

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



**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE MALARIA EN  
AVES DEL ZOOLOGICO NACIONAL LA AURORA**

**PLINIO ANDRES OROZCO JAUREGUI**

**Médico Veterinario**

**GUATEMALA JULIO DE 2014**

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



**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE MALARIA EN AVES DEL  
ZOOLOGICO NACIONAL LA AURORA**

**TRABAJO DE GRADUACIÓN**

PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD

**POR**

**PLINIO ANDRES OROZCO JAUREGUI**

Al conferírsele el título profesional de

**Médico Veterinario**

En el grado de Licenciado

**GUATEMALA JULIO DE 2014**

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

DECANO:	MSc. Carlos Enrique Saavedra Vélez
SECRETARIA:	M.V. Blanca Josefina Zelaya de Romillo
VOCAL I:	Lic. Sergio Amílcar Dávila Hidalgo
VOCAL II:	MSc. Dennis Sigfried Guerra Centeno
VOCAL III:	M.V. Carlos Alberto Sánchez Flamenco
VOCAL IV:	Br. Javier Augusto Castro Vásquez
VOCAL V:	Br. Juan René Cifuentes López

**ASESORES**

**MSc. DENNIS SIGFRIED GUERRA CENTENO**

**M.V. CARMEN GRIZELDA ARIZANDIETA ALTAN**

## **HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR**

El cumplimiento con lo establecido por los reglamentos y normas de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración el trabajo de graduación titulado:

### **DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE MALARIA EN AVES DEL ZOOLOGICO NACIONAL LA AURORA**

Que fuera aprobado por la Honorable Junta Directiva de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Como requisito previo a optar al título de:

**MÉDICO VETERINARIO**

## **ACTO QUE DEDICO:**

A mis abuelas:

Dilia Aguirre y Transito Cisneros, las mujeres más fuertes que he conocido. Porque a ambas les tocó superar grandes obstáculos en la vida sin la ayuda de nadie más, pero aun así por la gracia de Dios salieron adelante ellas con todos sus hijos. Y aunque ya no estén conmigo físicamente, su amor, fortaleza y ejemplo; siempre lo estarán.

## AGRADECIMIENTOS

- A Dios: por darme una vida llena de sueños, anhelos y aspiraciones; junto con los medios, capacidades y oportunidades para alcanzarlos.
- A mis asesores de tesis: Dr. Dennis Guerra y Dra. Grizelda Arizandieta, por las enseñanzas, paciencia y consejos para guiarme durante todo este proceso.
- A mis papás: Elry y Liz, porque durante toda mi vida han hecho que mi única preocupación sea alcanzar mis metas y sueños. Fue su amor, apoyo y guía, lo que me permitieron llegar hasta acá.
- A mi hermano: Samuel, por estar siempre a mi lado como mi hermano, mi amigo y mi cómplice durante toda mi vida.
- A los doctores: Andrea Castañeda, Flor Barrueta, Alejandro Morales, Frank Lavac, Patty Thongnamsap y Olivia Petritz, por ser mis mentores y guías en la práctica de medicina de mascotas exóticas y vida silvestre.
- A mis amigos: Nicole Gisbert, Fabiola Ortega, Zulma Mayen, Mónica Sactic, Melanie Guerra, René Marroquín y Simon Ettenger; por hacer que este viaje de la licenciatura fuera tan agradable y placentero como lo podía ser.

# ÍNDICE

<b>I.</b>	<b>INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>1</b>
<b>II.</b>	<b>OBJETIVOS</b>	
	2.1 General.....	2
	2.2 Específicos.....	2
<b>III.</b>	<b>REVISIÓN DE LITERATURA</b>	
	3.1 Plasmodiosis aviar	
	3.1.1 Sinónimos.....	3
	3.1.2 Agente etiológico.....	3
	3.1.3 Definición.....	3
	3.1.4 Invasividad.....	4
	3.1.5 Vector.....	5
	3.1.6 Clasificación según clima preferido.....	5
	3.1.7 Morfología.....	5
	3.1.8 Ciclo evolutivo.....	6
	3.1.9 Hospederos.....	8
	3.1.10 Distribución.....	8
	3.1.11 Antecedentes sobre la propagación de <i>Plasmodium relictum</i> .....	8
	3.1.12 Signos clínicos.....	10
	3.1.13 Diagnóstico.....	10
	3.1.14 Prevención.....	11
	3.1.15 Tratamiento.....	12

## **IV. MATERIALES Y MÉTODOS**

### 4.1 Materiales

4.1.1 Recursos humanos.....	13
4.1.2 Recursos de campo.....	13
4.1.3 Recursos de tipo biológico.....	13
4.1.4 Recursos de laboratorio.....	14
4.1.5 Centros de referencia.....	14

