiones con linfocitos grandes **(Douglas, 2010)**.

Smith y Bush encontraron que los rangos normales en aves de presa son relativamente cercanos en general (0.40-0.55 L/L), mientras que en las águilas, este rango aumenta (0.50-0.60 L/L). En la mayoría de las aves de presa diurnas, el heterófilo es el leucocito más común mientras que en las aves de presa nocturnas el leucocito más común es el linfocito. El incremento en la cuenta de heterófilos se puede dar en periodos de estrés, infecciones y exposición al frío. Un incremento en la cuenta de basófilos y eosinófilos puede reflejar parasitismo intestinal, estos hallazgos también se encontraron en el presente estudio **(Douglas, 2010)**.

Entre las diferentes alteraciones que se pueden observar son la degranulación, basofilia citoplasmática y vacuolización del citoplasma que constituyen cambios tóxicos en los heterófilos de aves. Ultraestructuralmente, la turgencia celular y la vacuolización del citoplasma se deben a hemólisis intracelular. La degranulación es una secuela de la disolución de la matriz celular. La basofilia citoplasmática se explica por la presencia de los ribosomas **(Douglas, 2010)**.

En las enfermedades infecciosas pueden observarse inclusiones que proveen un diagnóstico definitivo. Por ejemplo, se pueden observar fagocitosis de bacterias por heterófilos en aves que cursan con septicemia, organismos de *Atoxoplasma* sp en el citoplasma de monocitos, presencia de organismos de *Leucocytozoon* sp en el citoplasma de leucocitos o eritrocitos, y cuerpos elementales de *Chlamydia psittaci* en el citoplasma de varios leucocitos **(Douglas, 2010)**.

Después de la exposición a antígenos y estimulación del sistema inmune, algunos linfocitos dispersos pueden agrandarse (posible diferenciación a plasmocitos) y tienen un citoplasma azul oscuro y granular. Estas células se clasifican morfológicamente como linfocitos reactivos. En una neoplasia linfocítica, la mayoría de los linfocitos pueden aparecer inmaduros o reactivos **(Douglas, 2010)**.

La leucocitosis es el resultado frecuente de procesos fisiológicos, infección o inflamación y ocurre en respuesta de excitación, miedo y vuelo forzado (actividad muscular excesiva). El incremento de heterófilos o linfocitos pueden provocar la leucocitosis. Si este mecanismo de las aves se extrapola de los mamíferos, la leucocitosis puede relacionarse a la liberación de epinefrina, la cual incrementa el tono cardíaco, la presión sanguínea y la remoción de leucocitos de la microvasculatura hacia el torrente sanguíneo.

En una condición de inflamación o infección en aves, se observa un grado de heterofilia que puede compararse con la neutrofilia en mamíferos. En el caso de algunas aves como los pollos y strigiformes, los linfocitos son los que predominan y promueven linfocitosis. Un ejemplo de esto ocurre en la clamidiosis aviar crónica en donde el sistema inmune es constantemente estimulado y puede observarse una plasmocitosis, principalmente en el bazo e hígado (**Douglas, 2010**).

La leucopenia en aves que tienen predominancia de heterófilos, usualmente, es el resultado de heteropenia mientras que en aves con predominancia de linfocitos la leucopenia sería el resultado de linfopenia. Las causas de leucopenia varían dependiendo de la línea celular implicada, ya sea heterófilos, linfocitos o ambas

Respuesta heterofílica.

Causas de Heterofilia:

- a) Fisiológica: por excitación, miedo, ejercicio extenuante en un tiempo corto (respuesta al vuelo o pelea). La heterofilia es rápida y transitoria. Puede haber linfocitosis concurrente y también se observa heterofilia marginal, especialmente en especies que tienen alta cantidad de heterófilos en condiciones clínicas sanas.
- b) Heterofilia inducida por corticosteroides: se observa esporádicamente en aves enfermas o que se encuentran severamente estresadas y es el

resultado de liberación de corticosterona de la corteza adrenal. Existe un reporte de éste tipo en grullas que fueron confinadas forzosamente a cautiverio. La heterofilia inducida por corticosteroides es observada más frecuentemente en aves que se les administraron corticosteroides de manera exógena o que se les inyectó con hormona adrenocorticotrópica (ACTH), la cual estimula la liberación de corticosterona endógena. Cuando se presenta simultáneamente una linfopenia, ésta respuesta se diferencia la leucocitosis fisiológica.

- c) Heterofilia inducida por inflamación o infección: éste tipo se observa en conjunto con daño tisular inducido por inflamación o infección bacteriana (incluyendo clamidiosis). Algunos ejemplos incluyen hemorragias, hemólisis e intoxicación con plomo. Estudios experimentales han mostrado que puede existir una heterofilia significativa a las 6 horas después de inducir inflamación teniendo un pico de respuesta a las 12 horas post-inflamación. Al momento que disminuyen las reservas de heterófilos en la médula ósea, se observa desviación a la izquierda así como cambios tóxicos en los heterófilos antes de las 24 horas post-inflamación. El regreso a líneas basales en el conteo de leucocitos y la desaparición de la desviación a la izquierda y cambios tóxicos, indican un proceso de convalecencia.

Causas de heteropenia:

- a) Demanda severa de heterófilos por parte de los tejidos: ocurre cuando el rango de producción de heterófilos por parte de la médula ósea se ve afectado por una demanda excesiva de éstos, a causa de inflamación no controlada como peritonitis aguda y enteritis necrosante. Este tipo de heteropenia puede acompañarse con desviación a la izquierda y cambios tóxicos en los heterófilos.
- b) Infección no controlada: En mamíferos, puede ser por endotoxemias o sepsis por bacterias Gram(-) y resultan en desviación a la izquierda de neutrófilos así como una leucopenia. La neutropenia es transitoria (1 a 3 horas de duración) y después es seguida de una leucocitosis si es que el paciente sobrevive. Éste mecanismo puede ocurrir en aves, pero no está bien documentado (**Douglas, 2010**).
- c) Deficiencias en la producción de heterófilos: puede ser resultado de la destrucción de las células hematopoyéticas por agentes infecciosos, fármacos o radiación ionizante y mieloptisis asociada a pérdida del espacio hematopoyético. Se ha reportado leucopenia y heteropenia en aves de ornato con infecciones virales (herpesvirus, polyomavirus, reovirus de psitácidos) sin embargo, éstos casos, no son lo suficientemente documentados clínicamente y no cuentan con estudios de laboratorio impresos.

La mielosupresión inducida por fármacos se puede observar después de la administración de ciclofosfamida en pollos y pavos, o puede ser particular por reacción adversa al tratamiento con fármacos como la piperacilina o doxiciclina en periquitos. La mielopstisis asociada a la pérdida del espacio hematopoyético es poco observada en la clínica práctica, esta causa de heteropenia es asociada a una neoplasia linfocítica diseminada, en donde los linfocitos neoplásicos proliferan y reemplazan las células hematopoyéticas normales.

Respuesta linfocítica

Causas de linfocitosis

- a) Linfocitosis fisiológica. Ésta representa un fenómeno transitorio en las aves después de un momento de excitación, estrés o pelea durante la venopunción. La linfocitosis puede enmascarar alguna heterofilia, ésta respuesta puede ser observada en aves sanas (Orden Strigiformes) que tengan una cuenta alta de linfocitos circulantes y puede ser más prominente en aves jóvenes.
- b) Linfocitosis secundaria a estimulación antigénica. Se observa frecuentemente en aves que tienen infecciones crónicas (bacteriana, viral, fúngica o por parásitos) o enfermedades inflamatorias en las cuales los linfocitos se encuentran en una exposición persistente con el antígeno,

mayormente notable en enfermedades crónicas causadas por bacterias o virus. Ocasionalmente, la linfocitosis es extrema cuando existen enfermedades granulomatosas que ocasionen cuentas mayores a $45 \times 10^9/L$.

- c) Neoplasia linfocítica. Por ejemplo, linfosarcoma asociado a leucemia linfocítica, los cuales pueden llegar a producir elevaciones extremas de la cuenta absoluta de linfocitos, mayor a $200 \times 10^9/L$ (**Douglas, 2010**).

Causas de linfopenia

- a) Inducida por corticosteroides. Pueden ser resultado de un estrés severo inducido por la liberación de corticosteroides endógenos o por la administración de corticosteroides exógenos. Se tienen estudios de que en gallinas se observa una rápida y transitoria depleción de linfocitos después de la administración de corticosteroides. La linfopenia asociada a estrés, es variable y puede ser difícilmente observada en aves clínicamente sanas que se encuentren expuestas a estrés medioambiental. Una leucocitosis por heterofilia y linfopenia marcada se denomina como leucograma de estrés y puede ser observado en enfermedad o aves extremadamente estresadas por ejemplo, aves a las que se les restringe el alimento para obtener una pelecha forzada.

Inmunosupresión. Puede ser inducida por drogas o toxinas y es la menos frecuente. Se puede mencionar, por ejemplo la administración de

ciclofosfamida en gallinas y pavos así como por la ingestión de aceite crudo o petróleo en grullas.

- b) Infección sistémica aguda. Ésta causa tiene un origen complejo, y puede envolver uno o más mecanismos. Éstos mecanismos incluyen la liberación de corticosteroides endógenos que causa una redistribución temporal de los linfocitos, secuestro de los linfocitos circulantes por tejido linfocítico que promueve el contacto antigénico y la destrucción directa del tejido linfocítico, especialmente durante una infección viral (**Douglas, 2010**).

Respuesta monocítica

El sistema macrófago-monocítico se compone por células como los monoblastos y promonocitos que se encuentran en la médula ósea, monocitos en la médula ósea y torrente sanguíneo, así como los macrófagos que se encuentran en los tejidos.

Los monocitos se producen en la médula ósea y se liberan al torrente sanguíneo en una etapa temprana comparada con los heterófilos. Una vez que se liberan los monocitos al torrente sanguíneo permanecen un tiempo corto en circulación y emigran hacia los tejidos y se convierten en macrófagos, los cuales tienen un rango de vida entre días hasta meses.

Los monocitos son las células del torrente sanguíneo con mayor tamaño, sin embargo pueden llegar a confundirse con linfocitos grandes, en éstos casos, se puede realizar una citoquímica para diferenciarlos e identificarlos (**Douglas, 2010**).

Causas de monocitosis

- a) Inflamación granulomatosa. La monocitosis se observa en enfermedades crónicas y es indicativa de una inflamación granulomatosa como la presencia de lesiones granulomatosas, necrosis inespecífica del tejido, parasitismo.
- b) Inflamación aguda. En algunos estudios con gallinas, se observa una monocitosis significativa a partir de una inflamación inducida por aerosaculitis bacteriana después de las 12 horas con un pico de la cuenta monocitaria a las 24-48 horas.
- c) Infección bacteriana. Principalmente por micobateriosis y clamidiosis.
- d) Infección fúngica. Micosis profundas por ejemplo, aspergilosis.
- e) Dietas deficientes de Zinc.

La monocitopenia se considera de poca importancia clínica (**Douglas, 2010**).

Respuesta basofílica

Causas de basofilia

- a) Perturbación o daño tisular. Se observa una infiltración basofílica en los tejidos como piel, músculo esquelético, mesenterio y tejido respiratorio cuando existe inflamación de los mismos.
- b) Hipersensibilidad cutánea, así como anafilaxis sistémica.

(25)

- c) Parasitismo. Se puede sugerir mediante evidencia clínica y experimental, una respuesta basofílica en el huésped hacia parásitos internos o externos incluyendo *Schistosoma*, garrapatas de cuerpo blando como *Argas* sp y *Otobius* sp, así como ácaros de sacos aéreos *Sternostoma tracheacolum*.
- d) Estrés severo. Se ha observado que gallinas y patos muestran una basofilia después de una restricción alimenticia significativa.
- e) Misceláneas. Se reporta una basofilia en gallinas presuntamente en respuesta a la ingestión de alimento contaminado con micotoxinas.

A diferencia de los mamíferos, los basófilos tienen una actividad fagocitaria. La basofilia se puede observar acompañada o no de eosinofilia.

Una basopenia es de poca importancia clínica en aves sanas (**Douglas, 2010**).

Respuesta eosinofílica

En aves de presa, es muy común encontrar eosinofilia de manera natural, así como en la presencia de parasitismo.

Causas de eosinofilia

- a) Edema facial (en gallinas).
- b) Parasitismo. Se ha observado en gallinas con infecciones experimentales y naturales por *Trichostrongylus tenuis*,

(26)

- c) Exposición a antígenos extraños. Suero de caballo y albúmina sérica bovina de manera experimental.

Causas de eosinopenia

- a) Administración de corticosteroides. En mamíferos se puede observar una eosinopenia después de la administración de corticosteroides o ACTH, la administración de una sola dosis produce un secuestro de eosinófilos y depleción de la liberación de eosinófilos por parte de la médula ósea. Tratamientos prolongados con dosis altas de corticosteroides causan una disminución de la producción de eosinófilos.
- b) Estrés severo. Provoca una liberación de corticosteroides endógenos con la misma respuesta que la administración de corticosteroides exógenos (**Douglas, 2010**).

Relación Heterófilo:Linfocito

La relación Heterófilo:Linfocito (H:L) se ha introducido en patología clínica como indicador de estrés en gallinas y se calcula con las cantidades absolutas de heterófilos y linfocitos. Cuando se interpreta la relación H:L se debe recordar que la relación puede incrementar con una heterofilia absoluta cuando la cuenta linfocitaria está dentro de los intervalos de referencia o con una linfopenia absoluta cuando la cuenta heterofílica se encuentra en los intervalos de referencia.

Una respuesta de estrés verdadera, se observa después de la administración de corticosteroides, se trata de una heterofilia absoluta en conjunto de una linfopenia. En una restricción de alimento experimental, los patos no muestran diferencias en la relación H:L; mientras, que la relación H:L se ve aumentada en gallinas y pavos.

Eritrocitos

Los eritrocitos de las aves de presa, como en otras especies de aves, son elípticos, biconvexos, y contienen un núcleo oval elongado. El núcleo central contiene más cromatina condensada en relación a la edad de la célula que puede variar de 20 a 45 días. El rango de volumen del paquete celular o hematocrito varía entre 0.30 a 0.50 L/L unidades internacionales con un promedio de 0.40 L/L. Redig reporta hematocritos entre 0.42 a 0.45L/L en aves de presa en libertad, con valores comunes de 0.50 L/L en halcones grandes. Smith y Bush encontraron que los eritrocitos de aguilillas y halcones son más pequeños y numerosos que las de águilas y búhos. Generalmente, las cantidades de eritrocitos en aves de presa (rangos de especie $1.5-5.4 \times 10^{12}/L$) son también menores que las observadas en la sangre de mamíferos mientras que contienen una concentración similar de hemoglobina (**Douglas, 2010**).

