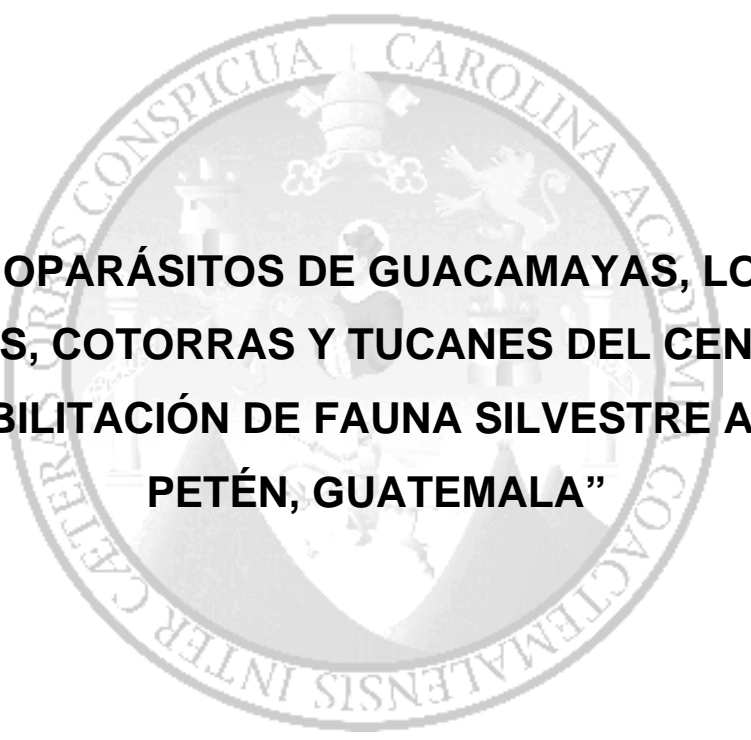


**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE VETERINARIA**



**“HEMOPARÁSITOS DE GUACAMAYAS, LOROS,
PERICAS, COTORRAS Y TUCANES DEL CENTRO DE
REHABILITACIÓN DE FAUNA SILVESTRE ARCAS,
PETÉN, GUATEMALA”**

PERLA MARINA FUENTES RODRÍGUEZ

GUATEMALA, AGOSTO 2008.

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**

**“HEMOPARÁSITOS DE GUACAMAYAS, LOROS, PERICAS,
COTORRAS Y TUCANES DEL CENTRO DE REHABILITACIÓN DE
FAUNA SILVESTRE ARCAS, PETÉN, GUATEMALA”**

TESIS

PRESENTADA A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA DE LA
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

POR

PERLA MARINA FUENTES RODRÍGUEZ

AL CONFERÍRSELE EL GRADO ACADÉMICO DE:

MÉDICA VETERINARIA

GUATEMALA, AGOSTO 2008

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
JUNTA DIRECTIVA

DECANO:	Lic. Zoot. Marco Vinicio De La Rosa Montepeque
SECRETARIO:	Med. Vet. Marco Vinicio García Urbina
VOCAL I:	Med. Vet. Yeri Edgardo Véliz Porras
VOCAL II:	Mag. Sc. M.V. Fredy Rolando González Guerrero
VOCAL III:	Med. Vet. Mario Antonio Motta González
VOCAL IV:	Br. José Abraham Ramírez Chang
VOCAL V:	Br. José Antonio Motta Fuentes

ASESORES

Mag. Sc. M.V. Dennis Sigfrid Guerra Centeno
Med. Vet. Héctor Eduardo Fuentes Rousselin
Med. Vet. Carmen Grizelda Arizandieta Altán

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

**EN CUMPLIMIENTO A LO ESTABLECIDO POR LOS PRECEPTOS
QUE ESTABLECE LA LEY DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS
DE GUATEMALA, PRESENTO A CONSIDERACIÓN DE USTEDES
EL TRABAJO DE TESIS TITULADO:**

**“HEMOPARÁSITOS DE GUACAMAYAS, LOROS,
PERICAS, COTORRAS Y TUCANES DEL CENTRO DE
REHABILITACIÓN DE FAUNA SILVESTRE ARCAS,
PETÉN, GUATEMALA”**

**EL CUAL FUERA APROBADO POR LA JUNTA DIRECTIVA DE LA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA, PREVIO
A OPTAR EL TÍTULO DE**

MÉDICA VETERINARIA

ACTO QUE DEDICO

A DIOS Y LA VIRGEN MARÍA	Por llenar mi vida de bendiciones, alegría y esperanza.
A MIS PADRES	Por darme la vida y la oportunidad de estudiar y ser alguien en la vida.
A MIS HERMANOS	Flor de María y Mario por ser mi fuente de inspiración y mi ejemplo a seguir.
A MIS ASESORES	Por guiarme durante todo este proceso, por ser amigos y maestros.
A MIS CATEDRÁTICOS	Por compartir sus conocimientos y brindarme las herramientas necesarias para llegar a ser una buena profesional.
A MI QUERIDA PROMOCIÓN XLV	Por brindarme su apoyo, amistad y cariño y por todos los buenos momentos que compartimos juntos.
A MIS AMIGOS	Gaby, Pity, Cata, Pao, Nayo, Carlos, Jonathan, Juan Pablo, Otto y Obe. Gracias por su cariño y sus palabras de aliento, por confiar y creer en mi.
A TODA MI FAMILIA	Gracias por su cariño.
A LAS HERMANAS EN CRISTO JESUS	Por sus oraciones y muestras de cariño.

AGRADECIMIENTOS

A Dios por darme el don de la vida.

A mi familia por estar en todo momento junto a mi, por su amor, esfuerzo, sabiduría y apoyo. Muchas gracias, los quiero mucho.

A la Universidad de San Carlos, a la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia y su cuerpo docente quienes me permitieron adquirir en sus aulas nuevos conocimientos y por ser parte de mi formación profesional.

A mis asesores Dr. Dennis Guerra, Dr. Héctor Fuentes y Dra. Grizelda Arizandieta por su paciencia, dedicación y colaboración en la realización de esta tesis.

Al Director del Centro de Rehabilitación y Rescate de Fauna Silvestre ARCAS, Petén por permitirme llevar a cabo mi investigación en sus instalaciones.

A todos mis compañeros de clase y promoción, muchos de ellos excelentes amigos, cuya lista seria interminable de enumerar.

Al Dr. Carlos Alfaro y Dra. Beatriz Santizo por la confianza que han depositado en mi, por sus enseñanzas y amistad.

A todas aquellas personas que de alguna u otra manera son parte importante en mi vida, gracias por todo.