### 4.2 Metodología

4.2.1 Área de estudio.....	14
4.2.2 Determinación de la muestra.....	15
4.2.3 Selección de sujetos a muestrear.....	15
4.2.4 Captura del ave.....	15
4.2.5 Sujeción del ave.....	15
4.2.6 Obtención de la muestra.....	15
4.2.7 Transporte de las muestras.....	16
4.2.8 Procesamiento de las muestras.....	16
4.2.9 Diagnóstico de las muestras.....	16
4.2.10 Tabulación de resultados.....	16

## **V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS.....17**

## **VI. CONCLUSIONES.....22**

## **VII. RECOMENDACIONES.....23**

## **VIII. RESUMEN.....24**

### **SUMMARY.....25**

## **IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....26**

## **X. ANEXOS.....29**

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Comparación entre inventario de las aves del Zoológico Nacional La Aurora y el total de muestras obtenidas.....	17
Cuadro 2. Resultados obtenidos de las lecturas de los frotis sanguíneos realizados a aves del Zoológico Nacional La Aurora.....	18
Cuadro 3. Resultados de las lecturas de pruebas para diagnóstico de <i>Plasmodium sp.</i> mediante frotis sanguíneo en aves del Zoológico Nacional La Aurora.....	30
Cuadro 4. Parámetros climáticos promedio de Ciudad de Guatemala.....	38

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Fotografía de trofozoito joven y trofozoito maduro de <i>Plasmodium relictum</i> .....	39
Figura 2. Fotografía de merozoito de <i>Plasmodium relictum</i> .....	40
Figura 3. Fotografía de macrogametocito <i>Plasmodium relictum</i> .....	41
Figura 4. Fotografía de microgametocito de <i>Plasmodium relictum</i> .....	42
Figura 5. Fotografía de frote sanguíneo con una infección aguda por <i>Plasmodium relictum</i> .....	43
Figura 6. Fotografía comparativa de bazo e hígado en un canario enfermo y uno sano.....	44

## I. INTRODUCCIÓN

En aves silvestres la malaria es una enfermedad parasitaria causada por *Plasmodium sp*, cuyo vector es el mosquito del género *Culex*. Es endémica en áreas costeras con baja altitud y alta humedad; pero debido a los cambios climáticos, la epidemiología y su localización ha cambiado, considerándose actualmente como una enfermedad emergente en áreas de mayor altitud y menor humedad como la capital y otras áreas de Guatemala. Esto ha hecho que aumente la población bajo riesgo y la posibilidad de contagio.

Regularmente el curso de la enfermedad es crónico y subclínico, sin embargo en poblaciones que no han sido expuestas al agente etiológico o aves juveniles, se presenta una alta morbilidad y mortalidad.

El presente estudio tuvo como objetivo determinar la presencia de *Plasmodium sp*. en las aves del Zoológico Nacional La Aurora; con el fin de conocer el estado sanitario en cuanto a hemoparásitos.

La importancia de esta población aviar es que es patrimonio genético de la biodiversidad y parte de la riqueza biológica del país, si su estado sanitario es adecuado, pueden ser parte de programas de reproducción, reintroducción o para aumentar la población in situ.

## II. OBJETIVOS

### 2.1 Objetivo General:

- Generar información acerca de la malaria aviar.

### 2.2 Objetivos específicos:

- Determinar la presencia de *Plasmodium sp* en aves del Zoológico Nacional La Aurora.
- Describir la distribución de la malaria en las aves del Zoológico Nacional La Aurora.

### III. REVISIÓN DE LITERATURA

#### 3.1 Plasmodiosis aviar

##### 3.1.1 Sinónimos:

Paludismo de las aves, malaria aviar. (1,4, 14, 16)

##### 3.1.2 Agente etiológico:

Existen más de 40 especies de *Plasmodium* que causan la enfermedad, aunque en aves silvestres la especie más común es *Plasmodium relictum*, en otras literaturas se menciona también agentes como *Haemamoeba relictum*, *Plasmodium capistrani* y *Plasmodium inconsta*. (1, 3, 4, 6, 7, 10, 14, 15, 16, 19)

##### 3.1.3 Definición

Es una enfermedad hemoparasitaria provocada por la presencia y acción de un protozoo del género *Plasmodium*, la cual puede ser letal para especies que no tienen resistencia a la enfermedad porque no han sido expuestas. (1, 3, 6, 9, 16)

*Plasmodium relictum* es responsable de casos agudos, infecciosos y de alta mortalidad en aves silvestres llevadas a colecciones de zoológico y en poblaciones silvestres de aves cuando el vector es introducido por primera vez a poblaciones aisladas. (3, 6, 7)

En los últimos 90 años *Plasmodium* ha contribuido con la disminución y extinción de aves endémicas de Hawái. Actualmente amenaza a pingüinos y passerinos de las Islas Galapagos, y ahora Nueva Zelanda y Alaska, se está distribuyendo ampliamente gracias a la reciente introducción del mosquito casero sureño (*Culex quinquefasciatus*). (3, 6, 10, 15)