Trombocitos

Los trombocitos son células pequeñas y redondas que contienen un citoplasma transparente, reticulado el cual también contiene gránulos rojos pequeños y vacuolas. Éstas células pueden tener una acción fagocítica e intervienen en procesos de inflamación e infección **(Douglas, 2010)**.

En el caso de aves de presa, es importante conocer la salud de sus poblaciones, que puede ser evaluada con estudios de laboratorio, como el hemograma. Debido a que las aves de presa se encuentran en lo alto de muchas cadenas alimenticias, su salud puede reflejar también la salud de ecosistemas enteros por lo que las alteraciones hematológicas pueden indicar cambios en la calidad del hábitat la disposición de alimento o la exposición a contaminantes y toxinas por ej. las intoxicaciones por pesticidas, herbicidas, metales pesados, desechos industriales pueden causar anemia, vacuolización intracitoplasmática de eritrocitos y punteado basófilo **(Samour, 2010; Bird y Bildstein, 2007)**.

Por lo tanto el hemograma es una herramienta de diagnóstico importante, que permite conocer alteraciones que pueden presentarse en las aves, como anemia, inflamación y estrés; así mismo, es útil en la búsqueda de hemoparásitos que se encuentran tanto dentro, como fuera de las células sanguíneas. Finalmente, con los resultados de este análisis, los médicos veterinarios pueden tomar las

decisiones terapéuticas necesarias, evaluar la condición clínica del paciente o la (evolución postratamiento, así como la confirmación o descarte de los diagnósticos presuntivos puesto que algunos signos y lesiones pueden no corresponder precisamente a parasitosis, por ej. Hawkey *et al.* 1984 describió anomalías morfológicas en heterófilos circulantes con diagnóstico de aspergilosis en un cormorán – *Phalacrocorax albiventer* (Cooper, 2002).

En caso de que el hemograma no tenga datos más precisos que aporten un diagnóstico, se pueden emplear pruebas más específicas como bioquímica sanguínea, estudios serológicos, análisis toxicológicos y reacción de cadena polimerasa (PCR). En la interpretación correcta de los valores hematológicos se necesita establecer comparación de los resultados con parámetros normales conocidos, sin embargo en algunas especies silvestres no han sido estudiados. En la mayoría de las especies de aves se tienen valores de referencia normales poco confiables, debido a que la información que se proporciona con relación a los individuos no proviene de grupos homogéneos pues se componen de diversos estados fisiológicos como juveniles, adultos, en periodo reproductivo, etc., deficiencias por mala nutrición o enfermedades metabólicas y estados conductuales diversos como los que tienen los ejemplares improntados y los habituados a las personas. Cabe mencionar que las bases de datos, referencias publicadas y los límites de referencia de los laboratorios son obtenidos por diferentes métodos, así como diferentes números de animales en varios estados clínicos y no son directamente comprobables (Bird y Bildstein, 2007).

Las especies de aves de presa que se distribuyen en México, de las cuales se pueden consultar valores hematológicos publicados son: Halcón peregrino (*Falco peregrinus*), Esmerejón (*Falco columbarius*), Caracara (*Polyborus plancus*), el Aura cabecirroja (*Cathartes aura*), Azór común (*Accipiter gentilis*), Aguililla real (*Buteo regalis*), Aguililla de cola roja (*Buteo jamaicensis*), Aguililla de Harris (*Parabuteo unicinctus*), Águila real dorada (*Aquila chrysaetos*), Búho virginiano (*Bubo virginianus*) y Lechuza de campanario (*Tyto alba*). **(Campbell y Ellis, 2007; Cooper, 2002; Samour, 2010, Tully, et. al., 2009).**

Por lo anterior, es necesario desarrollar medidas que disminuyan el riesgo de enfermedades como es el mantener en cuarentena a las aves que ingresan a los centros de manejo y conservación, así como realizar exámenes clínicos y pruebas diagnósticas para evitar la entrada y diseminación de enfermedades infectocontagiosas a la colección animal presente y a la de vida libre que visita estos lugares o en su defecto, evitar que éstos animales, si son reintroducidos a vida libre, provoquen un desequilibrio ecológico al diseminar parásitos que pueden no estar presentes en los lugares de reintroducción. **(Morishita, et al., 1998; Lloyd, 2003; Sibaja-Morales, 2006).** También es importante considerar que las aves de presa pueden ser portadores de enfermedades transmisibles a los humanos **(Daszak et al., 2000; Atkinson, et. al., 2008)**, por lo que el Médico Veterinario debe conocer estos procesos, saber detectarlos e informar a los propietarios y personal que labora con ellos de las posibles zoonosis como

Caryospora spp, *Salmonella* spp, *E. coli*, por mencionar algunas (**Sánchez y Perpinan, 2005; Cooper, 2002**).

HIPÓTESIS

Si las parasitosis ocasionan alteraciones hematológicas como anemia, leucocitosis, eosinofilia, monocitosis e hiperproteinemia, entonces en aquellas aves que se encuentren parasitadas las alteraciones serán posiblemente observadas.

OBJETIVO GENERAL

Conocer y reportar la relación entre los hallazgos hematológicos y la frecuencia de parásitos (protozoarios y helmintos) en aves de presa que se encuentran en proceso de rehabilitación mediante el Sistema Parental en México

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Establecer intervalos de confianza y reportar error estándar de los valores hematológicos con base en los hallazgos hematológicos por especie en aves de presa de México.
- Reportar la frecuencia de parásitos (protozoarios y helmintos) en aves de presa que se encuentran en proceso de rehabilitación mediante el Sistema Parental y sugerir un protocolo de desparasitación de acuerdo al agente etiológico implicado en la enfermedad.
- Sugerir criterios de conservación para determinar si los ejemplares se canalizarán hacia vida libre, cautiverio o aplicación de eutanasia.

MATERIAL Y MÉTODOS

Animales

El estudio incluyó 70 aves de presa de diversas especies (**Cuadro 1**). Los animales que se utilizaron para realizar la toma de muestras en este estudio se encontraban en proceso de rehabilitación física, clínica y conductual para su posterior reintroducción a vida libre bajo el “Proyecto de rehabilitación y liberación de Aves de presa” y se encuentran ubicadas en las instalaciones del Centro para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre (CIVS) Los Reyes-SEMARNAT, también se tomaron muestras de aves de presa que se manejan con fines cívico-militares y para su reproducción dentro de las instalaciones de la UMA Heroico Colegio Militar que posteriormente se reintroducirán a vida libre.

Colección de sangre

Se colectó el 1% del peso corporal o máximo 0.5 mL de sangre en microtainers con EDTA, la muestra se obtuvo a partir de la vena radial en la región más distal.

1. Para la colección de sangre y con la finalidad de evitar el estrés visual, se colocaron caperuzas a los ejemplares (**Silva, et. al., 2010**). La zona de venopunción se desinfectó con torundas impregnadas con *Clorhexidina* al 2%. **Figura 1.**

2. La vena radial se puncionó con agujas del calibre 25-29G, dependiendo del tamaño del ave. **Figura 2.**

3. Una vez obtenida la muestra se realizó el método físico de hemostasia por presión digital, se apoyó el dedo directamente sobre el vaso sanguíneo, con la ayuda de una torunda seca y se ejerció presión suficiente de tres a nueve segundos; se revisó para corroborar que se logró la hemostasia (**Silva, et al., 2010**). **Figura 3.**

Hemograma

Los hemogramas se realizaron en Patología Clínica-FMVZ, este constó de la determinación de hematocrito, sólidos totales, revisión de la capa de leucocitos y trombocitos, conteo de eritrocitos y leucocitos de acuerdo al método de Natt & Herrick, 1952, (**Campbell y Ellis, 2007**), conteo diferencial de leucocitos y estimación de trombocitos. Así mismo, se realizó la búsqueda de hemoparásitos en la zona del frotis más delgada. **Figura 4.**

Colección de heces

Se tomaron muestras de heces durante tres días (cada tercer día) en dos ocasiones; la primera al inicio de la toma de muestras y la segunda dos meses

después de haber realizado un manejo diferente de las instalaciones (colocar en perchas de tipo pantalla a los ejemplares que se encuentren sueltos en jaula de vuelo) y en los ejemplares que resultaron positivos a la presencia de helmintos o protozoarios y mostraron signos clínicos al primer muestreo.

1. Se colocó plástico cristal o negro limpio en el piso de las Jaulas de vuelo (J) y Jaulas de vuelo individuales (Ji) y por debajo de las perchas de pantalla (mismas que se utilizan en el Sistema Parental, **(Silva, et. al., 2010)**.

Figura 5.

2. Las muestras se tomaron por las mañanas con un abatelenguas de la parte más superficial evitando contaminarlas con la presencia de uratos. Se colectaron tres muestras en días terciados hasta completarse 4 a 5 gramos de heces aproximadamente. **Figura 6.**

Las heces se almacenaron en tubos de vidrio de 10 mL, previamente identificados; y se mantuvieron en refrigeración a 4°C, hasta su análisis (al coleccionar la tercera muestra), en donde se realizó la técnica de Faust con solución de Sulfato de Zinc al 33% como técnica cualitativa y McMaster como técnica cuantitativa para determinar la carga parasitaria **(Besné, et. al., 2005)**. **Figura 7.**

Instalaciones

Las instalaciones ubicadas dentro del CIVS-Los Reyes se describen de la siguiente forma, los ejemplares se ubicaron de acuerdo a las necesidades físicas, clínicas y etológicas que se requirieron para su rehabilitación.

1. Aviario (Av). **Figura 8.**
2. Jaulas de vuelo (J). **Figura 9.**
3. Cámara de muda/Perchas de pantalla (CM) **Figura 10.**

Dimensiones de las instalaciones. **Cuadro 2.**

1. Aviario 29m(l)x 10m(a)x 6m(h)
2. Jaulas de vuelo 4.5m(l)x 5m(a)x 2-5m(h)
3. Cámara de muda 8m(l)x 5m(a)x 2.8m(h)

Percha de pantalla

Las perchas de pantalla que se utilizan en el CIVS-Los Reyes y en la UMA del Heroico Colegio Militar, se describen en el “**Manual para la Rehabilitación de Aves de Presa en los Centros para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre-CIVS**” (Silva, *et. al.*, 2010).

La importancia de la percha de pantalla radica en que proporciona un lugar seguro para el ave, cómodo para su aseo, además de que ayuda a optimizar los espacios, sobre todo con la idea de formar parejas o familias, así mismo, proporciona una gran ventaja al ser versátil pues los posaderos pueden adaptarse a la necesidad de cada especie y así evitar problemas de pododermatitis y lesiones por abrasiones. La pantalla o lona va a impedir que el ave se enrede en el posadero con las pihuelas y pudiera quedar colgando ya que, al abatirse amortiguará con la pantalla proporcionándole una forma segura de subir al posadero, evitando con esto que se lastime las plumas o pudiese sufrir lesiones graves **(Silva, et. al., 2010) Figura 11.**

Disposición de los ejemplares

Los ejemplares se dispusieron de la siguiente manera con base en las diferentes fases del proceso de rehabilitación del Sistema Parental y que se describen en el **“Manual para la Rehabilitación de Aves de Presa en los Centros para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre-CIVS” (Silva, et. al., 2010).**

Figura 12:

En el (Av) se tiene una familia conformada por siete aguilillas de Harris (*Parabuteo unicinctus*) adultos (5 hembras y 2 machos), los cuáles se encontraban en la última fase de rehabilitación, ya que presentaban una sensibilización o no habituación total hacia el ser humano, se encontraban en excelentes condiciones físicas y clínicas, así como aptos para el proceso de cacería controlada. El aviario tiene las siguientes particularidades: suelo de tierra, presencia de árboles y malla metálica que recubre el aviario.

En las (J) se encuentran parejas, ejemplares solos o colonias, dependiendo de la especie, en la que ya están consolidadas las familias y jerarquías.

Jaula 1: Se encontraba una pareja de halcón peregrino (*Falco peregrinus*) juveniles (una hembra y un macho) consolidada y que se alimentó con presas muertas, eran ejemplares no habituados. La jaula tiene las siguientes particularidades: suelo de cemento, presencia de plataformas y tres paredes de cemento y una de malla metálica.

Jaula 2: Se encontraba una colonia de nueve caracaras (*Polyborus plancus/Caracara cheriway*) (una hembra y tres machos adultos; tres hembras y dos machos juveniles) con jerarquías bien establecidas. Se alimentaron con presas vivas y muertas. Ejemplares no habituados. La jaula tiene las siguientes particularidades: suelo 70% cemento y 30% tierra, presencia de perchas y tres paredes de cemento y una de malla metálica.

Jaula 3: Se encontraban cuatro aguilillas gris (*Buteo plagiatus/ Buteo nitidus*) hembras adultas que se liberaron como individuos solos, se alimentaron con presas vivas y muertas. Ejemplares no habituados. La jaula tiene las siguientes particularidades: suelo de cemento, presencia de perchas y tres paredes de cemento y una de malla metálica.

Jaula 4: Se encontraba un zopilote común (*Coragyps atratus*) hembra adulta, se alimentó con presas muertas. Se encuentra habituado. La jaula tiene las siguientes particularidades: suelo de cemento, presencia de perchas, dos paredes de cemento y dos de malla metálica.

Jaula 5: Se encontraba una colonia de seis búhos virginianos (*Bubo virginianus*) adultos (cuatro hembras y dos machos) que se alimentaron con presas vivas y muertas. Ejemplares no habituados. La jaula tiene las siguientes particularidades: suelo 70% cemento y 30% de tierra, presencia de perchas y tres paredes de cemento y una de malla metálica.

Jaula 6: Se encontraba una colonia de cinco búhos cafés (*Ciccaba virgata*). Dos machos y una hembra habituados a las personas y una pareja no habituada. Se alimentaron con presas vivas y muertas. La jaula tiene las siguientes particularidades: suelo de cemento, presencia de perchas, tres paredes de cemento y una de malla metálica cubierta con plástico negro. Por motivos de la

(40)

habitación hacia las personas de los tres ejemplares (una hembra y un macho adultos; una hembra juvenil), se decidió reubicarlos en la Cámara de Muda (CM) y colocarlos en perchas de pantalla. Se toman muestras de heces dos meses después de haber reubicado a los ejemplares en la CM.