INDICE

I. INTRODUCCIÓN	1
II. HIPOTESIS	2
III. OBJETIVOS	3
3.1 General	3
3.2 Específicos	3
IV. REVISIÓN DE LITERATURA	4
4.1 Hemoparásitos más importantes, sus vectores y el impacto sobre las poblaciones de aves	4
4.1.1 <i>Haemoproteus Kruse 1890</i>	4
4.1.2 <i>Leucocytozoon</i>	6
4.1.3 <i>Plasmodium</i>	8
4.1.4 <i>Trypanosoma</i>	8
4.1.5 <i>Lankesterella (Atoxoplasma)</i>	8
4.2 Estudios previos en Centroamérica	9
4.3 Centro de Rehabilitación de Animales Silvestres (ARCAS), Petén	10
4.3.1 Origen	10
4.3.2 Animales rehabilitados por ARCAS	10
4.4 Familia <i>Psitácidae</i>	10
4.5 Familia <i>Ramphástidae</i>	11
4.6 Diagnóstico microscópico de hemoparasitosis	12
4.6.1 Identificación de Hemoparásitos	13
4.6.1.1 <i>Haemoproteus</i>	13
4.6.1.2 <i>Leucocytozoon</i>	13
4.6.1.3 <i>Plasmodium</i>	13
4.6.1.4 <i>Lankesterella (Atoxoplasma)</i>	14
4.6.1.5 <i>Trypanosoma</i>	14

V. MATERIALES Y MÉTODOS	15
5.1. Recursos humanos	15
5.2. Recursos Institucionales	15
5.3. Material de Laboratorio	15
5.4. Material de Escritorio	15
5.5. Equipo de captura	15
5.6. Equipo de Laboratorio	16
5.7 Área de estudio	16
METODOS	17
5.1 Período de colecta de datos	17
5.2 Criterios de inclusión	17
5.3 Muestreo	17
5.4 Captura e inmovilización	17
5.5. Obtención e identificación de muestras sanguíneas	17
5.6. Procesamiento de la muestra sanguínea	17
5.7. Observación de las muestras	18
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	19
6.1 Ausencia del vector	20
6.2 Sotobosque vs. Dosel	21
6.3 Resistencia de las aves a los parásitos	22
6.4 El tipo de muestreo (vertical) no logró captar la fase de parasitemia	22
6.5 No hay contacto con aves silvestres de la misma especie que sean fuente de los parásitos	23
VII. CONCLUSIONES	24
VIII. RECOMENDACIONES	25
IX. RESUMEN	26
X. BIBLIOGRAFÍA	28
XI. ANEXOS	33

I. INTRODUCCIÓN

Por su vistosidad, las guacamayas, loros, pericas y tucanes son las aves más comunes en los centros de rehabilitación de animales silvestres. En este tipo de establecimientos, los animales son mantenidos en altas densidades, dentro de jaulas o recintos de cedazo donde son presa de mosquitos y otros artrópodos sucto picadores. La importancia de la acción, además de la irritación que causan los mosquitos, es que éstos actúan como vectores de muchos hemoparásitos.

Muchos animales, tras la inconsciencia de la gente, son capturados y utilizados para el comercio de mascotas o animales de ornato. Algunos de ellos son recuperados y por lo general son llevados a instituciones cuya misión es el rescate de fauna silvestre.

En condiciones de cautiverio, principalmente en centros de rehabilitación de fauna silvestre ubicados en áreas selváticas y donde los animales son mantenidos en altas densidades se favorece la exacerbación de muchas enfermedades. Las enfermedades causadas por parásitos sanguíneos son de las más comunes en aves en cautiverio. En condiciones normales los hemoparásitos no representan mayor amenaza para la salud de los animales, pero en condiciones de estrés como se dan en este tipo de lugares pueden volverse un problema clínico.

A pesar de la sospecha de que las enfermedades producidas por hemoparásitos tienen una alta prevalencia y son comunes, la información al respecto es escasa.

Con la presente investigación pretendo generar información sobre las relaciones entre los hemoparásitos y sus hospederos aves en un centro de rehabilitación para animales silvestres.

II. HIPÓTESIS

1. Los hemoparásitos afectan al 50% de las aves.
2. Las especies de hemoparásitos se distribuyen uniformemente en las especies de hospederos.
3. Los hemoparásitos están presentes en igual proporción en machos y hembras de loro frente blanca (*Amazona albifrons*).

III. OBJETIVOS

3.1 General

Generar información sobre las enfermedades hemoparasitarias que afectan a las poblaciones *ex situ* de aves silvestres.

3.2 Específicos

- Determinar la presencia y especies de hemoparásitos en guacamayas, loros, pericas, cotorras y tucanes del centro de rehabilitación de fauna silvestre ARCAS, en Flores, Petén.
- Describir estadísticamente la relación entre los hemoparásitos encontrados y los hospederos.
- Determinar la susceptibilidad de los hospederos a las especies de hemoparásitos.

IV. REVISION LITERARIA

4.1 Hemoparásitos más importantes, sus vectores y el impacto sobre las poblaciones de aves

4.1.1 Haemoproteus Kruse 1890

Haemoproteus es un parásito sanguíneo que pertenece a la familia *Haemoproteidae*. Los gametocitos contienen gránulos de pigmento, se encuentran en el interior de los hematíes y tienen por lo general forma de halterio. Por su forma recibieron el sinónimo *Halteridium*. En ocasiones se observa una forma redondeada fuera de los eritrocitos. Los estadios asexuales tienen lugar en el hospedador vertebrado, mientras que las fases sexuales se producen en un insecto hospedador intermedio (Davis, J W. et al 1977).

La transmisión de *Haemoproteus* se realiza a través de moscas (*Hippoboscidae*) y de *Culicoides* como hospedadores intermedios conocidos (Davis, JW. et al 1977).

La parte del ciclo vital general dentro del hospedador intermedio comienza tras la ingestión de sangre infectada, cuando los microgametocitos exflagelan para formar varios microgametos. Los microgametos fecundan a los macrogametos. Los cigotos son ooquistes móviles que penetran en la pared del estómago y forman ooquistes en la pared o en su superficie externa. Estos ooquistes son liberados en la cavidad corporal. Se trasladan hasta la luz de la glándula salival y son expulsados cuando el insecto se alimenta en un nuevo hospedador (Davis, JW. et al 1977).

Una vez en el interior del hospedador vertebrado, los esporozoitos son llevados a las células endoteliales de los capilares sanguíneos de diversos órganos internos.

En estas células tiene lugar cierto número de replicaciones de los merozoitos; dichos merozoitos, finalmente, entran en la corriente sanguínea, penetran en los hematíes y forman gametocitos. El cuadro No. 2 cita los diferentes parásitos de este género y sus vectores (Davis, J W. et al 1977).

Cuadro No. 1 Especies del género *Haemoproteus* y sus vectores (Davis, JW. et al 1977).

PARÁSITO	VECTOR
<i>Haemoproteus columbae</i>	Hipoboscidas (moscas). Intermediarios <i>Pseudolynchia canariensis</i> , <i>Ornithomya avicularia</i> y <i>Triatoma sp.</i>
<i>Haemoproteus sacharovi</i>	<i>Pseudolynchia canariensis</i>
<i>Haemoproteus danilewskii</i>	Se desconoce los hospedadores intermediarios de este parásito.
<i>Haemoproteus lophortyx</i>	Hipobóscidos: <i>Lynchia hirsuta</i> y <i>Stilbometopa impressa</i>
<i>Haemoproteus meleagridis</i>	Se desconocen los vectores.
<i>Haemoproteus nettionis</i>	Ciertos Culicoides sp. (hospedadores intermediarios), hipobóscidos.
<i>Haemoproteus canachites</i>	Es un ceratopogónido ornitófilo, <i>Culicoides sphagnumensis</i> .