*Plasmodium relictum* no es infeccioso para aves de producción bajo la mayoría de circunstancias, por lo que no es una amenaza económica. Pero *Plasmodium gallinaceum* y *Plasmodium juxtannucleare* si son amenaza en granjas de pollos en Suramérica y Asia, mientras que *Plasmodium dourae* es la mayor amenaza en pavos domésticos de África. (1,3, 14,16, 19)

#### **3.1.4 Invasividad:**

Su distribución es mundial. Ha sido reportado en al menos 411 especies de aves de 67 familias distintas, se creía que era relativamente poco patógeno y no invasivo. Sin embargo recientes experimentos de laboratorio demuestran que causa una severa enfermedad en algunas especies de aves silvestres. (3)

Fue reportado por primera vez como un patógeno invasivo en el archipiélago hawaiano en 1968, en el 2006 fue reconocido como amenaza para Nueva Zelanda y se le atribuyen los casos en las Islas Galápagos de 2009. Han habido reportes en Bermuda, Islas Marianas del Norte, Islas Cook e Islas Marquesas; pero no se ha investigado la amenaza potencial para la fauna aviar de las islas del Pacífico. (3, 6)

El amplio espectro de huésped y la habilidad de poder utilizar varias especies de mosquito como vector hacen que sea excepcionalmente invasivo en nuevas áreas geográficas. Incluso algunas líneas genéticas actualmente están restringidas a un área geográfica de transmisión pero pueden volverse invasivas en el futuro. Por ejemplo GRW4, el causante de los problemas en Hawái, fue llevado a Europa por aves migratorias pero no es transmitido. Mientras que la línea genética SGS1 es la más virulenta en el laboratorio, pero se desconoce su intensidad a nivel de campo. (3, 6, 9, 11)

### 3.1.5 Vector:

Mosquitos culícidos del género *Culex*, *Aedes* y muy pocas veces *Anopheles*. En la actualidad se observa que la propagación de *Plasmodium relictum* está relacionada directamente con el *Culex quinquefasciatus*. Otras especies relacionadas son *Culex stigmatosoma* y *Culex tarsalis*. (1, 3, 13, 14,17)

### 3.1.6 Clasificación del mosquito según clima preferido

**a. Megatérmico:** Temperatura promedio del mes más frío debe ser mayor a 18° C y con una precipitación anual mayor a 1500mm.

**b. Mesotérmico:** Temperatura promedio del mes más frío debe ser entre 0 °C a 18 °C, además que el mes más cálido debe ser mayor a 10 °C. (3)

### 3.1.7 Morfología:

En general los gametocitos de las especies de *Plasmodium* pueden ser redondos, alargados, forma de “U” o “V”, con núcleo central anfófilico, citoplasma levemente basófilo y con gránulos de pigmento. Al estar infectado el eritrocito, los gametocitos desplazan el núcleo hacia uno de los polos. (3, 4, 14)

Los esquizontes de *Plasmodium sp.* son de forma redonda a ovoide, su tamaño es de 16 – 28  $\mu$  de largo. Se localizan dentro del citoplasma de los eritrocitos infectados. Los esquizontes al madurar se convierten en merozoitos. Encontrando en cada especie de *Plasmodium sp.* distinto número de merozoitos. Los merozoitos son pleomórficos y por su tamaño se dividen en macrozoitos de 1.0  $\mu$  y microzoitos de 0.5  $\mu$ . Dentro del citoplasma, se pueden ver en formación de abanico, roseta, cruz o corbatín. (3, 4)

### **3.1.8 Ciclo evolutivo:**

Para una mejor comprensión se divide en 3 fases:

#### **a. Fase Exoeritrocítica:**

Las primeras dos fases comprenden formas de multiplicación asexual, o agamogónica, que se desarrollan y multiplican en células parenquimales especialmente de hígado, pulmón, riñón y bazo, en las que se distinguen:

Los criptozoitos, son formas procedentes de los esporozoitos inoculados por el vector. Estos poseen una estructura llamada complejo apical incompleto, con la que penetran en los hepatocitos. Formando luego la vacuola parasitófora para continuar con su maduración. (2, 12, 13, 14, 16)

Ya dentro de la vacuola parasitófora, se transforman en trofozoitos. Estos están dotados de una intensa actividad replicatoria, y dan origen en tan solo unos pocos días a los esquizontes exoeritrocíticos. Los cuales se multiplican hasta alcanzar varios millares para luego madurar en merozoitos exoeritrocíticos. Durante este proceso el citoplasma del hepatocito es ocupado por el parásito haciendo que incremente su volumen y adquiera un aspecto subsférico. Estas formas han recibido también el nombre de formas preeritrocíticas ya que su desarrollo tendría lugar antes de que inicie la invasión de los eritrocitos del torrente sanguíneo. (2, 12, 13, 14, 16)

Los hipnozoitos son formas del mismo origen que los criptozoitos, pero que se diferencian porque una vez que el esporozoito se ha transformado en trofozoito, este entra en un estado de latencia que puede durar hasta varios centenares de días, antes que reemprenda su

desarrollo y multiplicación que una vez completada, dará lugar a un número igualmente elevado de merozoitos exoeritrocíticos, capaces de invadir eritrocitos circulantes. (2, 12, 13, 14, 16)

**b. Fase Endoeritrocítica:**

Los trofozoitos jóvenes llamados también trofozoitos en forma de anillo inician su desarrollo en el eritrocito. Estos están provistos de una gran vacuola en el citoplasma que les da el aspecto de un anillo, provisto de una gema que corresponde al núcleo.