(CM)

Se encontraban en cada una de las perchas de pantalla ocho aguilillas de cola roja (*Buteo jamaicensis*) (siete hembras y un macho) adultos no habituados, dos hembras de aguilillas de Harris (*Parabuteo unicinctus*) adultas habituados, una pareja de aguilillas caminera (*Buteo magnirostris*) adultos (una hembra y un macho) no habituados, una hembra de aguililla negra menor (*Buteogallus anthracinus*) adulto no habituada, un macho de aguililla de Swainson (*Buteo swainsoni*) adulto habitado, dos machos de milano coliblanco (*Elanus caeruleus leucurus*) juveniles habituados, cuatro hembras (adultos y juveniles) de halcones peregrino (*Falco peregrinus*) habituados y no habituados, una hembra de halcón aplomado (*Falco femoralis*) adulto habituada, tres búhos cafés (*Ciccaba virgata*) (una hembra y un macho adultos; una hembra juvenil) habituados y tres machos de lechuzas de campanario (*Tyto alba*) juveniles no habituados. Se alimentaron con presa muerta. Características de la cámara de muda: Piso de cemento, una pared de cemento y tres de malla metálica recubiertas con plástico negro.

Disposición de los ejemplares en la UMA del Heroico Colegio Militar

En las instalaciones de la UMA del Heroico Colegio Militar se tienen a los ejemplares con un manejo diferente pues se pretende habituar a los ejemplares a la presencia humana para realizar ceremonias cívico-militares, así como su reproducción en cautiverio para posteriormente reintroducirlas a vida libre.

1. Jaulas de vuelo individuales (Ji) **Figura 13.**
2. Cámara de muda individual (CMi) **Figura 14.**

Dimensiones de las instalaciones **Cuadro 2.**

1. Jaulas individuales (Ji) 1.6m(l)x 2.4m(a)x 2.1m(h)
2. Cámara de muda individuales (CMi) 1.6m(l)x 1.2m(a)x 2.1m(h)

Jaulas individuales (Ji)

Son tres jaulas individuales en las cuales se encontraban tres hembras de águila real dorada (*Aquila chrysaetos canadensis*) en cada una de ellas. Ejemplares habituados. Características de la jaula: piso de lozeta, presencia de bancos y perchas, tres paredes de cemento y una de malla metálica con cubierta de lona desmontable.

Cámara de muda individual (CMi)

Dentro de estas cámaras de muda individual, se encuentran las perchas de pantalla con las mismas características que las que se utilizan en el CIVS-Los Reyes.

Se encontraban seis aguilillas de Harris (*Parabuteo unicinctus*) (tres hembras y tres machos) adultos habituados, dos aguilillas de cola roja (*Buteo jamaicensis*) (una hembra y un macho) adultos habituados y un aguililla de Swainson (*Buteo swainsoni*) macho adulto habituado. Características de la jaula: piso de lozeta con presencia de percha de pantalla, tres paredes de cemento y una malla metálica con cubierta de lona desmontable.

Alimentación

La alimentación de las aves de presa dentro del CIVS-Los reyes y la UMA del Heroico Colegio Militar, se basa en la variedad de presas que los animales consumen en vida silvestre, como ratas, ratones, conejos, codorniz (que proceden de bioterios de la FES Zaragoza, FES Iztacala, Facultad de Medicina y Granjas particulares certificadas) y por cuestiones de costos, también se ofrece carne de pollo sin piel ni grasa de alta calidad o para consumo humano, siempre en menor cantidad por semana que los otros alimentos. El pollo se almacenó bajo congelación y los demás tipos de presa se ofrecieron muertos y frescos, cada

alimento se ofreció un día diferente a la semana. Tipo de alimento y número de días por semana que se ofrecen los diferentes alimentos **Cuadro 3**.

La cantidad de alimento ofrecida a los ejemplares se basó en el peso corporal del individuo, éstas cifras son solamente una referencia general, y no deben seguirse al pie de la letra en todos los casos. Resulta evidente que mientras más pequeña es el ave, mayor cantidad relativa de alimento requiere debido a que sus tasas metabólicas son mucho más altas que en los animales grandes. En el **Cuadro 4** se describe el promedio de Ingesta diaria de alimento en aves de presa (**Silva, et al., 2010**).

El alimento se colocó sobre perchas en diferentes lugares del aviario o jaulas de vuelo, se procuró colocarlo en lugares donde no se contaminen con heces o puedan caer al suelo; en las jaulas de vuelo individuales y en la cámara de muda se sujetó el alimento sobre el posadero de las perchas de pantalla para evitar que éste cayera al suelo.

ANÁLISIS ESTADÍSTICO

La información obtenida de los hemogramas y estudios coproparasitológicos se organizó, resumió y describió con gráficos y medidas descriptivas; también se establecieron intervalos de confianza.

Si se encuentran cambios hematológicos en los ejemplares positivos a parasitosis se realizará un segundo muestreo después de una desparasitación (manejo de las instalaciones/colocación de los ejemplares en perchas de pantalla), para definir si éstos son debidos a la parasitosis o por causa de alguna otra patología, se analizarán mediante el método de muestras pareadas.

RESULTADOS

Se presenta una mayor incidencia de parasitosis en individuos alojados en aviario o jaula de vuelo (2.30) en comparación con los individuos alojados sobre perchas de pantalla (Se observa diferencia estadística ($P < 0.001$) indicando mayor número de ejemplares parasitados en alojamientos de vuelo libre, **cuadro 5**.

Cuadro 5. Incidencia de parasitosis de acuerdo al tipo de alojamiento en el que se encuentran los ejemplares dentro del Sistema Parental				
	Tipo de alojamiento	N	Media	Error estándar
Parasitosis	Aviario/Jaula de vuelo	37	2.30**	0.30
	Percha	33	1.09**	0.05

** Diferencia estadística significativa ($P < 0.001$)

Se muestran los valores medios de ooquistes/gramo de heces y se observa diferencia estadística ($P < 0.001$) entre el número promedio de ooquistes/gramo de heces en individuos alojados en jaulas de vuelo libre y percha de pantalla indicando una mayor cantidad de ooquistes/gramo de heces en alojamiento de vuelo libre, **cuadro 6**.

Cuadro 6. Comparación de la cantidad de ooquistes/gramo de heces de acuerdo al tipo de alojamiento en el que se encuentran los ejemplares dentro del Sistema Parental				
	Tipo de alojamiento	N	Media	Error estándar
Número de Ooquistes/ gramo de heces	Aviario/Jaula de vuelo	37	144.4**	23.74
	Percha	33	29.19**	5.08

** Diferencia estadística significativa ($P < 0.001$)

Se muestran las medias y errores estándares para las diferencias hematológicas entre los grupos alojados en jaula de vuelo y perchas de pantalla para la especie búho café (*Ciccaba virgata*) donde se observó diferencia estadística ($P < 0.05$) para la variable eosinófilos; se determina eosinofilia en individuos alojados en jaula de vuelo, **cuadro 7**.

Cuadro 7. Diferencias hematológicas relacionadas a la cantidad de ooquistes/gramo de heces de los ejemplares de Búho café (<i>Ciccaba virgata</i>) dentro del Sistema Parental					
Valor hematológico	Número de ooquistes/ gramo de heces	Tipo de alojamiento	N	Media	Error estándar
Hematocrito (L/L)	550	Jaula de vuelo	2	0.43	0.01
	100	Percha	3	0.40	0.02
Eritrocitos ($\times 10^{12}$)	550	Jaula de vuelo	2	2.42	0.47
	100	Percha	3	2.11	0.33
Sólidos totales (g/L)	550	Jaula de vuelo	2	55	1.0
	100	Percha	3	55	5.2
Trombocitos ($\times 10^9$)	550	Jaula de vuelo	2	14.0	0
	100	Percha	3	14.0	1.76
Leucocitos ($\times 10^9$)	550	Jaula de vuelo	2	6.49	0.33
	100	Percha	3	6.08	0.32
Heterófilos ($\times 10^9$)	550	Jaula de vuelo	2	1.03	0.08
	100	Percha	3	1.26	0.34
Linfocitos ($\times 10^9$)	550	Jaula de vuelo	2	3.35	0.4
	100	Percha	3	3.54	0.3
Monocitos ($\times 10^9$)	550	Jaula de vuelo	2	0.41	0.05
	100	Percha	3	0.52	0.07
Eosinófilos ($\times 10^9$)	550	Jaula de vuelo	2	1.39*	0.04
	100	Percha	3	0.43*	0.16
Basófilos ($\times 10^9$)	550	Jaula de vuelo	2	0.3	0.2
	100	Percha	3	0.34	0.1
Relación H:L	550	Jaula de vuelo	2	0.31	0.01
	100	Percha	3	0.35	0.08

* Diferencia estadística significativa ($P < 0.05$)

(47)

Se observan las medias y errores estándares para las variables hematológicas procedentes de los hemogramas de los animales separados por grupos habituados y no habituados de la especie aguililla de Harris (*Parabuteo unicinctus*) donde se encuentran diferencias estadísticas ($P < 0.05$) para la variable sólidos totales (incremento) posiblemente asociados a artefacto (lipemia y hemólisis), heterófilos (heterofilia) e incremento en la relación H:L. También se observa diferencia estadística altamente significativa para las variables leucocitos (leucocitosis) y eosinófilos (eosinofilia) ($P < 0.001$) en la comparación entre individuos habituados y no habituados de la misma especie; la leucocitosis por heterofilia se asocia a redistribución celular por probable estímulo de catecolaminas y la eosinofilia puede deberse a una respuesta fisiológica en aves de presa diurnas en vida libre, **cuadro 8**.

Cuadro 8. Medidas y desviaciones estándares de valores hematológicos por grupos de individuos habituados y no habituados de la especie Aguililla de Harris (<i>Parabuteo unicinctus</i>) dentro del Sistema Parental					
Valor hematológico	Tipo de comportamiento	Tipo de alojamiento	N	Media	Error estándar
Hematocrito (L/L)	Habitados	Percha	8	0.45	0.01
	No habituados	Aviario/Jaula de vuelo	7	0.41	0.02
Eritrocitos ($\times 10^{12}$)	Habitados	Percha	8	2.79	0.14
	No habituados	Aviario/Jaula de vuelo	7	2.72	0.24
Sólidos totales (g/L)	Habitados	Percha	8	48*	1.96
	No habituados	Aviario/Jaula de vuelo	7	41*	1.99
Trombocitos ($\times 10^9$)	Habitados	Percha	8	12.95	1.17
	No habituados	Aviario/Jaula de vuelo	7	13.84	1.4
Leucocitos ($\times 10^9$)	Habitados	Percha	8	6.19**	0.48
	No habituados	Aviario/Jaula de vuelo	7	13.62**	1.46
Heterófilos ($\times 10^9$)	Habitados	Percha	8	2.64*	0.27
	No habituados	Aviario/Jaula de vuelo	7	8.22*	1.43
Linfocitos ($\times 10^9$)	Habitados	Percha	8	2.15	0.24
	No habituados	Aviario/Jaula de vuelo	7	2.35	0.39
Monocitos ($\times 10^9$)	Habitados	Percha	8	0.59	0.12
	No habituados	Aviario/Jaula de vuelo	7	0.63	0.18
Eosinófilos ($\times 10^9$)	Habitados	Percha	8	0.58**	0.08
	No habituados	Aviario/Jaula de vuelo	7	1.99**	0.27
Basófilos ($\times 10^9$)	Habitados	Percha	8	0.25	0.07
	No habituados	Aviario/Jaula de vuelo	7	0.42	0.14
Relación H:L	Habitados	Percha	8	1.42*	0.31
	No habituados	Aviario/Jaula de vuelo	7	4.16*	0.96

* Estos valores indican diferencia estadística significativa ($P < 0.05$)

** Estos valores indican diferencia estadística altamente significativa ($P < 0.001$)

(49)

A continuación se describen de manera general los valores hematológicos promedio de hematocrito (Hto), trombocitos (Tromb), leucocitos (Leu) y sólidos totales (ST) estimados por especie, **cuadros 9 al 15**.

Aguililla de Harris (*Parabuteo unicinctus*)

En ejemplares habituados y no habituados con n=15, se observa un Hto 0.41-0.46 L/L, Tromb $11.48-15.25 \times 10^9$, Leu $7.06-12.25 \times 10^9$, ST 41-48 g/L.

De manera particular, en ejemplares habituados con n=8: se observa un Hto 0.42-0.48 L/L, Tromb $10.19-15.71 \times 10^9$, Leu $5.04-7.33 \times 10^9$, ST 43-53 g/L.

Y también se muestra en ejemplares no habituados con n=7: Hto 0.37-0.46 L/L, Tromb $10.42-17.27 \times 10^9$, Leu $10.05-17.2 \times 10^9$, ST 36-46 g/L.

Aguililla de cola roja (*Buteo jamaicensis*)

En ejemplares habituados con n=10, se observa un Hto 0.43-0.49 L/L, Tromb $10.88-14.74 \times 10^9$, Leu $5.14-7.79 \times 10^9$, ST 38-46 g/L.

(50)

Aguililla gris (*Buteo plagiatus/Buteo nitidus*)

En ejemplares no habituados con n=4, se observa un Hto 0.41-0.46 L/L, Tromb 11.33-17.72x10⁹, Leu 7.83-10.54x10⁹, ST 45-53 g/L.

Halcón peregrino (*Falco peregrinus*)

En ejemplares habituados y no habituados con n=6, se observa un Hto 0.43-0.49 L/L, Tromb 10.47-10.03x10⁹, Leu 6.47-8.34x10⁹, ST 32-44 g/L.

Caracara (*Polyborus plancus/Caracara cheriwey*)

En ejemplares no habituados con n=9, se observa un Hto 0.47-0.52 L/L, Tromb 10.29-13.81x10⁹, Leu 4.1-7.14x10⁹, ST 34-43 g/L.

Búho virginiano (*Bubo virginianus*)

En ejemplares no habituados con n=6, se observa un Hto 0.38-0.44 L/L, Tromb 9.82-12.82x10⁹, Leu 4.49-13.62x10⁹, ST 38-49 g/L.