En circunstancias normales, las especies de *Haemoproteus* se consideran como no patógenas. Cuando son intensas, las parasitemias de *Haemoproteus* y *Leucocytozoon* pueden causar problemas clínicos si el ave está estresada o inmunosuprimida (Ritchie, BW. et al. 1997). Palomas de carrera infestadas con *H. Columbae* muestran pobre rendimiento en comparación con aves no parasitadas (Ritchie, BW. et al. 1997).

Haemoproteus, es el género de hemoparásitos más común en las aves y utiliza como vectores a los mosquitos *Culicoides* y las moscas Lipoptena (Ritchie, BW. et al. 1997).

En algunos estudios se ha encontrado que más del 50% de las cacatúas importadas se hallaron positivas. En contraste, en cacatúas en cautiverio, sólo el 5% se hallaron positivas a *Haemoproteus*. En un estudio realizado con 81 especímenes de loro gris africano, 5.7% estaban infectados por *Haemoproteus*. Las infecciones por este hemoparásito pueden exacerbarse con enfermedades concurrentes o estrés (Ritchie, BW. et al. 1997).

Los gametocitos de *H. handai* encierran por completo los núcleos de los eritrocitos. El desarrollo inicial del parásito ocurre en el endotelio o en las células del músculo esquelético seguida de la producción de gametocitos pigmentados en los eritrocitos (Ritchie, BW. et al. 1997).

4.1.2 *Leucocytozoon*

El género *Leucocytozoon* utiliza como vectores a los mosquitos de la familia *Simuliidae* (moscas negras). Inicialmente se desarrolla en el hígado y bazo, seguido del apareamiento de gametocitos despigmentados en los leucocitos. Las células del huésped infectado sufren distorsión (Ritchie, BW. et al. 1997).

Durante el ciclo vital los gametocitos maduros en las células sanguíneas del ave hospedadora son ingeridos por el simúlido. La gametogénesis se produce en el estómago del insecto inmediatamente después de la ingestión. A esto sigue la fertilización con la producción de cigotos móviles (ooquinetos), que están en reposo durante varias horas. Después los ooquinetos penetran y se desarrollan hasta ooquistes dentro y en la superficie externa del estómago del díptero, hasta que se libera los esporozoitos. Estos se dirigen a las glándulas salivales y son inyectados en la corriente sanguínea de los nuevos hospedadores durante las posteriores alimentaciones del simúlido. Dentro del nuevo hospedador, los esporozoitos invaden y se multiplican por esquizogonia en el interior de las células epiteliales o reticuloendoteliales. Los merozoitos a que dan lugar, pueden penetrar en las células sanguíneas y desarrollarse como gametocitos o experimentar una

esquizogonia posterior. La esquizogonia no tiene lugar en las células hemáticas. El cuadro No. 1 cita los diferentes parásitos de este género y sus vectores (Davis, JW. et al 1977).

Cuadro No. 2 Especies del género *Leucocytozoon* y sus vectores. (Davis, JW. et al 1977).

PARÁSITO	VECTOR
<i>Leucocytozoon simondi</i>	<i>Simulium rugglesi, Cnephia invenusta</i>
<i>Leucocytozoon bonasae</i>	<i>Simulium latipes, Simulium aureum</i>
<i>Leucocytozoon mansonii sambon</i>	Se desconoce el vector de este parásito.
<i>Leucocytozoon marchouxi</i>	Se desconoce los vectores.
<i>Leucocytozoon smithi</i>	<i>Prosimulium hirtiprs, Simulium occidentale y Simulium slossonae.</i>
<i>Leucocytozoon sakharoff</i>	<i>Simulium aureum, Simulium latipes.</i>

El parásito produce un factor antieritrocitario, causando hemólisis intravascular y anemia como principal signo clínico. *Leucocytozoon* es altamente patógeno en aves jóvenes de los órdenes Anseriformes y Galliformes. Se han descrito infestaciones fatales en pericas australianas (*Mellopsitacus undulatus*) que han mostrado hepatomegalia, esplenomegalia, congestión pulmonar y efusión pericardica (Ritchie, BW. et al. 1997).

4.1.3 Plasmodium

El género *Plasmodium* utiliza mosquitos (*Culex* y *Aedes*) como vectores (Campbell, T. W. 1988). El desarrollo inicial del parásito ocurre en el sistema reticuloendotelial del ave, seguido del apareamiento de esquizontes y gametocitos pigmentados en los eritrocitos. La esquizogonia ocurre en los eritrocitos, lo que significa que la transferencia de sangre a sangre mediante un hospedero intermediario, puede resultar en infección (Ritchie, B W. et al. 1997).

Algunas cepas de *Plasmodium* son altamente patógenas en canarios, pingüinos, Galliformes, Anseriformes, Columbiformes y halcones. Los síntomas clínicos son más comunes en aves recién infectadas y se caracterizan por anemia hemolítica, leucocitosis, linfocitosis, hemoglobinuria, anorexia, depresión, vómito y disnea por algunas horas o días antes de la muerte (Campbell, TW. 1988; Ritchie, BW. et al. 1997).

4.1.4 Trypanosoma

El *Trypanosoma johnbakeri* es un hemoparásito flagelar extracelular que se transmite por la mordida de jején, mosquitos, moscas hipoboscidas, moscas simúlidas o por el ácaro *Dermanyssus gallinae* (Campbell, TW. 1988, Ritchie, BW. et al. 1997). El género *Trypanosoma* es común en aves silvestres, especialmente en passerinas, galliformes y palomas, aunque no se han asociado con signos clínicos (Campbell, TW. 1988, Ritchie, BW. et al. 1997).

En un estudio se identificaron tripanosomas en 14% de guacamayas Jacintas (*Anodrohynchus hyacinthinus*) y en 20% de guacamayas de alas verdes (*Ara chloroptera*) importadas (Ritchie, BW. et al. 1997).

4.1.5 Lankesterella (Atoxoplasma)

Estos parásitos se detectan más corrientemente en los frotos de sangre periférica en aves passerinas, pero son más abundantes en las células del sistema macrófago-linfoideo en los órganos internos. *Lankesterella* se multiplica en los tejidos por esquizogonia. La transmisión de esporozoitos no modificados se da de ave a ave a través de insectos hematófagos. El vector que transmite *L. garnhami* o *L. adiei* es el ácaro *Dermanyssus gallinae* (Davis, JW. et al. 1977).