Los trofozoitos maduros se desarrollan en el hematíe y se caracterizan por tener un solo núcleo de gran tamaño y citoplasma abundante, en el cual se aprecian los gránulos del pigmento hemozoínico. Este es el producto final de la metabolización de la parte proteica de la hemoglobina por el parásito. (2, 12, 13, 14, 16)

Los trofozoitos se multiplican por reproducción asexual en el interior del hematíe, formándose el esquizonte hemático. En esta fase alcanza un gran número y estalla la membrana celular, infectando directamente a otros glóbulos rojos.

La mayoría de *Plasmodium sp.* se queda en esquizonte hemático, el resto se convierten en gametocitos inmaduros. Los cuales pueden ser masculinos o femeninos para cumplir con la reproducción sexual que se da en el vector. (2, 12, 13, 14, 16)

**c. Fase en el Mosquito:**

Si el individuo infectado es nuevamente picado por un mosquito, entonces los gametocitos inmaduros pasan al mosquito en donde maduran a gametos.

Por cada gametocito masculino, se producen de 4 a 8 microgametos. Mientras que por cada gametocito femenino se produce una sola macrogameta. Al combinarse estos se producen los cigotos. Estos maduran convirtiéndose en oocinetos, los cuales son móviles y alargados. Estos migran a la pared intestinal del mosquito, en donde se desarrollan los ooquistes. (2, 12, 13, 14, 16)

Los ooquistes crecen, maduran y se liberan formando una nueva generación de esporozoitos. Los cuales migran hacia las glándulas salivares para que sean inoculados por el mosquito al siguiente hospedero. (2, 12, 13, 14, 16)

### **3.1.9 Hospederos:**

*Plasmodium relictum* es primordialmente un parásito de aves paserinas que puede afectar a otras especies. Entre las más afectadas están los pingüinos, flamencos, gansos, halcones, búhos y tucanes. (3, 7, 9, 17)

### **3.1.10 Distribución:**

La distribución autóctona de *Plasmodium relictum* incluye Europa, África, América e Islas del Caribe. Con los cambios climáticos en el mundo y la introducción de aves infectadas a nuevas áreas geográficas, la distribución ha cambiado y ahora se puede encontrar también en Oceanía, Hawái, Alaska e Islas Galápagos. (3, 9,10, 15)

### **3.1.11 Antecedentes sobre la propagación de *Plasmodium relictum*:**

Fue aislado por primera vez en el archipiélago hawaiano en 1930 en un *Leiothrix lutea* y un *Zosterops japonicus*, encontrados en el Parque Nacional de Volcanes de Hawái. En 1950 fue reportado en aves no nativas en la isla de Kauai, y en 1970 se encontró en aves nativas de la isla de Hawái. La teoría más aceptada es que el protozoo fue introducido por primera vez a principios de 1900

cuando los colonos introdujeron aves de Asia, América y África, para sustituir las aves nativas que estaban desapareciendo de las tierras bajas como resultado de la introducción del *Avipoxvirus*, destrucción de hábitat y nuevos depredadores como los gatos, ratas y mangostas. El éxito de la propagación del parásito fue dependiente de la introducción y distribución del mosquito vector, *Culex quinquefasciatus*, durante el siglo XIX. (3)

Aunque es posible que *Plasmodium relictum* fue llevado primero a las islas por aves migratorias, la ausencia de un vector adecuado previno que se transmitiera a aves endémicas. Actualmente el parásito se encuentra en las islas principales de Kauai, Oahu, Molokai, Maui, y Hawái a elevaciones menores de 1500 msnm. Probablemente las islas pequeñas están libres de *Plasmodium relictum* a excepción de la isla de Atoll en donde mosquitos introducidos y canarios mantienen viable la transmisión. (3)

Se sabe muy poco acerca de la historia de este parásito en otras islas del Pacífico, pero la importación y liberación de *Acridotheres tristis* en Polinesia puede que haya llevado a la introducción de *Plasmodium relictum* a Polinesia Francesa e Islas Cook, pero la ocurrencia de este parásito en aves migratorias de la región y la existencia de mosquitos endémicos que pueden ser vectores, crean la posibilidad que el parásito sea propio a esta área. Sin embargo la presencia de líneas genéticas (GRW4) iguales a otras partes del mundo, llevan a la conclusión que fue introducido y no es propio del área. (3)