Búho café (*Ciccaba virgata*)

En ejemplares habituados y no habituados con n=5, se observa un Hto 0.37-0.45 L/L, Tromb 11.32-16.68x10⁹, Leu 5.62-6.88x10⁹, ST 47-63 g/L.

Se describen a continuación los valores medios hematológicos por especie con tamaños de muestra n=2 y n=3, **cuadros 16 al 20**.

Aguililla caminera (*Buteo magnirostris*)

En ejemplares no habituados con n=2, se observa un Hto 0.41±0.01 L/L, Tromb 12.25±0.35x10⁹, Leu 6.49±1.21x10⁹, ST 36±2.0 g/L.

Aguililla de Swainson (*Buteo swainsoni*)

En ejemplares habituados con n=2, se observa un Hto 0.40±0.01 L/L, Tromb 11.2±0.7x10⁹, Leu 7.92±3.96x10⁹, ST 38±2.0 g/L.

Milano coliblanco (*Elanus caeruleus leucurus*)

En ejemplares habituados con n=2, se observa un Hto 0.52±0.02 L/L, Tromb 13.65±1.75x10⁹, Leu 4.29±3.18x10⁹, ST 49±1.0 g/L.

(52)

Águila real dorada (*Aquila chrysaetos canadensis*)

En ejemplares habituados con n=3, se observa un Hto 0.46 ± 0.03 L/L, Tromb $11.43 \pm 1.3 \times 10^9$, Leu $12.54 \pm 0.25 \times 10^9$, ST 45 ± 2.0 g/L.

Lechuza de campanario (*Tyto alba*)

En ejemplares no habituados con n=3, se observa un Hto 0.44 ± 0.01 L/L, Tromb $15.4 \pm 0.4 \times 10^9$, Leu $14.89 \pm 3.05 \times 10^9$, ST 44 ± 1.0 g/L.

Reportes de valores hematológicos en especies que cuentan con un solo individuo, **cuadros 21 al 23**.

Aguililla negra menor (*Buteogallus anthracinus*)

Ejemplar no habituado n=1, se observa un Hto 0.40 L/L, Tromb 13.3×10^9 , Leu 10.56×10^9 , ST 46 g/L.

Halcón aplomado (*Falco femoralis*)

Ejemplar habituado n=1, se observa un Hto 0.52 L/L, Tromb 12.6×10^9 , Leu 7.92×10^9 , ST 36 g/L.

(53)

Zopilote común (*Coragyps atratus*)

Ejemplar no habituado n=1, se observa un Hto 0.59 L/L, Tromb 7.7×10^9 , Leu 7.26×10^9 , ST 48 g/L.

DISCUSIÓN

Incidencia de parasitosis entre el alojamiento jaula y percha de pantalla

En este estudio, la alta incidencia de parasitosis (52.85%) puede deberse a que los ejemplares que se encuentran alojados en el aviario o las jaulas de vuelo, se encuentran con un sistema de alimentación *ad libitum* para que no asocien al ser humano con la alimentación durante el proceso de rehabilitación pues son ejemplares sensibilizados o no habituados mientras que los ejemplares que se alojan en perchas de pantalla, se encuentran en proceso de manejo etológico para comenzar a sensibilizarlos del ser humano y por ende, se mantienen con un control alimenticio estricto para la correcta muda así como la formación y consolidación de parejas o familias, otro motivo es que si el alimento de los ejemplares se cae al suelo o se contamina con deyecciones, se disminuye la probabilidad de infección o reinfección con estadios infectantes de parásitos gastrointestinales pues los ejemplares no son capaces de alimentarse con dicho alimento contaminado. En animales en cautiverio, las infecciones simples son más frecuentes debido a que se mantienen en ambientes persistentemente contaminados (Freitas et al., 2001 y 2002). Sin embargo, con el uso de las perchas, se disminuye la incidencia de las parasitosis gastrointestinales. En este estudio los parásitos que se observaron fueron ooquistes de coccidias (en las especies caracara (*Polyborus plancus/Caracara cheriwey*) **Figura 15.**, búho café (*Ciccaba virgata*) **Figura 16.**, búho virginiano (*Bubo virginianus*) **Figura 17.** y un

huevo de nematodo (*Capillaria* sp) en búho virginiano **Figura 18**. Es la primera vez en México que se reportan estos tipos de parásitos en estas especies de aves de presa, esto puede ser asociado a que se trata de parásitos muy resistentes a las condiciones ambientales adversas, así como a algunos productos desinfectantes. En el caso de los búhos cafés (*Ciccaba virgata*), los cuales presentaron la mayor cantidad de ooquistes de coccidias por gramo de heces, no presentaron signos clínicos asociados a la parasitosis (diarreas sanguinolentas, vómitos, depresión, anorexia) por lo que podemos asociar esta parasitosis a una simbiosis similar a la que ocurre en vida silvestre. Las coccidias más frecuentemente asociadas a las aves de presa pertenecen a los géneros *Eimeria*, *Caryospora*, *Isospora* y *Frenkelia* (**Samour 2010, Atkinson 2007**), los cuales se identifican por mediciones morfométricas de los ooquistes esporulados. Baker et al (**1996**), identificó *Eimeria* sp en búho virginiano en Estados Unidos y Silva et al (**2009**) identificó *Cryptosporidium* en Brasil, pero en la misma especie de búho virginiano.

Los géneros mayormente reportados son *Eimeria* e *Isospora* que representan a las coccidias reales y, *Caryospora* que afecta principalmente a falconiformes jóvenes y subadultas en cautividad. Se cree que los adultos desarrollan un nivel de inmunidad. En la literatura existe información de al menos siete especies de *Caryospora* que afectan aves de presa. Las especies que se han diagnosticado con mayor frecuencia en Oriente Medio son *Caryospora falconis*, *C. neofalconis*, *C. megafalconis* y *C. kutzeri*. Forbes y Simpson (1997) describieron coccidiosis en 16 esmerejones (*Falco columbarius*) y un búho nival joven (*Nyctea scandiacea*),

causada por *Caryospora neofalconis* en instalaciones de cría de Reino Unido **(Samour, 2010)**.

En este estudio no se pudo determinar la especie de coccidia, debido a que no se encontraron en la literatura medidas que correspondieran con algún género en particular.

Los nematodos capilaroides (se denominan así por su parecido morfológico del huevo) que se han descrito en Falconiformes y Strigiformes se encuentran *Capillaria tenuissima*, *Baruscapillaria falconis*, *Eucoleus dispar* y *Ornithocapillaria cylindrica* en Estados Unidos, Canadá, Cuba, Chile, España, Alemania, República Checa, Holanda, Polonia, Austria, Francia, Japón, Taiwan y Nueva Zelanda **(Atkinson, 2007)**.

En el caso de *Capillaria* sp, se diagnosticó solamente la presencia de un huevo en el recinto de los búhos virginianos. Baker et al, **(1996)**, determinó la presencia de *Capillaria* sp en Falconiformes y Strigiformes en cautiverio en Estados Unidos; **Atkinson, (2007)** diagnosticó *Baruscapillaria falconis* y *Capillaria tenuissima* en búho virginiano. Según **Fowler (2001)**, tanto en Norteamérica como en América del Sur, *Capillaria* spp es más prevalente en Strigiformes de vida libre (78%) que en cautiverio (7%), por lo que se puede asumir que no es estrictamente necesario realizar una desparasitación si la carga parasitaria es relativamente baja y los hospederos no muestran signos clínicos de enfermedad. *Capillaria* sp es un parásito que se puede encontrar en el ingluvis, esófago, intestino delgado y esto

dependerá del tipo de hospedero en el que se encuentre. Es un parásito de ciclo directo en el cual, la larva en fase infectante es ingerida por el hospedero y por medio de alimento contaminado con heces, sin embargo algunas especies de *Capillaria* sp pueden tener como huésped intermediario gusanos de tierra **(Samour, 2010)**.

La incidencia de hemoparásitos en el total de aves de presa evaluadas fue del 1.4%, (solo un individuo presentó parásitos) y la especie que se determinó fue *Haemoproteus* sp, los hemoparásitos que se han reportado en aves de presa son *Haemoproteus* spp, *Leucocytozoon* spp, *Plasmodium relictum*, *Babesia* sp, y *Trypanosoma avium* y dichos hemoparásitos se transmiten por medio de vectores como insectos hematófagos tales como: moscas hipobóscidas y mosquitos principalmente de acuerdo con **Atkinson 2008, Samour 2010, Santos 2011, Campbell y Ellis 2007, Cooper 2002 y Bird et al, 2007**, al no determinar la presencia de éstos vectores en las instalaciones del CIVS Los Reyes y del Heroico Colegio Militar, es un indicio de que las aves llegaron con la presencia de éste hemoparásito. Solamente un Aguililla de Cola roja hembra adulta presentó *Haemoproteus* sp. **Imagen 19.** y ésta ave estaba ubicada en una percha baja, pues recientemente había ingresado por fractura de húmero izquierdo. Esta ave no presentaba signos clínicos sugerentes de la enfermedad (anemia hemolítica, mucosas pálidas), leucocitosis, hepatomegalia, esplenomegalia, debilidad, anorexia, depresión), lo que concuerda con **Atkinson 2008, Samour 2010,**

Morishita 1998 y Douglas 2010 pues ellos informan que las aves parasitadas raramente muestran problemas de salud serios, pues los hemoparásitos como *Haemoproteus* sp y *Leucocytozoon* sp, son considerados no patógenos en aves adultas, pero pueden causar mortalidad en pichones y juveniles. Lo anterior propone que los hemoparásitos no deben dejarse pasar por alto y aunque no se observen signos clínicos se deben de mantener en observación pues un animal inmunodeprimido por el estrés del cautiverio, mala alimentación y condiciones ambientales adversas, pueden permitir que los hemoparásitos se desarrollen en el huésped pues son portadores sanos de la enfermedad (**Atkinson, 2008**).

Diferencias hematológicas entre la presencia de mayor y menor número de ooquistes de coccidias en la especie de búho café (*Ciccaba virgata*)

De acuerdo con lo observado, se puede inferir que hasta la presencia de 550 ooquistes/gramo de heces, los ejemplares no muestran signos clínicos de parasitosis aunque con la carga de 550 ooquistes/gramo de heces ya se observa una eosinofilia, que puede deberse a un daño tisular en intestino delgado ocasionado por la presencia de coccidias. De acuerdo con Moreno (2003), se necesitan desde 1000 hasta 5000 o más ooquistes/gramo de heces para causar signos clínicos (heces amarillentas con sangre, acuosas, contenido cecal) en aves de producción. En el caso de las aves de presa, no hay información de la cual

podamos partir para determinar la cantidad de ooquistes/gramo de heces necesarios para causar signos clínicos, sin embargo con este estudio se puede apoyar para tomar en cuenta la carga parasitaria y los resultados del hemograma y así realizar una valoración integral del individuo.

Diferencias hematológicas entre ejemplares habituados y no habituados de Aguilillas de Harris (*Parabuteo unicinctus*)

De acuerdo con la comparación entre grupos habituados y no habituados, se puede inferir que la diferencia entre sólidos totales (incremento) puede deberse a artefacto por lipemia y que favorece la hemólisis debido a que no se realiza un ayuno adecuado (mínimo ocho horas) en los animales que no se encuentran habituados pues en su alojamiento ellos tuvieron acceso al alimento *ad libitum*, mientras que con los ejemplares habituados se les alimentó y se les retiró los restos de comida por lo que este grupo presenta un ayuno mínimo de ocho horas.

Para el caso de los cambios observados en el hemograma durante el conteo total de leucocitos y heterófilos (leucocitosis por heterofilia), pueden deberse al efecto de catecolaminas y esto se refleja en una redistribución celular durante el manejo de las aves que no se encuentran habituadas puesto que la leucocitosis fisiológica ocurre en respuesta de excitación, miedo, vuelo forzado y actividad muscular excesiva. El incremento de heterófilos, así como de linfocitos pueden provocar la leucocitosis y esta se presenta de manera rápida y transitoria.

Si el mecanismo de los mamíferos se extrapola a las aves, la leucocitosis por heterofilia se puede relacionar a la liberación de epinefrina, la cual incrementa el gasto cardíaco, la presión sanguínea y promueve la remoción de leucocitos de la microvasculatura hacia el torrente sanguíneo.

Con base en la eosinofilia que se presenta en el grupo de ejemplares de aguilillas de Harris (*Parabuteo unicinctus*) no habituados, se puede sugerir que se trata de un cambio hematológico natural pues Douglas y Samour, 2010 informan que es común observarlo en aves de presa diurnas en vida libre. (**Douglas, 2010 y Samour, 2010**).

CONCLUSIONES

Comparando los valores hematológicos que se reportan en la literatura consultada (**Black, 2011; Campbell, 2007; Carpenter 2013; Mitchell, 2008; Ritchie, 1994; Samour, 2010; Tully, 2009; Weiss, 2010**) y los obtenidos en la presente tesis, se pueden observar las siguientes diferencias:

1. Se observan valores de leucocitos significativamente más elevados en ejemplares no habituados de la especie aguilillas de Harris (*Parabuteo unicinctus*), esto no denota una enfermedad sino una dinámica leucocitaria en respuesta a estímulo de catecolaminas ocasionado por el manejo al momento de tomar las muestras de sangre.
2. Por primera vez se determina la relación Heterófilo:Linfocito (H:L) para especies nativas de México y algunas que se encuentran en otros países, parte fundamental pues la relación H:L determina la presencia de estrés comparando los valores absolutos de heterófilos y linfocitos, es importante mencionar que las aves de presa nocturnas tienen mayor cantidad de linfocitos en comparación con heterófilos, esto debe tomarse en cuenta al momento de interpretar los resultados del hemograma.

3. Por primera vez en México, se determina la presencia de *Capillaria* sp en búho virginiano (*Bubo virginianus*).
4. Se determina que las coccidias son los parásitos más diagnosticados en aves de presa y en general aves silvestres de vida libre que son mantenidas en cautiverio. Esto se debe a infecciones recurrentes o que ya se encontraban parasitadas, lo que sugiere que un manejo preventivo como evitar ofrecer alimento contaminado con las heces de los ejemplares puede ayudar a disminuir la reincidencia y reinfección al evitar la ingestión de ooquistes.
5. Se determina la presencia de *Haemoproteus* sp en un aguililla de cola roja (*Buteo jamaicensis*).
6. La frecuencia de parásitos en este estudio fue del 20% (n=14) para coccidias, 8.57% (n=6) para infección mixta (Coccidias y *Capillaria* sp) y 1.4% (n=1) de hemoparásitos de la población total (n=70) aves de presa en los dos lugares de muestreo.