En este parásito el ciclo vital completo ha sido un misterio durante décadas. Las formas que circulan en la sangre son los esporozoitos y son ingeridos por ácaros hematófagos (Borchert, A. 1981). Los esporozoitos no experimentan transformaciones en el ácaro y cuando éste es ingerido por otra ave, los esporozoitos quedan en libertad atravesando el intestino y da comienzo un ciclo asexual caracterizado por la multiplicación esquizogónica en las células del sistema macrófago-linfoideo. Cuando disminuye la esquizogonia, se produce la esporogonia, con gametocitos machos y hembras semejantes a los de los coccidios intestinales, que se desarrollan en las células macrófago-linfoideas del hígado, pulmones y riñón. Tras la fecundación, se forma un ooquiste, penetrando en los linfocitos y monocitos circulantes (Davis, JW. et al. 1977).

4.2 Estudios previos en Centroamérica

En Costa Rica, Young, B. et al. (1993.) estudiaron aves silvestres en el área de conservación Monteverde, en donde muestrearon 479 especímenes, de los cuales 51 (11%) se encontraban infectados por hemoparásitos. Las infecciones eran más comunes en rhamphástidos que en otros taxa. Las infecciones eran más frecuentes durante la época de lluvia que en época seca. La mayor causa de infestación fue *Haemoproteus sp.* mientras que *Plasmodium sp.*, *Leucocytozoon sp.*, *Tripanosoma sp.* y microfilarias de nemátodos fueron los menos encontrados durante el estudio.

En Guatemala, Rooney, M. et al. (1998), llevaron a cabo un estudio sobre hemoparásitos y parásitos intestinales en loros del género *Amazona* ubicados en el centro de rehabilitación ARCAS, Petén. Estudiaron 95 muestras de sangre de 5 especies para el diagnóstico, pero no encontraron ningún hemoparásito.

4.3 Centro de Rehabilitación de Animales Silvestres (ARCAS), Petén.

4.3.1 Origen

ARCAS fue fundado en 1989 por un grupo de guatemaltecos preocupados con la desaparición de su herencia natural, especialmente la vida silvestre. Originalmente fue fundado con solo una meta: Construir un centro de rescate para cuidar y rehabilitar animales silvestres que fueran decomisados del mercado negro por el gobierno guatemalteco. Desde 1990 ARCAS ha recibido y rehabilitado entre 300 y 600 animales en peligro de extinción cada año (ARCAS 2000).

Desde la fundación del Centro de Rescate, ARCAS empezó a trabajar con otras actividades necesarias, incluyendo la educación ambiental, la diseminación de información, el desarrollo de ecoturismo, la conservación de tortugas marinas, la reforestación, y la preservación de hábitat. ARCAS tiene proyectos en tres partes del país: en la Ciudad de Guatemala, en el departamento de Petén, y en la área de Hawai en la costa sur del Pacífico (ARCAS 2000).

4.3.2 Animales rehabilitados por ARCAS

La mayoría de los animales que reciben en el Centro de Rescate son aves (psitácidos), y también algunos reptiles y mamíferos, los cuales llegan en malas condiciones, ya que fueron confiscados de traficantes ilegales o llevados por ciudadanos responsables. Como resultado, mucho del trabajo veterinario que se lleva a cabo envuelve emergencias y traumatismos (ARCAS 2000).

4.4 Familia *Psittacidae*

Esta familia de aves comprende guacamayas, loros, cotorras y pericas y en Guatemala, está representada por 13 especies. Es uno de los grupos taxonómicos más afectados por el comercio ilegal y por lo tanto, son las aves más comunes en los centros de rehabilitación de fauna silvestre (Howel, S.; Webb, S.

1995). Toda la familia se encuentra en el apéndice II de la Convención Sobre el Comercio Internacional de Flora y Fauna Silvestres (CITES) y la guacamaya roja en el I. En Guatemala el cuadro No. 3 muestra el índice de amenaza de extinción de la lista Roja de Fauna del Consejo Nacional de Áreas Protegidas (CONAP) (Carranza, A.; et al 2000).

Cuadro No. 3 Índice de amenaza de extinción de la lista Roja de Fauna del Consejo Nacional de Áreas Protegidas (CONAP) (Carranza, A.; et al 2000).

	ESPECIE	NOMBRE COMÚN	ÍNDICE DE CONAP
Familia Psittacidae	<i>Amazona albifrons</i>	Cotorro frente blanca	3
	<i>Amazona auropaliata</i>	Loro nuca amarilla	1
	<i>Amazona autumnalis</i>	Loro cachete amarillo	3
	<i>Amazona farinosa guatemalae</i>	Loro cabeza azul	2
	<i>Amazona oratrix</i>	Loro nuca amarilla	2
	<i>Ara macao</i>	Guacamaya roja	2
	<i>Aratinga canicularis</i>	Perica	3
	<i>Aratinga nana</i>	Perica	3
	<i>Aratinga holochlora</i>	Chocoyo maicero	3
	<i>Bolborhynchus lineola</i>	Perica	2
	<i>Brotogeris jugularis</i>	Señorita	3
	<i>Pinopsitta haematotis</i>	Cotorra	3
	<i>Pionus seniles</i>	Cotorro	3

4.5 Familia Ramphástidae

Es la familia de los tucanes y está representada en Guatemala por tres especies: El tucán real (*Ramphastos sulfuratus*), el navajón (*Pteroglossus torquatus*) y la tucaneta esmeralda (*Aulacorhynchus prasinus*). Por su colorido, estas aves han sido colectadas como objetivos ornamentales o para mascotas. La extracción de especímenes de estas especies y la pérdida de hábitat sin duda han generado un

impacto importante sobre las poblaciones silvestres. Los tucanes son las segundas aves más comunes en los centros de rehabilitación (CONAP 1997). El cuadro No. 4 muestra el grado de amenaza de extinción de las especies de la familia (Carranza, A.; et al 2000).

Cuadro No. 4 Índice de amenaza de extinción de los ramphástidos en Guatemala/Lista Roja de Fauna del Consejo Nacional de Áreas Protegidas, CONAP (Carranza, A. et al. 2000).

Familia	ESPECIE	NOMBRE COMÚN	ÍNDICE DE CONAP
Ramphastidae	<i>Aulacorhynchus prasinus</i>	Tucaneta esmeralda	3
	<i>Pteroglossus torquatus</i>	Tucaneta	3
	<i>Ramphastos sulfuratus</i>	Tucán Real	3

4.6 Diagnóstico microscópico de hemoparasitosis

Para el diagnóstico microscópico de hemoparásitos se debe realizar un frote sanguíneo. El frote se prepara repartiéndose uniformemente una gota pequeña de sangre sobre un portaobjetos de manera que solo se deposite una capa de células (OPS 1983). Posteriormente se cubre la extensión con metanol absoluto para fijarla. Se deja durante 10 minutos. Se elimina el metanol y se cubre la extensión con una mezcla a partes iguales del colorante May-Grunwald y agua destilada tamponada. Se deja actuar durante 5 minutos. Se vierte el colorante y se cubre la extensión con una mezcla de 1 parte de colorante Giemsa y 9 partes de agua destilada tamponada. Se deja durante 15 minutos. Se vierte el colorante y se lavan los residuos con agua destilada tamponada. Se deja secar al medio ambiente (Bush, BM. 1982).