En Nueva Zelanda *Plasmodium relictum* fue reportado por primera vez a principio de 1900, pero no está claro si es endémico o fue introducido al liberar aves no propias del lugar como *Passer domesticus*, *Turdus merulus*, *Turdus philomelos*, *Fringilla coelebs* y *Sturnus vulgaris*. Actualmente la prevalencia y distribución del parásito se está expandiendo hacia el sur de la isla, junto con el aumento del hábitat del *Culex quinquefasciatus*. Si bien ha habido algunos

reportes de malaria en aves nativas a lo largo de la historia, el aumento de morbilidad y mortalidad de casos hace que sea alarmante. (3, 6)

### **3.1.12 Signos clínicos:**

Incluyen fiebre, disnea, hipoxia, anoxia, inapetencia, regurgitación, erizamiento de las plumas e hinchazón de los párpados, anemia (normocítica y normocrómica), signos nerviosos por bloqueo de capilares cerebrales, trombosis vascular cerebral por la formación de complejos antígeno anticuerpo y muerte. (1, 3, 7, 13, 14, 16)

La necropsia revela hemorragias subcutáneas, fibrosis, esplenomegalia y hepatomegalia con zonas infartadas, pulmones altamente congestionados y edematosos. Las improntas de estos órganos la mayoría de veces revelan esquizontes. Las muestras sanguíneas tomadas de vasos mayores hasta 48 horas post-mortem, suelen tener una alta carga parasitaria. (1, 3, 7, 16)

### **3.1.13 Diagnóstico:**

El diagnóstico definitivo de malaria se realiza por medio del examen microscópico de los frotis de sangre periférica de “gota gruesa” y “gota delgada”. Éstos permanecen siendo el estándar de oro. Las coloraciones de preferencia son Giemsa y otras derivadas de las tinciones de Romanowski (2, 4, 12, 14, 16)

Los frotis de “gota gruesa” son más sensibles detectando los parásitos, porque la sangre se encuentra más concentrada permitiendo que un mayor volumen de sangre pueda ser examinada; sin embargo, la sobre posición de eritrocitos en el portaobjetos dificulta la lectura. No así, los frotis de “gota delgada” que permiten ver un menor número de eritrocitos por centímetro cúbico, pero una mejor exposición de cada uno de ellos. Esto es especialmente útil ya que aporta información adicional sobre el grado de parasitemia, madurez de los parásitos y ayuda a la monitorización de la efectividad del tratamiento. (2, 4, 12, 14, 16)

Un frotis sanguíneo negativo hace el diagnóstico de malaria poco probable, sin embargo si el diagnóstico presuntivo del examen clínico es malaria se puede repetir cada 12 horas hasta cumplir 72 horas. (2, 4, 12, 14, 16)

También se pueden hacer improntas de animales que se estima que murieron por causa de la malaria. El examen histopatológico puede revelar numerosos esquizoontes intraendoteliales en el bazo, pulmón, hígado, corazón y riñón. (3, 13)

La mayoría de infecciones por *Plasmodium relictum* son crónicas y de poca intensidad, en estos casos es casi imposible diferenciar los organismos dentro de los eritrocitos por lo que se recomienda el uso de pruebas de PCR, pero están contraindicadas cuando se sospecha de infecciones múltiples ya que tiene poca sensibilidad entre especies de *Plasmodium*. (2, 3, 4, 7, 12, 19)

*Plasmodium* es antigenicamente distinto a otros hemoparasitos por lo que se puede utilizar ELISA para encontrar anticuerpos, por el momento ninguna prueba serológica puede distinguir entre especies de *Plasmodium*. Estas pruebas se recomiendan para la fase latente de la infección o para infecciones de poca intensidad ya que su sensibilidad es alta. (2, 3, 4, 7, 12, 19)

#### **3.1.14 Prevención:**

El ciclo de la enfermedad persiste en el vector por lo que es muy difícil la erradicación, ya que no es factible la eliminación total, pero si se puede controlar el sobre crecimiento poblacional del mosquito, eliminando todas las aguas estancadas, aislando las aves enfermas para evitar que se propague la enfermedad. (1, 3, 9, 14, 16)

### **3.1.15 Tratamiento:**

Toda ave con diagnóstico positivo debe recibir tratamiento. El tratamiento de elección se basa en derivados de la quinina, principalmente fosfato de cloroquina y primaquina, los efectos secundarios pueden ser vómitos, diarrea, daño retinal, convulsiones y muerte. (7, 14, 17, 19)

Para pingüinos y aves muy susceptibles se puede administrar oralmente 0.3 mg/kg de fosfato de primaquina al día durante 10 días, combinado con una dosis inicial de 10 mg/kg de fosfato de cloroquina, seguido por dosis de 5 mg/kg a las 6, 10 y 24 horas después de la dosis inicial. Para el resto de aves se inicia con una dosis oral de 10 mg/kg de cloroquina, seguida por dosis de 5 mg/kg a las 6, 24 y 48 horas, combinado con primaquina a dosis de 0.3 mg/kg oral por 7 días. (7)

## **IV. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **4.1 Materiales**

#### **4.1.1 Recursos humanos**

- Estudiante investigador
- Personal del zoológico
- Personal del laboratorio
- Asesores de tesis

#### **4.1.2 Recursos de campo**

- Portaobjetos
- Metanol 90%
- Tabla de apuntes
- Cortaúñas
- Jeringas 3 cc
- Agujas calibre 21
- Redes
- Toallas
- Lector de microchip
- Marcador
- Gasas
- Spray de color

#### **4.1.3 Recursos biológicos**

- 417 aves, de 15 órdenes.