7. El uso de perchas de pantalla favorece una menor incidencia de parasitosis en ejemplares alojados en cámaras de muda y con manejo del Sistema Parental para su rehabilitación.

8. Se sugiere implementar un programa de desparasitación siempre y cuando se realice el diagnóstico preciso y se presente la enfermedad, puesto que es normal que las aves silvestres en vida libre tengan la presencia de parásitos como microbiota natural.

9. Se sugiere el siguiente esquema de desparasitación (**Flujograma 1**) y la determinación del destino de los ejemplares rehabilitados/inhabilitados (**Flujograma 2**) con base en los resultados obtenidos en esta tesis y lo expuesto por diversos autores.

.....

REFERENCIAS

The American Ornithologists' Union (AOU). www.aou.org Consultado el 23 de Febrero del 2014.

Aprile, G. y C. Bertonatti. Libertad condicional: la rehabilitación y liberación de animales silvestres. Rev. Información Veterinaria, Colegio Médico Veterinario de la Prov. Córdoba, Córdoba. (92): 27-29. 1994.

Aprile, G. y C. Bertonatti. Manual sobre rehabilitación de fauna. Bol. Téc. N° 31, FVSA, Buenos Aires, Argentina. 109. 1996.

Aprile, G. y Santillán, O. J.M. Rehabilitación de Fauna (con miras a su posterior reintroducción ambiental). En: Bertonatti, C., Manual Sobre Control del Tráfico de Vida Silvestre. Bol. Téc. N 12, FVSA - Programa Control del Tráfico de Vida Silvestre, 27-28. Buenos Aires, Argentina. 1992.

Atkinson, C., N. J. Thomas y D. B. Hunter. Parasitic diseases of wild birds. 1st. Edition. Willey-Blackwell publishing. United States of America. 2008.

Baker, D. G., T. Y. Morishita, J. L. Bartlett y D. L. Brooks. Coprologic survey of internal parasites of northern California raptors. Journal Zoo and Wildlife Medicine 27:358-363. 1996.

Besné, A., J. A. Figueroa, H. Quiróz, A. Ramírez y E. Ramos. Manual de Prácticas de Laboratorio de Parasitología. Departamento de Parasitología.

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Nacional Autónoma de México. México. Pp. 27-30, 39-40, 45-49. 2005.

Bird, D. y K. L. Bildstein. Raptor research and management techniques. Raptor Research Foundation. Institute for Wildlife Research, National Wildlife Federation. Washington, D.C. Hancock House Publishers. Impreso en China. Pp 278, 282-284, 318. 2007.

Black, A., Peter, David L. McRuer y Leigh-Ann Horne. Hematologic parameters in raptor species in a rehabilitation setting before release from Wildlife Center of Virginia. *Journal of Avian Medicine and Surgery* 25(3):192-198. 2011.

Campbell, T. y C. K. Ellis. Avian & exotic animal hematology & cytology. 3rd. Edition. Iowa State University Press. Blackwell Publishing. Pp 11, 24. 2007.

Carpenter, James W. Exotic Animal Formulary. 4th Edition. Elsevier Saunders St. Louis Missouri. USA. 2013.

Cooper, J. E. Birds of prey: Health and Disease. 3rd. Edition. Iowa State Press. Blackwell Publishing. United State of America. 2002.

Cooper, J. E. y D. J. Petty. Trichomoniasis in free-living goshawks (*Accipiter gentilis gentilis*) from Great Britain. *Journal of Wildlife Diseases* 24(1):80-87. 1988.

Cubas, Z. S. y Neri S. Medicina y patología de aves de compañía. Pp.213-264 en R. Aguilar, S. Hernández y S. Hernández (eds). Atlas de Medicina Terapéutica y Patología de animales exóticos. 1ª edición. Intermédica. Argentina. 2005.

Daszak, P., A. A. Cunningham y A. D. Hyatt. Emerging infectious diseases of wildlife – threats to biodiversity and human health. Science 287:443-449. 2000.

Documento Oficial de la Federación. Norma Oficial Mexicana 059-SEMARNAT. 2010

Evans, A.T. Introduction to Wildlife Rehabilitation. National Wildlife Rehabilitators Association. EU. 1985.

Fowler, M. E. Order Strigiforms (Owls). Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals. Iowa State University Press. 2001.

Fudge, A. Disorders of Avian Erythrocytes. Pp. 28-33 en A. Fudge (ed.). Laboratory Medicine Avian and Exotic pets. W. B. Saunders Company. USA. 2000.

Hunter, B. Wildlife and the veterinarian. Wildlife rehabilitation. Canadian Veterinary Journal. 30: 781-782. 1989.

International Union for Conservation of Nature Red List of Threatened Species (IUCN), www.iucnredlist.org Consultado el 24 de Febrero del 2014.

Lozano-Ortega, I. Managing animal behavior through environmental enrichment with emphasis in rescue and rehabilitation centers. Dissertation submitted for the

diploma in Endangered Species Management to the Durrell Wildlife Conservation Trust in Jersey, Channel Islands and the University of Kent at Canterbury, U.K. 1999.

Lloyd, C. Control of nematode infections in captive birds. *Avian Practice*. In *Practice* 25:201-206. 2003.

Mitchell, E. B. y J. Johns. Avian Hematology and related disorders. *Veterinary Clinics Exotic Animal Practice*. 11:501-522. 2008.

Morishita, T. Y., A. T. Fullerton, L. J. Lowestine, I. A. Gardner y D. L. Brooks. Morbidity and mortality in free-living raptorial birds of northern California: A retrospective study. *Journal of Avian Medicine and Surgery* 12:78-81. 1998.

Naldo, J. y J. Samour. Causes of morbidity and mortality in falcons in Saudi Arabia. *Journal of Avian Medicine and Surgery* 18:229-241. 2004.

Ritchie, W. Branson., G. Harrison and L. Harrison. *Avian Medicine: Principles and Application*. Section two: Hematology. Wingers publishing. Florida. 1994.

Samour, J. *Medicina Aviar*. 2da. Edición. El Sevier. España. 2010.

Sánchez, D. y D. Perpignan. Ética y legislación. Pp. 17-26 en R. Aguilar, S. Hernández y S. Hernández. *Atlas de Medicina Terapéutica y Patología de Animales Exóticos*. 1ª edición. Intermédica. Argentina. 2005.

Santos, Tiziano. Health of an *ex situ* populations of raptors (Falconiforms and Strigiforms) in México: Diagnosis of internal parasites. *Revista Biología Tropical*. Vol. 59 (3). Septiembre 2011.

Sibaja-Morales, K. D. Identificación de los parásitos gastrointestinales y ectoparásitos en animales silvestres en cautiverio en Costa Rica. Tesis de Licenciatura de Medicina Veterinaria. Universidad Nacional Campus Benjamín Núñez, Heredia Costa Rica 61p. 2006.

Silva, P., C. I. Rodríguez, B. Manrique y A. D. de la Vega. Manual para la Rehabilitación de Aves de Presa en los Centros para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre (CIVS). Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. México. Pp. 52, 119. 2010.

Tista-Olmos, C. Diplomado a Distancia en Medicina, Cirugía y Zootecnia en Perros y Gatos. Módulo 3 “Fundamentos de Cirugía”. Capítulo 4 “Hemostasis”. Pp 179-180, 183, 185-186. Octava Edición. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 2011.

Tully, T., G. M. Dorrestein y A.K. Jones. Handbook of Avian Medicine. 2nd. Edition. Saunders Elsevier. China. 2009.

Weiss, J. Douglas., K. Jane Wardrop. Schalm’s Veterinary Hematology. 6th Ed. Blackwell Publishing. 2010.

CUADROS Y FIGURAS

Nombre científico	Nombre común	Número de individuos
<i>Parabuteo unicinctus</i>	Aguililla de Harris	15
<i>Buteo jamaicensis</i>	Aguililla de cola roja	10
<i>Aquila chrysaetos canadensis</i>	Águila real dorada	3
<i>Buteo magnirostris</i>	Aguililla caminera	2
<i>Buteo swainsoni</i>	Aguililla de Swainson	2
<i>Buteogallus anthracinus</i>	Aguililla negra menor	1
<i>Buteo nitidus /Buteo plagyatus</i>	Aguililla gris	4
<i>Elanus caeruleus leucurus</i>	Milano coliblanco	2
<i>Falco peregrinus</i>	Halcón peregrino	6
<i>Falco femoralis</i>	Halcón aplomado	1
<i>Polyborus plancus /Caracara cheriway</i>	Caracara	9
<i>Coragyps atratus</i>	Zopilote común	1
<i>Tyto alba</i>	Lechuza de campanario	3
<i>Bubo virginianus</i>	Búho virginiano	6
<i>Ciccaba virgata</i>	Búho café	5
Total de ejemplares		70

Cuadro 1. Especies de aves de presa y rapaces a las que se le tomarán muestras sanguíneas y coproparasitoscópicas.

Instalaciones CIVS-Los Reyes	Dimensiones
Aviario (Av)	29m(l) x 10m(a) x 6m(h)
Jaulas de vuelo (J)	4.5m (l) x 5m(a) x 2-5m(h)
Cámara de muda (CM)	8m(l) x 5m(a) x 2.8m(h)
Jaula de vuelo individual (Ji)	1.6m(l) x 2.4m(a), x 2.1m(h)
Cámara de muda individual (CMi)	1.6m(l) x 1.2m(a), x 2.1m(h)

Cuadro 2. Dimensiones de las instalaciones.

Tipo de alimento	# Días en que se ofrece a la semana	% Total de la dieta a la semana
Rata	2	28.6
Ratón	1	14.3
Conejo	1	14.3
Codorníz	1	14.3
Pollo	1	14.3
Ayuno	1	

Cuadro 3. Tipo de alimento y número de días por semana que se ofrecen los diferentes alimentos.

Peso corporal del ave (Kg)	Ingesta de alimento (% del peso corporal)
0.100 a 0.200	20 a 25
0.201 a 0.800	11 a 19
0.801 a 1.2	7 a 10
Más de 1.2	4 a 6

Cuadro 4. Promedio de Ingesta diaria de alimento en Aves de presa (Silva, et al., 2010).

Cuadro 9. Intervalos de confianza para la media al 95% de valores hematológicos de la especie Aguililla de Harris (*Parabuteo unicinctus*) y su comparación con dos tipos diferentes de estado comportamental definidos dentro del Sistema Parental

	n=15		n=8		n=7	
	Límite inferior	Límite superior	Límite inferior	Límite superior	Límite inferior	Límite superior
Hematocrito (L/L)	0.41	0.45	0.42	0.48	0.37	0.46
Eritrocitos ($\times 10^{12}$)	2.47	3.03	2.47	3.11	2.13	3.32
Sólidos totales (g/L)	41	48	43	53	36	46
Trombocitos ($\times 10^9$)	11.48	15.25	10.19	15.71	10.42	17.27
Leucocitos ($\times 10^9$)	7.06	12.26	5.04	7.33	10.05	17.2
Heterófilos ($\times 10^9$)	3.11	7.37	2.0	3.27	4.72	11.72
Linfocitos ($\times 10^9$)	1.77	2.7	2.01	2.68	1.39	3.32
Monocitos ($\times 10^9$)	0.39	0.83	0.31	0.88	0.19	1.08
Eosinófilos ($\times 10^9$)	0.75	1.72	0.39	0.76	1.32	2.65
Basófilos ($\times 10^9$)	0.16	0.5	0.7	0.43	0.07	0.77
Relación H:L	1.44	3.96	0.68	2.16	1.82	6.51
Parásitos	Negativo		Negativo		Negativo	
Tipo de alojamiento	Percha/Aviario		Percha		Aviario	
Género	Machos y Hembras		Machos y Hembras		Machos y Hembras	
Estado clínico	Sin alteraciones/Mutilados		Sin alteraciones/Mutilados		Sin alteraciones	
Estado físico	Juveniles y Adultos		Adultos		Adultos	
Estado comportamental	Habitados y No habitados		Habitados		No habitados	

Cuadro 10. Intervalos de confianza para la media al 95% de valores hematológicos de la especie Aguililla de Cola roja (*Buteo jamaicensis*) dentro del Sistema Parental

	n=10	
	Límite inferior	Límite superior
Hematocrito (L/L)	0.43	0.49
Eritrocitos ($\times 10^{12}$)	2.46	2.92
Sólidos totales (g/L)	38	46
Trombocitos ($\times 10^9$)	10.88	14.74
Leucocitos ($\times 10^9$)	5.14	7.79
Heterófilos ($\times 10^9$)	1.78	3.21
Linfocitos ($\times 10^9$)	1.15	1.99
Monocitos ($\times 10^9$)	0.35	0.86
Eosinófilos ($\times 10^9$)	0.78	1.96
Basófilos ($\times 10^9$)	0.24	0.61
Relación H:L	0.91	2.83
Parásitos	Negativo/ <i>Haemoproteus</i> spp.	
Tipo de alojamiento	Percha	
Género	Machos y Hembras	
Estado clínico	Sin alteraciones/Fractura en ala/Pododermatitis	
Estado físico	Adultos	
Estado comportamental	Habitados	

Cuadro 11. Intervalos de confianza para la media al 95% de valores hematológicos de la especie <i>Aguililla gris (Buteo plagiatus/Buteo nitidus)</i> dentro del Sistema Parental		
	n=4	
	Límite inferior	Límite superior
Hematocrito (L/L)	0.41	0.46
Eritrocitos (x10¹²)	2.59	2.76
Sólidos totales (g/L)	45	53
Trombocitos (x10⁹)	11.33	17.72
Leucocitos (x10⁹)	7.83	10.54
Heterófilos (x10⁹)	2.61	6.44
Linfocitos (x10⁹)	2.2	3.67
Monocitos (x10⁹)	0	1.29
Eosinófilos (x10⁹)	0.3	1.56
Basófilos (x10⁹)	0	0.48
Relación H:L	0.73	2.46
Parásitos	Negativo	
Tipo de alojamiento	Jaula de vuelo	
Género	Hembras	
Estado clínico	Sin alteraciones	
Estado físico	Juveniles y Adultos	
Estado comportamental	No habituados	