La densidad de los parásitos es el número de ellos que se cuenta en cada campo microscópico. Generalmente varía con la especie. Así, se toma como densidad elevada cuando se encuentren 20 o más parásitos por campo. Densidad mediana 2-19 parásitos por campo. Densidad reducida 1 parásito por campo (OPS 1983).

4.6.1 Identificación de Hemoparásitos

4.6.1.1 *Haemoproteus*

El gametocito de *Haemoproteus* únicamente aparece en sangre periférica. Contiene pigmentos granulares refrangibles amarillo-café. El gametocito ocupa más del 50% del citoplasma del eritrocito, rodea al núcleo y adopta la forma de halterio, ocasionando el desplazamiento del mismo. Los macrogametocitos se tiñen azules con coloración de Romanovsky y tiene pigmentos granulares por todo el citoplasma del parásito. Los microgametocitos se colorean azul claro o rosados, con pigmentos granulares formados en agregados esféricos (Ritchie, BW. et al. 1997).

4.6.1.2 *Leucocytozoon*

El *Leucocytozoon* es fácil de identificar en un frote sanguíneo porque distorsiona el eritrocito que parasita. Al igual que *Haemoproteus* solo se encuentra el gametocito en sangre periférica. Es grande, redondo y alargado lo que produce que el eritrocito se agrande dando la apariencia de tener dos núcleos: el núcleo de la célula huésped desplazado hacia la orilla del mismo y el núcleo del parásito, de color rosado pálido en su interior. El macrogametocito se colorea azul oscuro con un núcleo condensado. El microgametocito se colorea azul claro con un núcleo rosado pálido difuso (Ritchie, BW. et al. 1997).

4.6.1.3 *Plasmodium*

El gametocito intraeritrocitario de *Plasmodium spp.* puede ser confundido por el de *Haemoproteus spp.*, ya que también contiene pigmentos granulares que se

refractan. Sin embargo, el del *Plasmodium* usualmente ocupa menos del 50% del citoplasma de la célula parasitada alterando la posición del núcleo del eritrocito. Dos claves que ayudan a la identificación del parásito son la presencia de esquizogonias en sangre periférica y gametocitos o esquizontes en células sanguíneas a parte de eritrocitos. Los esquizontes aparecen como inclusiones intracitoplasmáticas redondos a ovalados que contienen merozoitos de coloración oscura (Ritchie, BW. et al. 1997).

4.6.1.4 Lankesterella (Atoxoplasma)

Atoxoplasma sp. se identifica por los esporozoitos característicos dentro del citoplasma de los leucocitos mononucleares, especialmente linfocitos. Los merozoitos aparecen como inclusiones intracitoplasmáticas redondos a ovalados con coloración pálida que compresionan al núcleo de la célula parasitada y crean una apariencia agrandada del mismo (Ritchie, BW. et al. 1997).

4.6.1.5 Trypanosoma

El trypanosoma mide 15-25 μ (equivalente a 2-3 eritrocitos), su anchura es de 3 μ m (1/2 eritrocito), su forma se asemeja a la de un pez alargado. Al microscopio lo podemos identificar porque su citoplasma es azul pálido con la coloración GIEMSA, tiene un núcleo central que se tiñe morado rojizo y el cuerpo lo observamos de color rojo junto con su membrana ondulante del mismo color o rosado (OPS 1983).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Recursos humanos

- Una estudiante tesista.
- Tres asesores
- Director del Centro de Rescate y Rehabilitación de Vida Silvestre ARCAS Petén.
- Guardarrecursos y voluntarios del Centro de Rescate y Rehabilitación de Vida Silvestre ARCAS, Petén.

5.2. Recursos Institucionales

- Instalaciones del Centro de Rescate y Rehabilitación de Vida Silvestre ARCAS, Petén.
- Laboratorio clínico del Hospital de Medicina Veterinaria de la USAC

5.3. Material de Laboratorio

- Coloración GIEMSA
- Metanol
- 2 cajas de portaobjetos de 50 unidades

5.4. Material de Escritorio

- Material de escritorio
- Un fardo de papel tamaño carta
- Tinta negra y a color para impresión

5.5. Equipo de captura

- Redes de captura
- Corta uñas
- Cicatrizante
- Guantes de captura

5.6. Equipo de Laboratorio

- Microscopio

5.7. Área de estudio

El estudio se realizó en las instalaciones del Centro de Rescate de Vida Silvestre ARCAS, Petén; localizadas en el municipio de Flores, departamento de Petén, Guatemala.

La región se ubica en una zona de clima tropical húmedo, a una altura de 130 metros sobre el nivel del mar (De la Cruz 1982). La precipitación en el departamento de Petén, tienen dos períodos bien definidos, que se caracterizan por el contraste en la cantidad de lluvia en cada período. El período húmedo se inicia en abril y se extiende hasta diciembre, presentando dos picos de precipitación en junio y septiembre. La precipitación máxima en los meses de junio y septiembre alcanza un valor promedio de 215 mm en la estación de Flores. La variación en la magnitud de los picos está controlada por el paso de ciclones y tormentas tropicales por la región. Por otra parte el período relativamente seco, cuando la precipitación promedio es entre 20 y 70 mm por mes, se extiende generalmente desde enero a marzo, aunque este período se puede extender o acortar en algunos años debido a disturbios generales de la atmósfera. **(INSIVUMEH 2005)**

La temperatura presenta su valor mínimo durante el mes de enero, siendo 22.3 °C el promedio mensual para dicho mes en Flores. En febrero la temperatura comienza a elevarse hasta alcanzar un máximo mensual de 29.76 °C en mayo **(INSIVUMEH 2005)**.

MÉTODOS

5.8 Período de colecta de datos

Tomé las muestras de sangre en el mes de septiembre del 2006 y realice el diagnóstico en los meses de febrero-marzo del 2007.

5.9 Criterios de inclusión

Incluí en el estudio aves que no mostraban signos clínicos de enfermedad.

5.10 Muestreo

Tomé muestras de toda la población de aves de las familias *psitácidae* y *ramphastidae* presentes en el área de cuarentena de ARCAS.

5.11 Captura e inmovilización

Realicé la captura de las aves en horas tempranas de la mañana. Para remover a las aves de la jaula o recinto utilicé una red de mano o guantes de cuero. Inmovilicé las aves sosteniéndolas con la mano (Fowler, M. 1986).

5.12 Obtención e identificación de muestras sanguíneas

La muestra consistió en una gota de sangre, la que obtuve cortando la punta de una uña. La coloqué sobre portaobjetos e inmediatamente hice un frote. Identifiqué cada muestra con un número, especie y sexo. Posteriormente fijé el frote con metanol y esperé a que seicara al medio ambiente. Coloqué los frotos en una caja con divisiones para transportarlos hacia el laboratorio.