#### **4.1.4 Recursos de laboratorio**

- Colorantes para tinción Giemsa
- Colorantes para tinción Wright
- Microscopio
- Aceite de inmersión
- Hojas de papel tamaño carta
- Tinta negra y a color
- Lápiz y lapiceros
- Computadora
- Impresora

#### **4.1.6 Centros de Referencia**

- Biblioteca de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala
- Biblioteca personal de docentes
- Documentos en línea

## **4.2 Metodología**

### **4.2.1 Área de estudio:**

El presente trabajo se realizó en el Zoológico Nacional La Aurora, localizado en Boulevard Juan Pablo II, Zona 13, Ciudad de Guatemala/ 5ª Calle Interior Finca La Aurora.

El diagnóstico se llevó a cabo en el Centro de Diagnóstico Belén, ubicado en la 11 calle 11-57 zona 1 de la ciudad de Guatemala.

Ambos lugares se encuentran dentro de la ciudad capital, la cual está situada en la cuenca Villalobos. La clasificación según Holdridge es, bosque

húmedo montano bajo y bosque húmedo subtropical templado. Se encuentra a 1500-1600 (msnm) (5, 18).

#### **4.2.2 Determinación de la muestra:**

Se hizo un muestreo de las aves por conveniencia. Se capturó la mayoría de ellas, excepto cuando la captura y manejo eran un peligro para la vida de las mismas; tomando en cuenta solo las aves que se capturaron.

#### **4.2.3 Selección de sujetos a muestrear:**

No se tuvo criterios de inclusión ya que se trabajó con toda la población.

#### **4.2.4 Captura del ave:**

Para la mayoría de aves se realizó con ayuda de redes, toallas y guantes. Pero en aves de menor tamaño y no peligrosas se hizo a manos libres.

#### **4.2.5 Sujeción del ave:**

Las aves fueron tomadas de las redes o toallas y se manipularon con el uso de guantes por seguridad. Una persona sujetó el ave mientras que otra obtenía la muestra.

#### **4.2.6 Obtención de la muestra:**

En la mayoría de casos se tomó la muestra mediante el corte de una uña, en aves de mayor tamaño se hizo con jeringas de 3 cc y agujas de calibre 21. A partir la muestra obtenida se hicieron dos frotos sanguíneos con los portaobjetos, estos se secaron al aire, se identificaron y por último se fijaron con metanol. Después de obtener la muestra, se detuvo la hemorragia utilizando plumón o nitrato de plata. Al terminar de trabajar con el ave se marcaba con spray y se liberaba.

#### **4.2.7 Transporte de las muestras:**

Se reunieron todas las muestras obtenidas en el día y se colocaron en medios de transporte para láminas, y se llevaron al laboratorio para procesarlas.

#### **4.2.8 Procesamiento de las muestras:**

De cada muestra, uno de los frotos se tiñó con GIEMSA y el otro con Wright; se utilizaron los protocolos establecidos para estas coloraciones.

#### **4.2.9 Diagnóstico de las muestras:**

Una vez que los frotos estaban listos para su lectura, se les colocó aceite de inmersión y se observaron en el microscopio con el objetivo de inmersión. Se hizo la lectura de toda la lámina. Para determinar la presencia de formas parasitarias de *Plasmodium sp.*, se utilizó la guía provista por Clark, P.; en el libro “Atlas of clinical avian hematology” y las figuras 1 – 6 (ver Anexos). La presencia de *Plasmodium* era determinada por la observación directa del parásito en el eritrocito. Se tuvo la colaboración de dos químicos biólogos para confirmar las lecturas.

#### **4.2.10 Tabulación de resultados:**

Cuando finalizó el muestreo, se procedió a tabular todos los resultados, agrupándolos por orden para describir la distribución.

## V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

Del total de la población de aves presentes en el zoológico La Aurora (417), se muestreó 287 aves, equivalentes a un 68.8%; (Cuadro 1).