Cuadro 12. Intervalos de confianza para la media al 95% de valores hematológicos de la especie Halcón peregrino (<i>Falco peregrinus</i>) dentro del Sistema Parental		
	n=6	
	Límite inferior	Límite superior
Hematocrito (L/L)	0.43	0.49
Eritrocitos (x10¹²)	2.42	3.42
Sólidos totales (g/L)	32	44
Trombocitos (x10⁹)	10.47	14.03
Leucocitos (x10⁹)	6.47	8.34
Heterófilos (x10⁹)	3.63	5.66
Linfocitos (x10⁹)	1.3	2.87
Monocitos (x10⁹)	0.19	0.6
Eosinófilos (x10⁹)	0	0
Basófilos (x10⁹)	0.14	0.42
Relación H:L	1.31	3.74
Parásitos	Negativo	
Tipo de alojamiento	Percha y Jaula de vuelo	
Género	Machos y Hembras	
Estado clínico	Sin alteraciones	
Estado físico	Juveniles y Adultos	
Estado comportamental	Habitados y No habitados	

Cuadro 13. Intervalos de confianza para la media al 95% de valores hematológicos de la especie <i>Caracara (Polyborus plancus/Caracara cheriwey)</i> dentro del Sistema Parental		
	n=9	
	Límite inferior	Límite superior
Hematocrito (L/L)	0.47	0.52
Eritrocitos (x10¹²)	2.44	2.83
Sólidos totales (g/L)	34	43
Trombocitos (x10⁹)	10.29	13.81
Leucocitos (x10⁹)	4.1	7.14
Heterófilos (x10⁹)	1.6	4.29
Linfocitos (x10⁹)	1.68	2.8
Monocitos (x10⁹)	0.05	0.29
Eosinófilos (x10⁹)	0	0.13
Basófilos (x10⁹)	0.1	0.31
Relación H:L	0.69	2.3
Parásitos	(+)Coccidias 50 ooquistes/g de heces	
Tipo de alojamiento	Jaula de vuelo	
Género	Machos y Hembras	
Estado clínico	Sin alteraciones	
Estado físico	Juveniles y Adultos	
Estado comportamental	No habituados	

Cuadro 14. Intervalos de confianza para la media al 95% de valores hematológicos de la especie Búho virginiano (<i>Bubo virginianus</i>) dentro del Sistema Parental		
	n=6	
	Límite inferior	Límite superior
Hematocrito (L/L)	0.38	0.44
Eritrocitos (x10¹²)	1.46	2.67
Sólidos totales (g/L)	38	49
Trombocitos (x10⁹)	9.82	12.82
Leucocitos (x10⁹)	4.49	13.62
Heterófilos (x10⁹)	0.92	7.59
Linfocitos (x10⁹)	1.7	5.81
Monocitos (x10⁹)	0.15	0.7
Eosinófilos (x10⁹)	0	0.74
Basófilos (x10⁹)	0.2	0.44
Relación H:L	0.38	2.0
Parásitos	(+) <i>Coccidias</i> 250 ooquistes/g de heces	
	(+) <i>Capillaria</i> sp 50 huevos/g de heces	
Tipo de alojamiento	Jaula de vuelo	
Género	Machos y Hembras	
Estado clínico	Sin alteraciones	
Estado físico	Adultos	
Estado comportamental	No habituados	

Cuadro 15. Intervalos de confianza para la media al 95% de valores hematológicos de la especie Búho café (<i>Ciccaba virgata</i>) dentro del Sistema Parental		
	n=5	
	Límite inferior	Límite superior
Hematocrito (L/L)	0.37	0.45
Eritrocitos (x10¹²)	1.55	2.93
Sólidos totales (g/L)	47	63
Trombocitos (x10⁹)	11.32	16.68
Leucocitos (x10⁹)	5.62	6.88
Heterófilos (x10⁹)	0.6	1.71
Linfocitos (x10⁹)	2.85	4.07
Monocitos (x10⁹)	0.34	0.61
Eosinófilos (x10⁹)	0.11	1.51
Basófilos (x10⁹)	0.1	0.6
Relación H:L	0.2	0.47
Parásitos	(+)Coccidias 100 y 550 ooquistes/g de heces	
Tipo de alojamiento	Percha y Jaula de vuelo	
Género	Machos y Hembras	
Estado clínico	Sin alteraciones/Fractura en ala	
Estado físico	Juveniles y Adultos	
Estado comportamental	Habitados y No habitados	

Cuadro 16. Media y Error estándar de valores hematológicos de la especie <i>Aguililla caminera (Buteo magnirostris)</i> dentro del Sistema Parental		
	n=2	
	Media	Error estándar
Hematocrito (L/L)	0.41	0.01
Eritrocitos (x10¹²)	2.86	0.07
Sólidos totales (g/L)	36	2.0
Trombocitos (x10⁹)	12.25	0.35
Leucocitos (x10⁹)	6.49	1.21
Heterófilos (x10⁹)	2.84	0.47
Linfocitos (x10⁹)	1.34	0.05
Monocitos (x10⁹)	0.48	0.12
Eosinófilos (x10⁹)	1.5	0.5
Basófilos (x10⁹)	0.32	0.06
Relación H:L	2.1	0.26
Parásitos	Negativo	
Tipo de alojamiento	Percha	
Género	Macho y Hembra	
Estado clínico	Sin alteraciones/Muda	
Estado físico	Adultos	
Estado comportamental	No habituados	

Cuadro 17. Media y Error estándar de valores hematológicos de la especie Aguililla de Swainson (<i>Buteo swainsoni</i>) dentro del Sistema Parental		
	n=2	
	Media	Error estándar
Hematocrito (L/L)	0.40	0.01
Eritrocitos (x10¹²)	2.61	0.19
Sólidos totales (g/L)	38	2.0
Trombocitos (x10⁹)	11.2	0.7
Leucocitos (x10⁹)	7.92	3.96
Heterófilos (x10⁹)	3.77	1.56
Linfocitos (x10⁹)	0.85	0.59
Monocitos (x10⁹)	0.61	0.02
Eosinófilos (x10⁹)	2.13	1.78
Basófilos (x10⁹)	0.55	0.04
Relación H:L	6.1	2.39
Parásitos	Negativo	
Tipo de alojamiento	Percha	
Género	Machos	
Estado clínico	Sin alteraciones/Muda	
Estado físico	Adultos	
Estado comportamental	Habitados	

Cuadro 18. Media y Error estándar de valores hematológicos de la especie Milano coliblanco (<i>Elanus caeruleus leucurus</i>) dentro del Sistema Parental		
	n=2	
	Media	Error estándar
Hematocrito (L/L)	0.52	0.02
Eritrocitos (x10¹²)	2.93	0.25
Sólidos totales (g/L)	49	1.0
Trombocitos (x10⁹)	13.65	1.75
Leucocitos (x10⁹)	4.29	3.18
Heterófilos (x10⁹)	3.32	2.57
Linfocitos (x10⁹)	0.47	0.33
Monocitos (x10⁹)	0.21	0.01
Eosinófilos (x10⁹)	0.15	0.13
Basófilos (x10⁹)	0.14	0.14
Relación H:L	6.37	1.0
Parásitos	Negativo	
Tipo de alojamiento	Percha	
Género	Machos	
Estado clínico	Muda	
Estado físico	Juveniles	
Estado comportamental	Habitados	

Cuadro 19. Media y Error estándar de valores hematológicos de la especie Águila real dorada (<i>Aquila chrysaetos canadensis</i>) dentro del Sistema Parental		
	n=3	
	Media	Error estándar
Hematocrito (L/L)	0.46	0.03
Eritrocitos (x10¹²)	2.43	0.11
Sólidos totales (g/L)	45	2.0
Trombocitos (x10⁹)	11.43	1.3
Leucocitos (x10⁹)	12.54	0.25
Heterófilos (x10⁹)	9.59	0.7
Linfocitos (x10⁹)	1.5	0.45
Monocitos (x10⁹)	0.73	0.19
Eosinófilos (x10⁹)	0.51	0.23
Basófilos (x10⁹)	0.16	0.04
Relación H:L	8.33	3.6
Parásitos	Negativo	
Tipo de alojamiento	Percha	
Género	Hembras	
Estado clínico	Sin alteraciones	
Estado físico	Adultos	
Estado comportamental	Habitados	

Cuadro 20. Media y Error estándar de valores hematológicos de la especie Lechuza de campanario (<i>Tyto alba</i>) dentro del Sistema Parental		
	n=3	
	Media	Error estándar
Hematocrito (L/L)	0.44	0.01
Eritrocitos (x10¹²)	2.75	0.09
Sólidos totales (g/L)	44	1.0
Trombocitos (x10⁹)	15.4	0.4
Leucocitos (x10⁹)	14.89	3.05
Heterófilos (x10⁹)	8.79	1.7
Linfocitos (x10⁹)	3.58	0.91
Monocitos (x10⁹)	0.68	0.07
Eosinófilos (x10⁹)	1.58	0.51
Basófilos (x10⁹)	0.26	0.13
Relación H:L	2.57	0.3
Parásitos	Negativo	
Tipo de alojamiento	Percha	
Género	Machos	
Estado clínico	Sin alteraciones	
Estado físico	Juveniles	
Estado comportamental	No habituados	

Cuadro 21. Reporte de valores hematológicos de la especie <i>Aguillilla negra menor (Buteogallus anthracinus)</i> dentro del Sistema Parental	
	n=1
Hematocrito (L/L)	0.40
Eritrocitos ($\times 10^{12}$)	3.07
Sólidos totales (g/L)	46
Trombocitos ($\times 10^9$)	13.3
Leucocitos ($\times 10^9$)	10.56
Heterófilos ($\times 10^9$)	5.2
Linfocitos ($\times 10^9$)	1.26
Monocitos ($\times 10^9$)	1.05
Eosinófilos ($\times 10^9$)	2.95
Basófilos ($\times 10^9$)	0.1
Relación H:L	4.12
Parásitos	Negativo
Tipo de alojamiento	Percha
Género	Hembra
Estado clínico	Muda/Lesiones por contacto
Estado físico	Adulto
Estado comportamental	No habituado

Cuadro 22. Reporte de valores hematológicos de la especie Halcón aplomado (<i>Falco femoralis</i>) dentro del Sistema Parental	
	n=1
Hematocrito (L/L)	0.52
Eritrocitos ($\times 10^{12}$)	3.51
Sólidos totales (g/L)	36
Trombocitos ($\times 10^9$)	12.6
Leucocitos ($\times 10^9$)	7.92
Heterófilos ($\times 10^9$)	2.53
Linfocitos ($\times 10^9$)	3.0
Monocitos ($\times 10^9$)	1.51
Eosinófilos ($\times 10^9$)	0.55
Basófilos ($\times 10^9$)	0.33
Relación H:L	0.84
Parásitos	Negativo
Tipo de alojamiento	Percha
Género	Hembra
Estado clínico	Sin alteraciones
Estado físico	Adulto
Estado comportamental	Habituado

Cuadro 23. Reporte de valores hematológicos de la especie Zopilote común (<i>Coragyps atratus</i>) dentro del Sistema Parental	
	n=1
Hematocrito (L/L)	0.59
Eritrocitos ($\times 10^{12}$)	2.99
Sólidos totales (g/L)	48
Trombocitos ($\times 10^9$)	7.7
Leucocitos ($\times 10^9$)	7.26
Heterófilos ($\times 10^9$)	2.85
Linfocitos ($\times 10^9$)	2.46
Monocitos ($\times 10^9$)	0.29
Eosinófilos ($\times 10^9$)	1.52
Basófilos ($\times 10^9$)	0.14
Relación H:L	1.16
Parásitos	Negativo
Tipo de alojamiento	Percha
Género	Hembra
Estado clínico	Sin alteraciones
Estado físico	Adulto
Estado comportamental	No habituado

(87)



Figura 1. Sitio de venopunción en la vena radial para la toma de muestras sanguíneas.



Figura 2. Ejemplo de venopunción con diferente calibre de aguja 25-29G.



3.1



3.2



3.3

Figura 3. Secuencia para realizar presión digital con torunda de algodón seca para producir hemostasia.

(91)