5.13 Procesamiento de la muestra sanguínea

Procesé las muestras en el laboratorio clínico de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la USAC. Coloreé las muestras con GIEMSA (Bush, BM. 1982).

5.14 Observación de las muestras

Determiné la ausencia de hemoparásitos observando los frotis sanguíneos de las aves muestreadas.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El **cuadro No. 5** presenta los resultados del número de aves muestreadas y la carga parasitaria. Observé 76 frotos de los cuales 20 eran de la especie *Amazona autumnalis*, 6 de *Amazona farinosa*, 16 de *Amazona albifrons* (12 hembras y 4 machos), 13 de *Pionus senilis*, 3 de *Aratinga astec*, 10 de *Ara macao*, 7 de *Ramphastos sulphuratus* (5 machos y 2 hembras). Todos los resultados de los frotos fueron negativos a parásitos sanguíneos por lo que no pude determinar qué especie de ave es más susceptible a los mismos; así como las especies de hemoparásitos que más afectan a estas aves y la afinidad de éstos por hembras o machos de la misma especie de ave.

Cuadro No. 5 Total de aves muestreadas y su carga parasitaria.

ESPECIE DE AVE	SEXO			ESPECIE DE PARÁSITO	CARGA PARASITARIA	TOTAL
	*H	*M	*ND			
<i>Amazona farinosa</i>			6	No se encontró	(-)	6
<i>Amazona autumnalis</i>			20	No se encontró	(-)	20
<i>Amazona albifrons</i>	12	4		No se encontró	(-)	16
<i>Pionus senilis</i>			13	No se encontró	(-)	13
<i>Aratinga astec</i>			3	No se encontró	(-)	3
<i>Ara macao</i>			10	No se encontró	(-)	10
<i>Ramphastos sulphuratus</i>	3	5		No se encontró	(-)	8
TOTAL	15	9	52	No se encontró	(-)	76

*H= Hembra

*M= Macho

*ND= No definido

En un estudio previo realizado en la antigua sede de ARCAS (situada aproximadamente a 10 km de la actual) no se encontraron parásitos (Rooney et al. 1998), lo cual concuerda con los resultados que obtuve en el presente estudio.

Según Martínez (2008) en el centro de rehabilitación ARCAS, no se ha administrado ningún tipo de medicamento contra hemoparásitos, por lo que la ausencia de los mismos en las aves puede tener varias explicaciones:

6.1 Ausencia del vector

El resultado negativo a la presencia de hemoparásitos puede deberse a la ausencia de vectores que los transmitan. Las condiciones del área podrían no ser propicias para el desarrollo o que no es zona de distribución de los mismos. Por ejemplo, es sabido que la especie *Leucocytozoon spp.* utiliza como vector a la especie de mosca negra *Simulium spp.*, que es rara encontrarla en las zonas tropicales, al igual que los vectores del *Haemoproteus* (Young et al. 1993.).

Hay ciertos factores importantes para la subsistencia de vectores: la lluvia, indispensable para que las larvas y ninfas de los mosquitos se desarrollen, la temperatura que debe ser mayor de 22 °C y la flora de la región que proporciona un ambiente de hibernación (Panettieri 2006.). Pese a que en el departamento de Petén existen estos tres factores, cabe la posibilidad que no sean exactamente los que los vectores necesiten para desarrollarse, o que la época en que realicé el estudio (mes de septiembre, cuando la temperatura era menor y la humedad relativa mayor), no fuera la propicia.

Aunque en el hábitat que rodea ARCAS, están presentes especímenes de aves silvestres que podrían ser portadoras de hemoparásitos, la ausencia de vectores podría limitar la transmisión hacia las aves confinadas en el área de rehabilitación.

6.2 Sotobosque vs. Dosel

La zona de vida predominante en Petén es el bosque húmedo tropical (De La Cruz 1982). En los bosques tropicales, las condiciones climáticas (luz, temperatura, humedad) varían dramáticamente entre el dosel (copa de los árboles) y el sotobosque (la zona sombreada desde el suelo hasta aproximadamente cuatro metros de altura), específicamente, en el dosel se encuentra menos humedad y temperaturas más altas que en el sotobosque. Esta variación abiótica influye en la distribución vertical de varias especies de plantas y animales incluyendo a los mosquitos. Por ejemplo, las características de la luz cambian mucho entre el dosel y el sotobosque en bosques tropicales 25-27 °C, y esta variación puede influir las actividades de los mosquitos (Ramírez et al. 2007). Las especies de zancudos o mosquitos presentes en ARCAS son de sotobosque, y las aves del estudio son especies de dosel. Evolutivamente, los insectos que fungen como vectores de hemoparásitos de aves acrodendrúfilas son especies de dosel y por lo tanto, es probable que los insectos de sotobosque no cumplan el papel evolutivo de vector de los hemoparásitos que afecten a los psitácidos y ramphástidos. Es posible, por lo tanto, que existan aves infectadas a nivel de dosel pero que haya una barrera biológica para infectarse porque los hemoparásitos no pueden utilizar indistintamente las especies de vectores.

En el caso de las aves que se encuentran en cautiverio, el tipo de alimentación que éstas tienen (sobre todo los ingredientes naturales), podría contener algún componente que tenga efectividad contra los hemoparásitos y los vectores. Un ejemplo de esto es la vitamina B1 que puede tener alguna función repelente contra insectos y mosquitos. Algunos investigadores han lanzado la hipótesis de que esta función se deba al olor característico que le da al aire exhalado (Martín s.f.). En condiciones silvestres, las aves de dosel podrían obtener un tipo de defensa adicional al momento de utilizar para sus nidos o áreas de descanso

fragmentos de plantas con supuestas propiedades repelentes de insectos transmisores de hemoparásitos (Gutiérrez 2005).

6.3 Resistencia de las aves a los parásitos.

También puede sugerir que las aves fueron infectadas en otra época del año y que pudieron adquirir de cierta manera una clase de inmunidad después de ser expuestas a la infección, desarrollando resistencia a sus efectos patógenos de forma gradual, por lo que no se vuelven a infectar (Mesa 2007). Marzal (2005) indica que los individuos pueden desarrollar un grado de resistencia a la infección por una cepa homóloga del parásito y, a menudo, muestran infecciones crónicas o latentes no detectables hasta que son reactivadas por hormonas (activación primaveral), o por estrés ambiental o fisiológico.

Así mismo se puede considerar la idea de un alto grado de especificidad del hemoparásito a una sola especie de hospedador haciendo que en otras especies de aves, como las del estudio, no se de una adaptación, impidiendo la supervivencia de los mismos, siendo esto resultado de una coevolución de las aves contra los hemoparásitos (Marzal 2005).

6.4 El tipo de muestreo (vertical) no logró captar la fase de parasitemia.

Durante el ciclo biológico, la primera fase de los hemoparásitos, consiste en su inoculación por vectores al torrente sanguíneo del huésped. De aquí pueden transcurrir 8-15 días hasta que se dirigen hacia el sistema linfático y luego migran hacia los eritrocitos, donde ocurre el primer ciclo de reproducción asexual. A partir de este momento, ocurre la lisis de glóbulos rojos y la infección de nuevas células. Este período se conoce como la fase infectiva de la enfermedad y es en ésta, donde existe la mayor probabilidad de encontrar parásitos circulantes en sangre (UNAV s.f.)