**CUADRO 1**  
**Comparación entre inventario de aves del Zoológico Nacional**  
**La Aurora y el total de muestras obtenidas**

	<b>Aves en el zoo</b>	<b>Aves muestreadas</b>
<b>Galliformes</b>	86	34
<b>Passeriformes</b>	41	11
<b>Coraciiformes</b>	2	2
<b>Psittaciformes</b>	132	101
<b>Piciformes</b>	5	4
<b>Trogoniformes</b>	1	1
<b>Gruiformes</b>	1	0
<b>Phoenicopteriformes</b>	3	3
<b>Charadriiformes</b>	5	0
<b>Anseriformes</b>	55	55
<b>Pelecaniformes</b>	4	4
<b>Falconiformes</b>	33	33
<b>Strigiformes</b>	39	39
<b>Strutioniformes</b>	10	0
<b>Total</b>	<b>417</b>	<b>287</b>

Se obtuvo una muestra representativa de la población, sin embargo, hubo algunos inconvenientes, en el caso de las guacamayas y el recinto 15 no fue posible muestrear a las aves, por falta de equipo necesario para trabajar en

recintos de grandes dimensiones; con las struthioniformes el manejo se consideró de alto riesgo debido a que están en un recinto mixto, junto a ungulados que son muy nerviosos e impredecibles; y en el caso de los pavorreales, que se encuentran libres en el parque y no existe una profilaxis programada de manejo. Se realizaron frotis sanguíneos de las muestras obtenidas y se observaron al microscopio y se obtuvieron los siguientes resultados.

**CUADRO 2**  
**Resultados obtenidos de las lecturas de los frotis sanguíneos**  
**realizados a aves del Zoológico Nacional La Aurora**

	GIEMSA		Wright	
	Negativos	Positivos	Negativos	Positivos
<b>Galliformes</b>	34	0	34	0
<b>Passeriformes</b>	11	0	11	0
<b>Coraciiformes</b>	2	0	2	0
<b>Psittaciformes</b>	101	0	101	0
<b>Piciformes</b>	4	0	4	0
<b>Trogoniformes</b>	1	0	1	0
<b>Gruiformes</b>	3	0	3	0
<b>Phoenicopteriformes</b>	55	0	55	0
<b>Charadriiformes</b>	4	0	4	0
<b>Anseriformes</b>	33	0	33	0
<b>Pelecaniformes</b>	39	0	39	0
<b>Total</b>	<b>287</b>	<b>0</b>	<b>287</b>	<b>0</b>

En ninguno de los frotis se encontró un eritrocito parasitado o alguna forma del parásito exoeritrocítica, por lo que no se determinó la presencia de *Plasmodium spp.*

El primer punto crítico dentro del estudio fue la toma de muestras, la cual debía ser de calidad, para poder hacer un diagnóstico acertado; en su mayoría fue a partir de vasos periféricos, y en muy pocos casos se obtuvo de vasos centrales, esto disminuyó la probabilidad de encontrar los eritrocitos parasitados pero no lo hacía imposible.

El fijado de las muestras y su transporte no se consideran puntos críticos, pero la tinción de los frotos sí, por lo que se siguió los protocolos descritos para estas coloraciones. La importancia de este proceso es que se pueden crear muchos artefactos haciendo difícil la lectura de los frotos.

El siguiente punto crítico era el diagnóstico de los frotos, y debido a la inexperiencia del investigador, se consideró conveniente involucrar a dos químicos biólogos experimentados, y aunque no estaban familiarizados con frotos de aves, su atención al detalle, manejo del microscopio y aportaciones fue de mucha ayuda.

Por ser una enfermedad vectorial se debe tomar en consideración que el agente causal, *Plasmodium spp*, no ha sido reportado oficialmente en Guatemala, pero CABI (2013) menciona que hay reportes en México y Panamá, lo que hace posible su presencia en nuestro país pero por falta de diagnóstico no ha sido reportado.

El vector, *Culex quinquefasciatus*, tiene una distribución mundial incluyendo Guatemala; y el Zoológico Nacional La Aurora tiene muchas áreas con agua estancada y recipientes artificiales que acumulan agua, los cuales pueden incluirse dentro los descritos por Marí (2008) como lugares ideales para criadero de zancudos; y según Derraik (2008) los zancudos no se alejan más de 1 kilómetro del área en donde están sus larvas, por lo que se puede decir que la población de aves del zoológico es altamente vulnerable y propensa a picaduras

de zancudos. Dentro de los factores que hacen poco probable la transmisión se debe considerar la infectividad, que acorde a Marí (2008) y CABI (2013) hace referencia a la posibilidad de producir la esporogonia del protozoo en el mosquito; ya que por genética pueden presentar distinta sensibilidad frente a plasmodios de la misma especie pero distinta línea genética.

Las condiciones climáticas para que se dé el ciclo de vida de *Plasmodium spp.* están descritas por CABI (2013). Las cuales no se cumplen en el área de estudio, ya que la ciudad de Guatemala tiene una temperatura mínima en el mes más frío de 13 °C, una temperatura máxima en el mes más cálido de 28 °C y una precipitación anual de 1275 mm (ver Anexo 1). Pero el riesgo todavía existe ya que en Alaska tampoco se cumplen las condiciones climáticas y aun así se reportan casos. (Rozell, 2013) Otro factor a considerar es la altitud del lugar de estudio, ya que no hay ningún caso reportado arriba de los 1500 msnm, (CABI, 2013; Rozell, 2013; Loiseau, 2013) y los únicos casos de hemoparásitos en aves arriba de este nivel son de *Leucocytozoon spp.* descritos por García (2012)