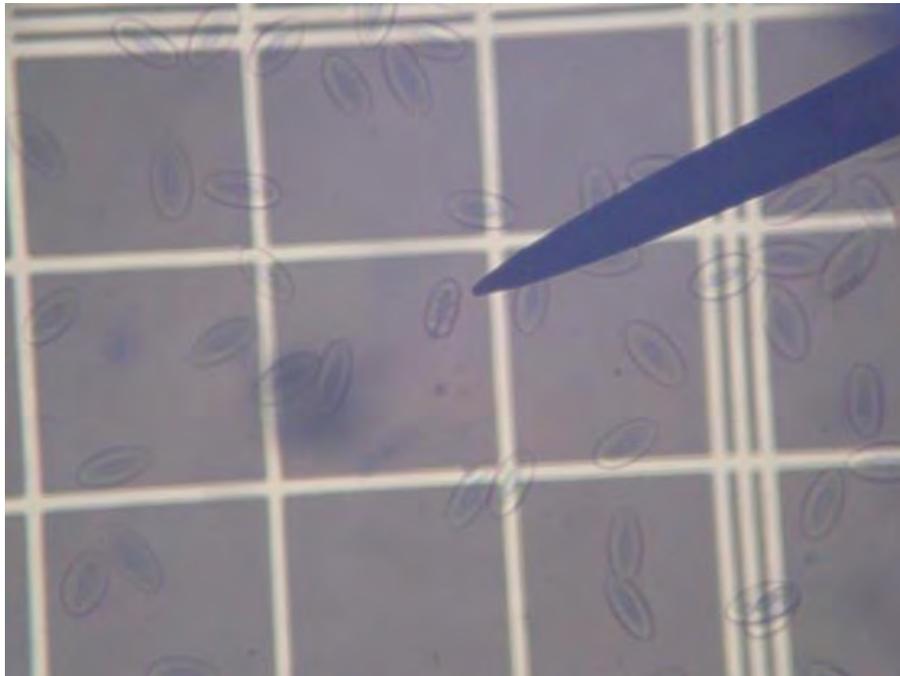
4.1



4.2



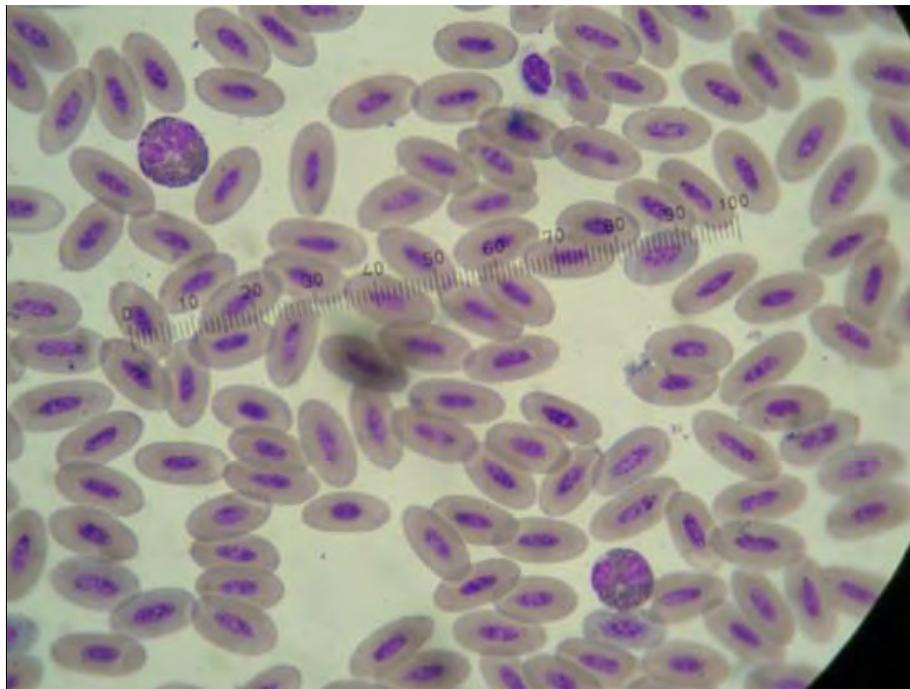
4.3



4.4



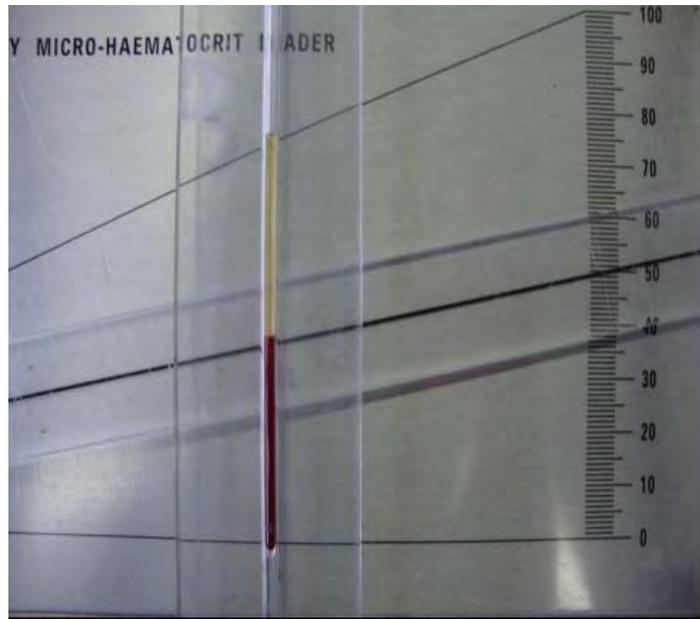
4.5



4.6



4.7



4.8

Figura 4. Material para realizar hemograma (Muestra en microtainers con EDTA 4.1, Pipeta de Thoma 4.2, Hemocitómetro con Solución de Natt & Herrick 4.3 y 4.4, Frotis sanguíneo 4.5, Tinción de Wright 4.6, Microhematocrito que presentan artefacto (lipemia y hemólisis) 4.7 y Escala de hematocrito 4.8).



5.1



5.2



5.3



5.4

Figura 5. Ubicación del plástico debajo de las perchas de pantalla en los diferentes recintos. 5.1 (CM), 5.2, 5.3 y 5.4 (J)

(97)



6.1



6.2



6.3

Figura 6. Recolección de heces para realizar examen coproparasitológico. 6.1 y 6.2 Recolección de muestras de heces, 6.3 Identificación de muestras.



7.1



7.2

(100)

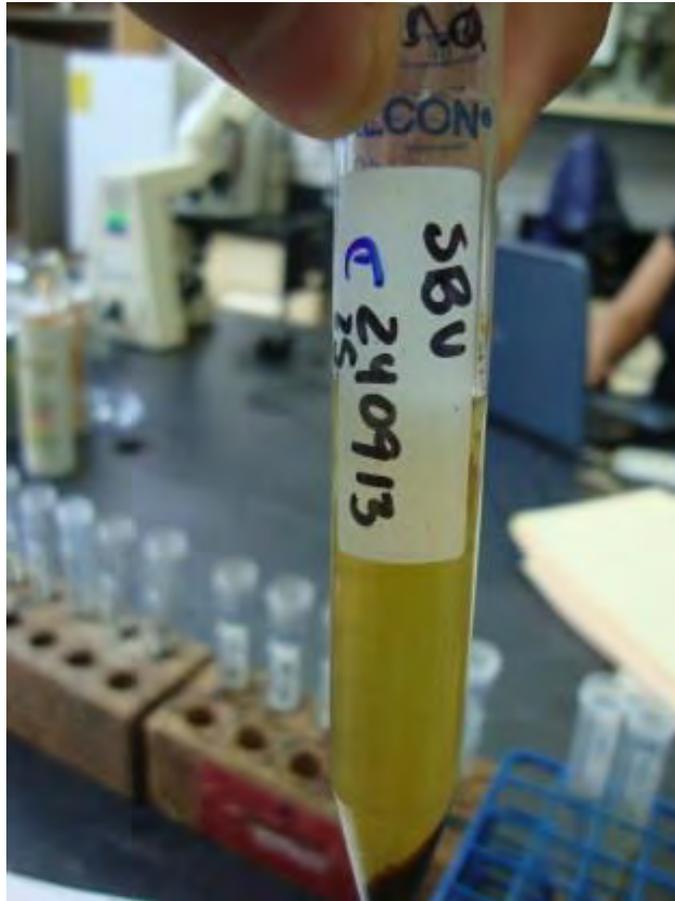


7.3



7.4

(101)



7.5



7.6

Figura 7. Material y procedimiento para realizar método de Mc Master y Faust para determinar presencia y cantidad de ooquistes y huevos de parásitos. 7.1 Material para realizar Técnica de Mc Master y Faust. 7.2 Muestra en reposo para realizar Técnica de Mc Master. 7.3 y 7.4 Llenado de la cámara de Mc Master. 7.5 y 7.6 Muestra después de la centrifugación para Técnica de Faust.



8.1



8.2



8.3

Figura 8. Aviario en las instalaciones del CIVS-Los Reyes



9.1



9.2

Figura 9. Jaulas de vuelo en las instalaciones del CIVS-Los Reyes.



10.1



10.2

Figura 10. 10.1 Cámara de Muda en las instalaciones del CIVS-Los Reyes (Vista externa).10.2 Perchas de pantalla en el interior de la (CM).

(107)



Figura 11. Perchas de pantalla que se utilizan en el Sistema parental.

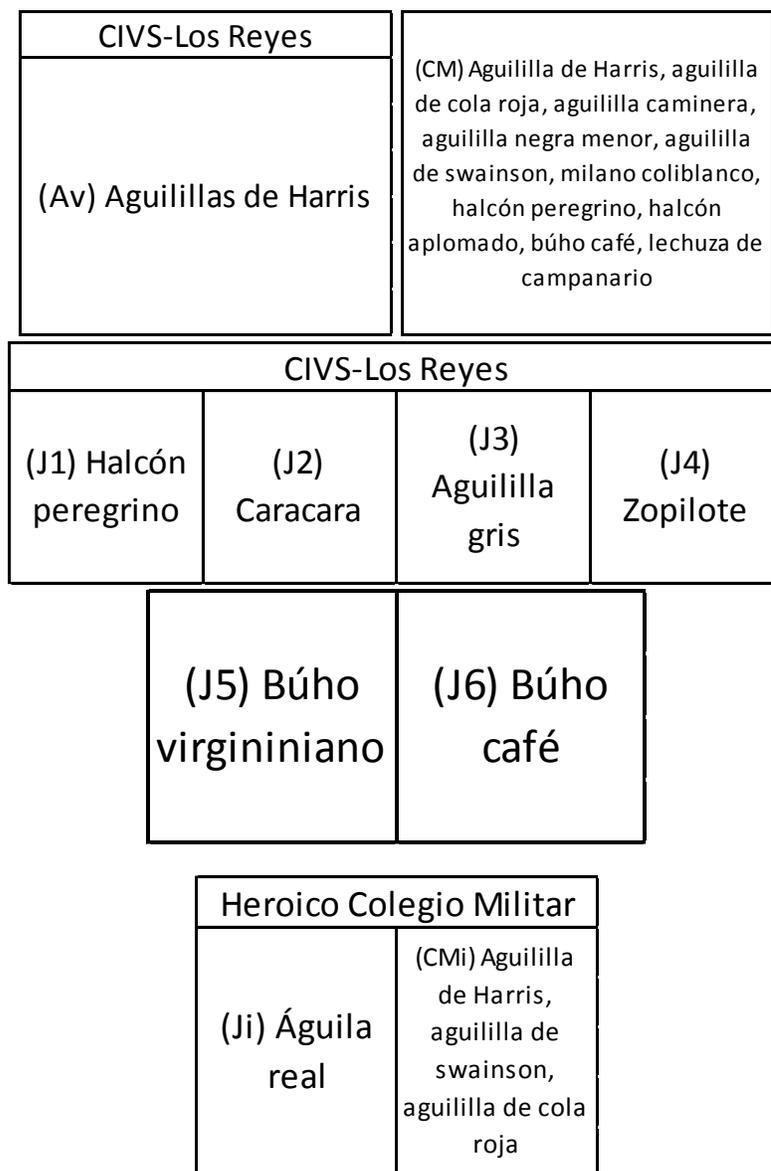
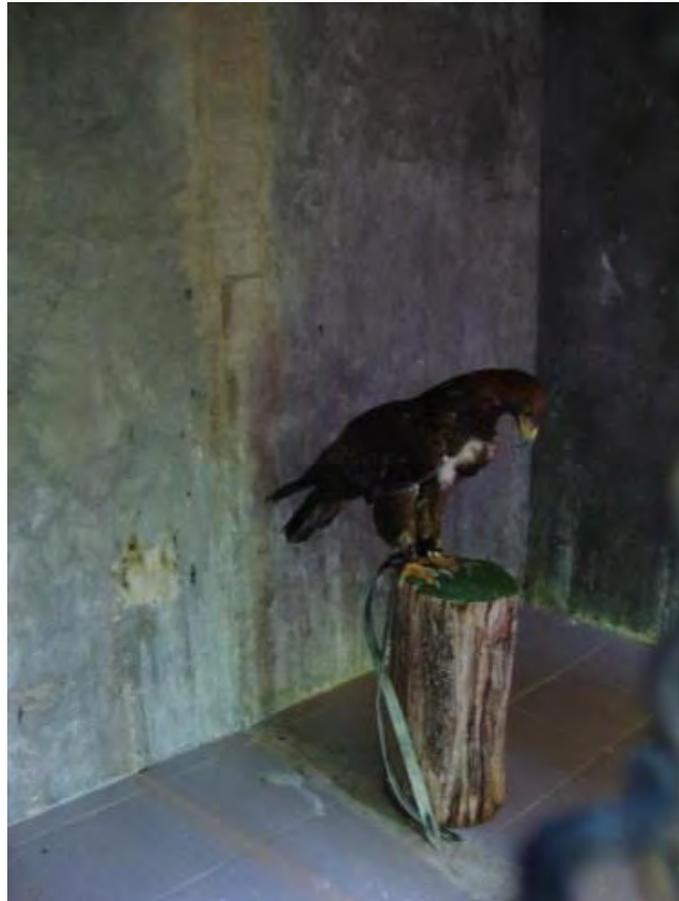


Figura 12.. Disposición de los ejemplares. 1. Aviario (Av), 2. Cámara de muda (CM), 3. Jaula de vuelo (J), 4. Cámara de muda individual (CMi), Jaula individual (Ji).

(109)



13.1



13.2

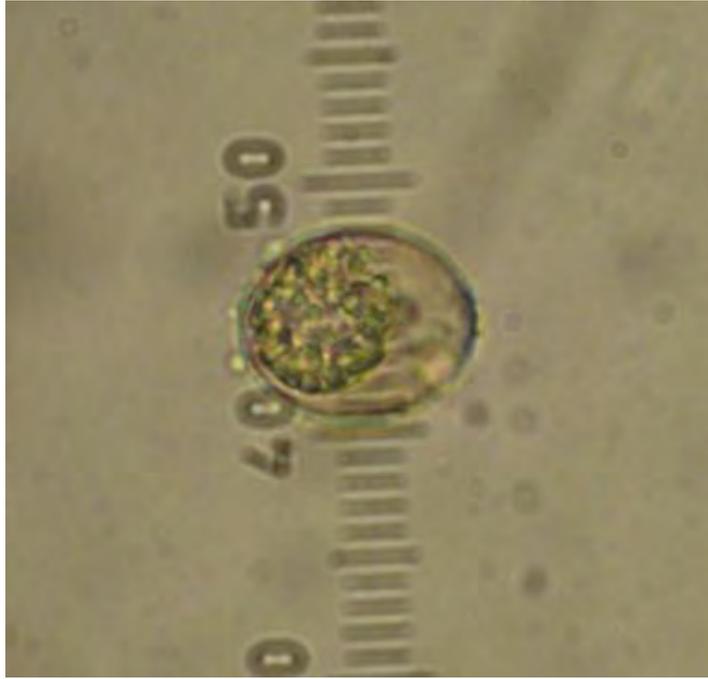
Figura 13. Jaula individual (Ji) para águila real dorada (Aquila chrysaetos canadensis) en las instalaciones de la UMA Heroico Colegio Militar.