Obtuve las muestras para esta investigación en una sola ocasión y durante un período de tiempo específico, mientras que Young et al. (1993) y Valkiunas et al. (2004) en estudios para detectar la prevalencia de hemoparásitos en aves en las provincias de Monteverde y Guanacaste Costa Rica, muestrearon durante un período de 3 y 11 meses respectivamente, lo que probablemente podría aumentar la posibilidad de encontrar parásitos sanguíneos circulantes. Lo anterior sugiere que, al muestrear durante un período corto, es posible no encontrar parásitos porque el grado de parasitemia podría ser bajo o en sus primeros estadios no detectables.

Mesa (2007) y Gutiérrez (2005), sugieren que la baja parasitemia podría encontrarse quizá porque las aves fueron infectadas anteriormente y pudieron adquirir alguna clase de inmunidad ya que la presión selectiva ejercida por los parásitos ha forzado la evolución de mecanismos de defensa en los hospedadores para contrarrestar los efectos deletéreos del parasitismo de forma gradual, impidiendo una reinfección.

6.5 No hay contacto con aves silvestres de la misma especie que sean fuente de los parásitos.

Las especies de aves neotropicales, cuando se desplazan en busca de mejores condiciones alimentarias, climáticas o reproductivas, producen cambios en la composición de las comunidades. Este fenómeno se da más que todo en especies migratorias que cubren grandes distancias desde las zonas templadas hacia el trópico. Factores como la deforestación, crecimiento de la frontera agrícola, creación de caminos y accesos a la zona, crecimiento desmedido de la población humana y uso inmoderado de recursos, han tenido un efecto en las poblaciones de especies silvestres, provocando una alteración de su hábitat natural, lo cual ocasiona un cambio en la distribución y abundancia de especies (Ramírez 2006). Cuando tomé las muestras no observé ninguna ave en vida libre de la misma especie de las del estudio, lo que me hace suponer que no hubo ningún individuo que pudieran transmitir los hemoparásitos; y la probabilidad de que el parásito sea

altamente específico. De hecho, históricamente, el personal del centro de rehabilitación menciona no observar frecuentemente especímenes de psitácidos o ramphastidos silvestres en el área (Martínez 2008).

VII. CONCLUSIONES

1. Se determinó la ausencia total de hemoparásitos en guacamayas, loros, pericas, cotorras y tucanes del centro de rehabilitación de fauna silvestre ARCAS, Petén.
2. Las especies de hospederos muestreados no son susceptibles a hemoparásitos de su hábitat.

VIII. RECOMENDACIONES

1. Realizar estudios en otras partes del país para reunir mayor información sobre la dinámica de los vectores y hemoparásitos en las aves y cómo éstos las afectan.
2. Estudiar los artrópodos del área y su papel como vectores de hemoparásitos.
3. Realizar estudios para determinar la presencia de anticuerpos de hemoparásitos en las aves.
4. Realizar estudios de largo plazo que puedan superar una posible intermitencia en la parasitemia.
5. Realizar estudios que detallen la distribución de los hemoparásitos, sus vectores y huéspedes para entender la epizootiología en animales silvestres.

IX. RESUMEN

Con el objeto de determinar la presencia de hemoparásitos y la relación de éstos con sus hospederos aves, tomé muestras de sangre de 76 aves; de las cuales, 20 eran de la especie *Amazona autumnalis*, 6 de *Amazona farinosa*, 16 de *Amazona albifrons* (12 hembras y 4 machos), 13 de *Pionus senilis*, 3 de *Aratinga astec*, 10 de *Ara macao*, 7 de *Ramphastos sulphuratus* (5 machos y 2 hembras). No observé hemoparásitos en ninguno de los frotos.

Dado que no es parte del protocolo de manejo médico del centro de rehabilitación la administración de medicamentos contra hemoparásitos, la ausencia de hemoparásitos tendría una explicación ecológica que podría incluir:

1. Ausencia del vector.
2. Los vectores que se encuentran a nivel de sotobosque no son los mismos que hay a nivel de dosel.
3. Resistencia de las aves a los hemoparásitos.
4. El tipo de muestreo (vertical) no logró captar la fase de parasitemia.
5. No hay en el área, aves silvestres reservorias de los hemoparásitos de las aves muestreadas.

El presente estudio contribuye a generar información sobre las relaciones entre los hemoparásitos y sus hospederos aves.

Palabras clave: Hemoparásitos, aves Psittacidas, aves Ramphastidas, Haemoproteus, Leucocytozoon, Plasmodium, Trypanosoma,

ABSTRACT

With the intention of determining the presence of blood parasites and the relation of these with their hosts birds, I took blood samples of 76 birds; 20 of them were of the species *Amazona autumnalis*, 6 of *Amazona farinosa*, 16 of *Amazona albifrons* (12 females and 4 males), 13 of *Pionus senilis*, 3 of *Aratinga astec*, 10 of *Ara Macao*, 7 of *Ramphastos sulphuratus* (5 males and 2 females). I did not found avian blood parasites in any of the samples.

Since there is no drug administration for blood parasites, because is not part of the medical handling protocol of the disciplinary center, the absence of these would have an ecological explanation that could include:

1. Absence of the vector.
2. The vectors that we find at rainforest are not the same at the level of canopy.
3. Resistance of the birds to the blood parasites.
4. The type of sampling (vertical) did not capture the phase of parasitemia.
5. There are no wild birds reservoirs of blood parasites of the sampled birds.

The present study contributes to generate information in relation between blood parasites and their hosts-birds.

Key words: Avian Hematozoa, families Psitacidae, families Ramphastidae, *Haemoproteus*, *Leucocytozoon*, *Plasmodium*, *Trypanosoma*,

X. BIBLIOGRAFÍA

1. ARCAS (Asociación de Rescate y Conservación de Animales Silvestres, GT). 2000. Voluntariado en el Petén (en línea). s.l. Guatemala. Consultado 9 dic. 2006. Disponible en <http://www.arcasguatemala.com/volpeten.htm>
2. Barnes, KP; Belthoff, JR. 2006. Ausencia de parásitos intracelulares en sangre en una población de (*Perisoreus canadensis*) en Vermont (en línea). US Consultado 12 feb. 2008. Disponible en http://www.aou.org/meetings/abstracts/AOU_Meeting_Abstracts_124_2006_NAOC.pdf
3. Barreira, AS et al 2006. La prevalencia del parásito de la malaria aviar en aves nativas e introducidas de Nueva Zelandia: un sistema único vulnerable a la invasión (en línea). 4to congreso Norteamericano de ornitología Alas sin Fronteras. México. Consultado 17 feb. 2008. Disponible en http://www.aou.org/meetings/abstracts/AOU_Meeting_Abstracts_124_2006_NAOC.pdf
4. Borchert, A. 1981. Parasitología veterinaria. España, Acribia. 745 p.
5. Bush, BM. 1982. Manual del laboratorio veterinario de análisis clínicos. España, Acribia. 432 p.
6. Campbell, TW. 1988. Avian hematology and cytology. U.S. Library of congress cataloging publicate. 101 p.
7. Carranza, A et al 2000. Listado de especies de fauna silvestres amenazadas de extinción (lista roja de fauna). Guatemala. Presidencia de la República. Consejo Nacional de Áreas Protegidas. Documento de Políticas y Normativos. Documento No. 10. 21 p.

8. CONAP (Consejo Nacional de Áreas Protegidas, GT). 1997. Memorias del taller: Rescate, rehabilitación y reintroducción de vida silvestre. Guatemala. 89 p.
9. Davis, JW et al 1977. Enfermedades infecciosas y parasitarias de las aves silvestres. España, Acribia. 351 p.
10. De la Cruz, JR. 1982. Clasificación de las zonas de vida de Guatemala a nivel de reconocimiento. Guatemala, Ministerio de Agricultura Ganadería y Alimentación. 42 p.
11. Drisdelle, R. 2007. Malaria in birds: Avian blood parasites cause a parasitic disease familiar to humans (en línea). Consultado 3 abr. 2008. Disponible en http://birds.suite101.com/article.cfm/malaria_in_birds
12. Gutiérrez, GT. 2005. Interrelaciones entre estrés, inmunidad y parasitismo en el Herrerillo común (*Parus caeruleus*) (en línea). España. Consultado 3 abr. 2008. Disponible en http://www.tesisenxarxa.net/TESIS_UV/AVAILABLE/TDX-1030106-161704//tomas.pdf
13. Howel, S; Webb, S. 1995. A guide to the birds of México and northern Central América. U.S. s.e. 851 p.
14. INSIVUMEH (Instituto Nacional de Sismología, Vulcanología, Meteorología e Hidrología, GT). 2005. Datos climatológicos para estaciones Flores y Chachaclún (en línea). Consultado 29 mar. 2008. Disponible en <http://www.marn.gob.gt/remodelmarn/AMPI/A/A4.doc>
15. Fowler, M. 1986. Zoo & wild animal medicine. US., WB. Saunders Company. 1127 p.

16. Martín, L. s.f. Remedios para repeler los insectos (en línea). Consultado 11 abr. 2008. Disponible en <http://www.enbuenasmanos.com/articulos/muestra.asp?art=242>
17. Martínez, C. s.f. La vitamina B1 podría funcionar como un repelente natural (en línea). Consultado 13 abr. 2008. Disponible en <http://www.abc.com.py/especiales/dengue/articulos.php?pid=318181>
18. Martínez, MF. 2008. Director centro de rehabilitación ARCAS, Flores, Petén. Comunicación personal.
19. Marzal, A. 2005. Senescencia, parasitismo, inmunidad y éxito reproductor en el Avión Común (*Delichon urbica* Linneo 1758) (en línea). México. Consultado 4 feb. 2008. Disponible en <http://dialnetunirioja.es/servlet/tesis?codigo=607>
20. Mesa, E. 2007. El papel del estado venezolano en la lucha antimalárica (en línea). Venezuela. Consultado 17 feb. 2008. Disponible en http://www.juanjosemora.com/verarticulo.asp?id_articulo=81
21. OPS (Organización Panamericana de la Salud, US). 1983. Manual de técnicas básicas para un laboratorio de salud. Publicación científica No. 439. US. 487 p.
22. Orozco, M. 2007. Situación de los principales eventos de vigilancia epidemiológica (en línea). GT. Consultado 20 feb. 2008. Disponible en <http://epidemiologia.mspas.gob.gt/documentos%20descarga/semanas/2007/Semana%2013.pdf>

23. Panettieri, G. 2006. Enfermedades del aparato respiratorio (en línea). Consultado 2 Feb. 2008. Disponible en <http://www.colombiculturafuengar.com/panel/archivos/Enfermedades%20del%20aparato%20respiratorio.pdf>
24. Ramírez, JE. 2006. Variación en la composición de comunidades de aves en la Reserva de la Biosfera Montes Azules y áreas adyacentes, Chiapas, México (en línea). Consultado 27 mar. 2008. Disponible en http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S167606032006000200019&lng=&nrm=iso&tlng=
25. Ramírez, JE et al 2007. Distribución vertical de *Haemagogus janthinomys* (DYAR) en bosques de la amazonía peruana (en línea). Consultada 27 mar. 2008. Disponible en http://www.canopyants.com/2007_Peru.pdf
26. Ritchie, BW; Harrison, GJ. 1997. Avian medicine: Principles and applications. US, Wingers publishing, Inc. 809 p.
27. Rooney, M et al 1998. Intestinal and blood parasites in amazon parrots destined for relocation in Guatemala. US., Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 32(1):71-73 p.
28. Sokal, RR; Rohlf, FJ. 1995. Biometry. US, WH. Freeman and Company. 887 p.
29. UNAV. (Universidad de Navarra, ES). s.f. Diagnóstico de laboratorio de hemoparásitos (en línea). Consultado 10 abr 2008. Disponible en <http://www.unav.es/bioquimica/analisisbiologicos/archivos/bactypara/para0506tema4web.ppt>
30. Young, B; Garvin, M; McDonald, D. 1993. Blood parasites in birds from monteverde, Costa Rica. C.R., Journal of wildlife diseases. Consultado 21

nov. 2006. Disponible en <http://www.jwildlifedis.org/cgi/reprint/29/4/555?maxtoshow=&HITS=10&hits=10&RESULTFORMAT=&searchid=1&FIRSTINDEX=0&minscore=5000&resourcetype=HWCIT>

XII. ANEXOS

Anexo 1. Hoja de protocolo para la identificación de hemoparásitos en frotis sanguíneos.

	Sexo			
Especie	H	M	ND	TOTAL
Au				
Fa				
Al				
Ra				
Az				
Pio				
Ara				

Au = *Amazona autumnalis*

Fa = *Amazona farinosa*

Al = *Amazona albifrons*

Ra = *Ramphastos sulphuratus*

Pio = *Pionus seniles*

Ara = *Ara macao*

H = Hembra

M = Macho

ND = No definido

Observaciones: _____

Anexo 2. Hoja de resultados de los frotos sanguíneos.

ESPECIE DE AVE	SEXO			ESPECIE DE PARÁSITO	CARGA PARASITARIA	TOTAL
	*H	*M	*ND			
<i>Amazona farinosa</i>						
<i>Amazona autumnalis</i>						
<i>Amazona albifrons</i>						
<i>Pionus senilis</i>						
<i>Aratinga astec</i>						
<i>Ara macao</i>						
<i>Ramphastos sulphuratus</i>						
TOTAL						

*H = Hembra

*M = Macho

*ND = No definido

Observaciones: _____