(111)

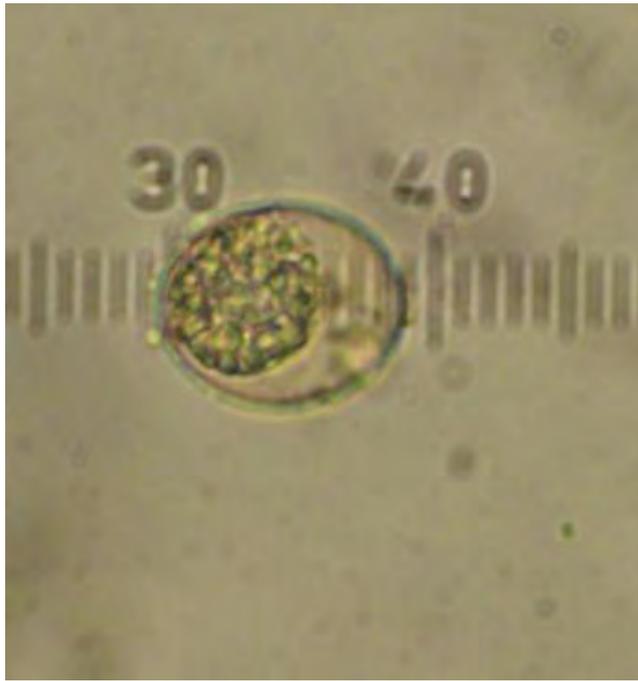


Figura 14. Cámara de muda individual (CMI) en las instalaciones de la UMA Heroico Colegio Militar.

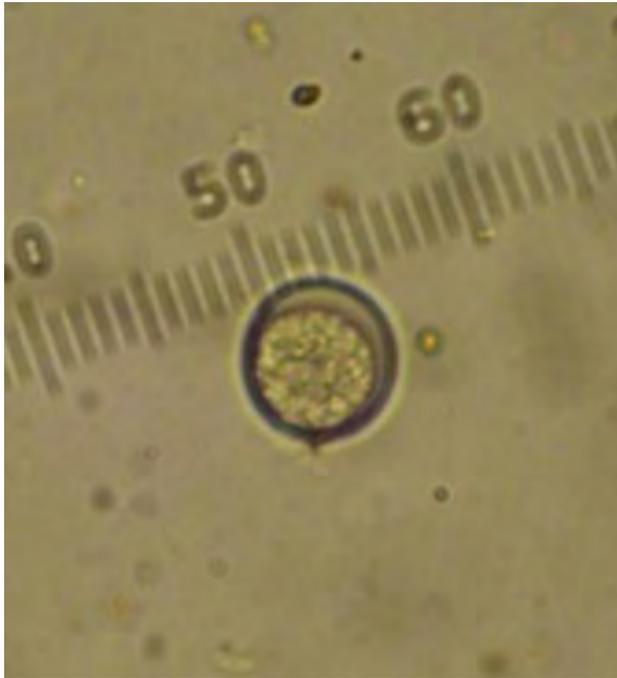
(112)



15.1



15.2



15.3

Figura 15. Coccidias no esporuladas en muestras de heces de la especie Caracara (Polyborus plancus/Caracara cheriwey). Medidas de 20x22.5 μ m (figuras 15.1 y 15.2) y 17.5 μ m en aumento 400x.



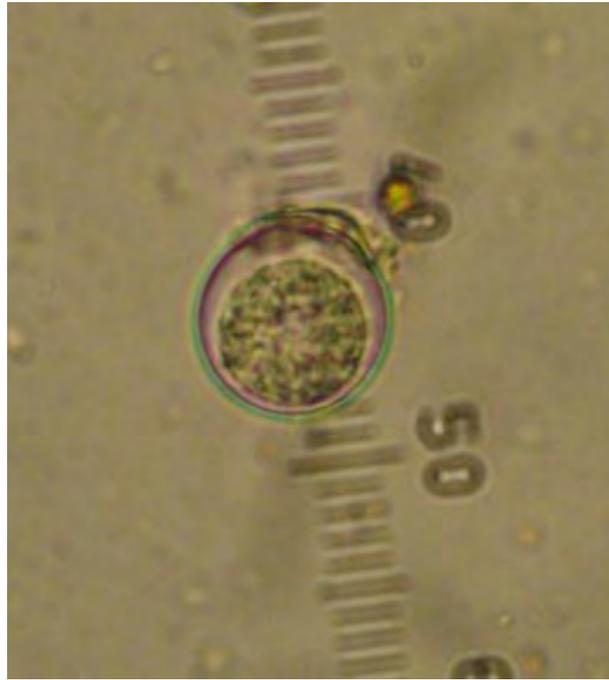
16.1



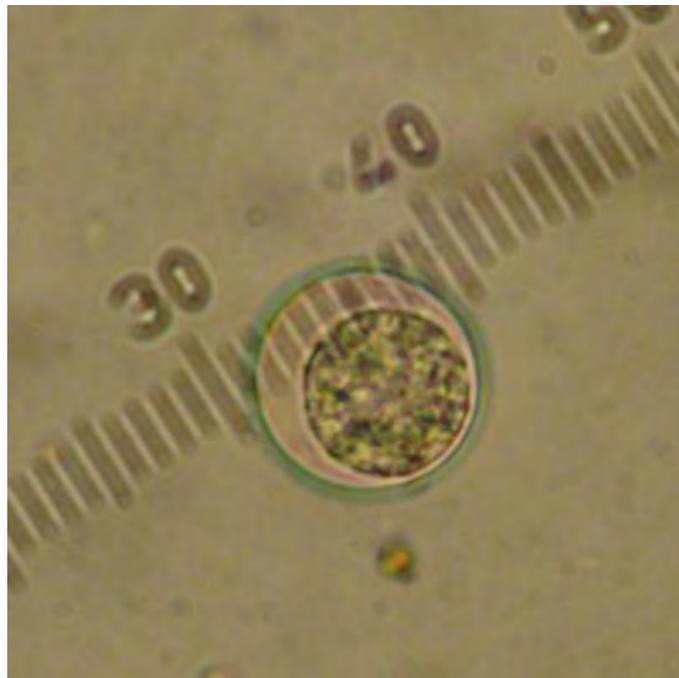
16.2

Figura 16. Coccidias esporuladas en muestras de heces de la especie Búho café (*Ciccaba virgata*). Medidas de $22.5\mu\text{m}$ en aumento $400\times$.

(115)



17.1



17.2



17.3

Figura 17. Coccidias no esporuladas en muestras de heces de la especie Búho virginiano (Bubo virginianus). Medidas de 20 μ m (figura 17.1), 22.5 μ m (figura 17.2) y 27.5 μ m (figura 17.3) en aumento 400x.

(117)



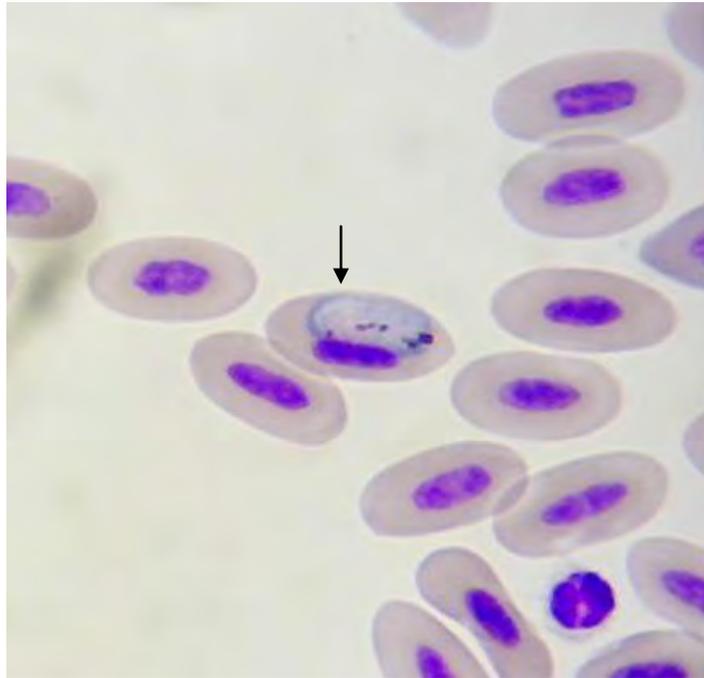
18.1



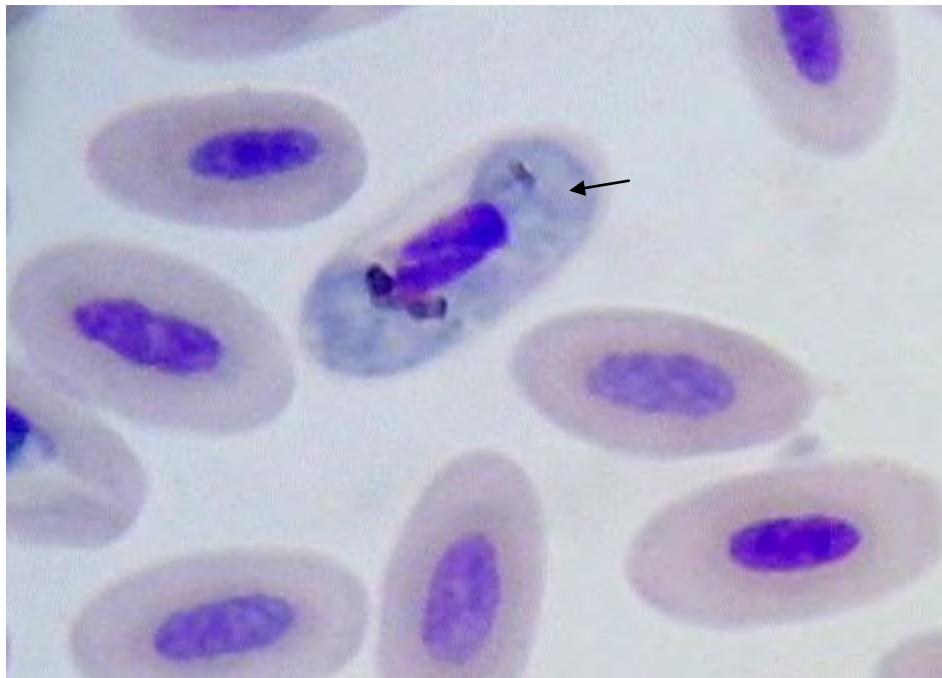
18.2

Figura 18. Huevo de *Capillaria sp* en muestras de heces de la especie *Búho virginiano* (*Bubo virginianus*). Medidas de $77.5 \times 25 \mu\text{m}$ en aumento $400\times$.

(118)



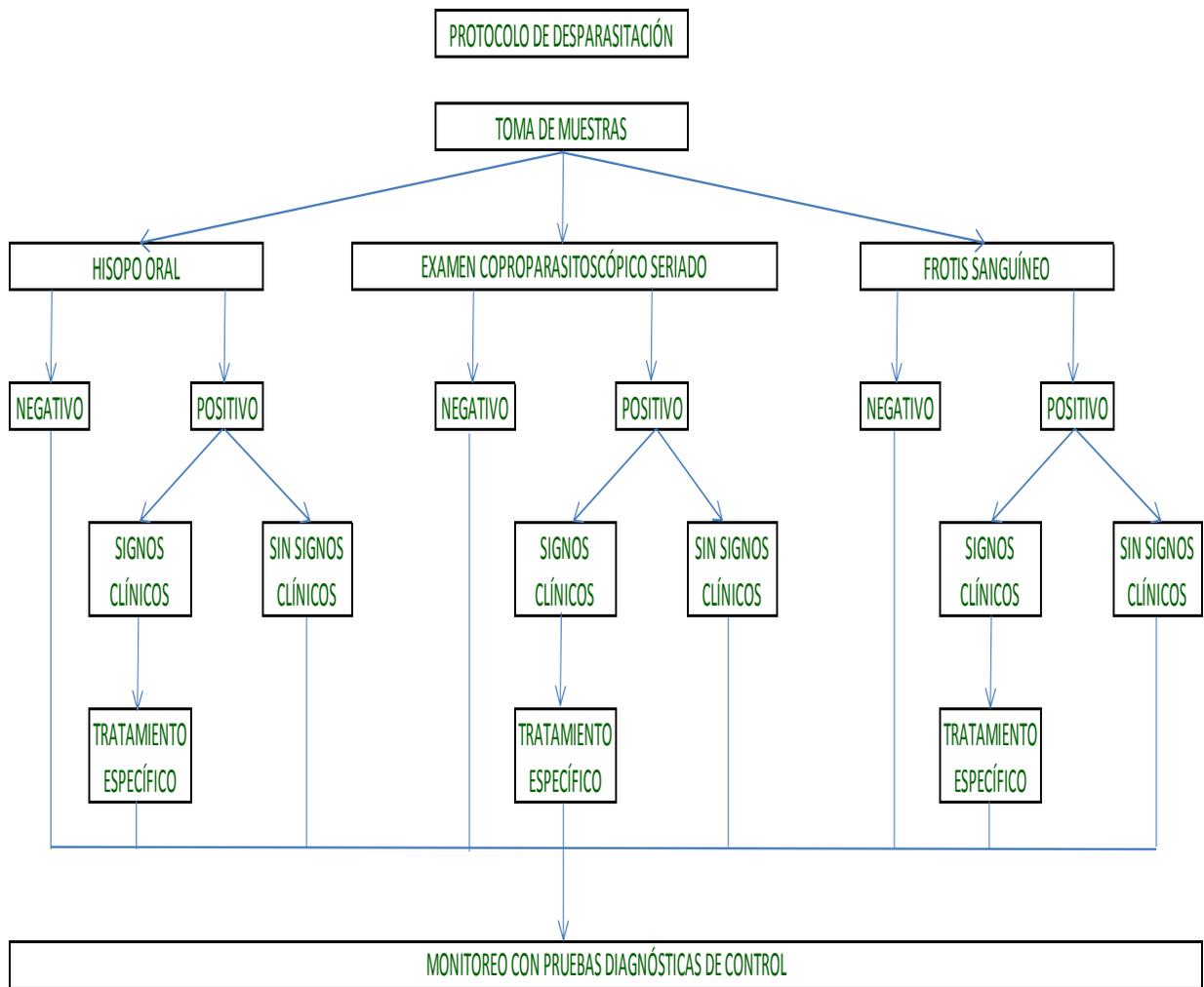
19.1



19.2

Figura 19. Se observa *Haemoproteus* spp dentro de un eritrocito del frotis sanguíneo de aguililla de cola roja (*Buteo jamaicensis*). Aumento 400x.

Flujograma 1. Protocolo de desparasitación.



Flujograma 2. Protocolo para determinar el destino de un ejemplar rehabilitado/inhabilitado.