La población en riesgo, aunque todas las especies son vulnerables a *Plasmodium spp.*, las más susceptibles son *paseriformes*, *galliformes*, *falconiforme*, *strigiformes*, (CABI, 2013; Williams, 2010; Clark, 2005; Fowler, 2001) ya que en su hábitat natural no se enfrentan a este parásito y no desarrollan ningún tipo de inmunidad, mientras que *psittaciformes* y *pelecaniformes* (Svensson- Coehlo, 2012) desarrollan una resistencia natural, por tener constante contacto con el parásito. Otro factor dependiente de la población, es la edad de las aves, ya que la tasa de morbilidad es similar para aves juveniles y adultas, pero la tasa de mortalidad es más baja para aves adultas. (CABI, 2013; Williams, 2010)

Según la fase de la infección en que se encuentra el ave; la parasitemia alcanza su límite máximo de 7 a 12 días después de la infección, en donde los eritrocitos están parasitados entre 50 a 90%, los frotis son positivos hasta 93 días

después de la infección en donde el porcentaje de eritrocitos parasitados es de menor a 0.5%. (Williams, 2010) Después de esto es casi imposible observar eritrocitos parasitados, pero si se toma una muestra de sangre de un ave sospechosa a malaria y es inoculada en un ave centinela, esta desarrollará la enfermedad, confirmando que el ave es portadora el resto de su vida y puede volver a desarrollar la enfermedad si su sistema inmune es comprometido. (Williams, 2010; Fowler, 2001; CADI, 2013; Svensson-Coehlo, 2012).

Para su diagnóstico; la prueba óptima es el frote sanguíneo periférico coloreado con Giemsa, esto se debe a que es la única prueba que permite determinar el porcentaje de eritrocitos parasitados, la especie de plasmodio, las fases en que se encuentra el plasmodio y determina si hay infecciones múltiples con varias especies de *Plasmodium* u otros hemoparásitos, que son relativamente frecuentes. (CADI, 2013; Fowler, 2001; Clark, 2005; Williams, 2010) La otra prueba recomendada es PCR, la ventaja de ésta es su alta sensibilidad pero poca especificidad, así que no diferencia entre *Haemoproteus spp* y *Plasmodium spp*, o incluso especies de plasmodios, o si hay presencia de infecciones múltiples. Mientras tanto las pruebas serológicas como ELISA tienen una sensibilidad y especificidad aceptable pero no óptima, (CADI, 2013; Clark, 2005; Williams, 2010) por lo que una combinación de frote sanguíneo y otra prueba altamente sensible da los mejores resultados.

## VI. CONCLUSIONES

- No se determinó la presencia de *Plasmodium spp* en aves del Zoológico Nacional La Aurora por medio de frote sanguíneo periférico.
- No se describió la distribución de la malaria porque no se encontró en ningún frote sanguíneo periférico al *Plasmodium spp*.
- La falta de evidencia de *Plamodium spp* en los frotos sanguíneos no descarta el riesgo de infestación para la población aves del Zoológico Nacional La Aurora.

## VII. RECOMENDACIONES

- Realizar pruebas complementarias como PCR para determinar si hay infecciones crónicas de *Plasmodium spp.* en las aves del Zoológico Nacional La Aurora.
- Determinar la presencia de malaria en aves de otras colecciones del país que se encuentren en áreas geográficas más favorables para el *Plasmodium spp.*

## VIII. RESUMEN

Se realizó un muestreo por conveniencia, del cual se obtuvieron 287 (68.8%) muestras de aves del Zoológico Nacional La Aurora, para evaluar la presencia de *Plasmodium sp.* causante de plasmodiosis aviar.

La muestra obtenida fue sangre periférica a partir del corte de una uña, y a partir de esta se realizaron 2 frotos sanguíneos, uno se coloreó con GIEMSA y el otro con Wright. Luego se observaron al microscopio para hacer el diagnóstico.

El 100% de los frotos sanguíneos fue negativo, o sea no se observó ningún eritrocito parasitado o ninguna fase exoeritrocítica del plasmodio. Dentro de los factores que se consideraron para obtener estos resultados están: la inexistencia de reportes de la enfermedad para Guatemala, la infectividad que presentan los mosquitos ante las líneas genéticas del plasmodio, las condiciones climáticas y elevación del área de estudio, la susceptibilidad de la población, la fase de infección de las aves y el método de diagnóstico utilizado.

Aunque no se determinó la presencia de *Plasmodium sp.*, mediante frotos sanguíneos, no se puede descartar que hayan infecciones crónicas, porque en estos casos la parasitemia es muy baja, por lo que se recomienda otro tipo de pruebas complementarias, como PCR.

La enfermedad depende de las condiciones climáticas, y en los últimos años se han dado cambios radicales en el clima, por lo que hay un riesgo de infección latente. La recomendación es que se incluyan pruebas para hemoparásitos dentro de la profilaxis anual, y que se implemente un plan de mitigación de riesgos como disminución y control de zancudos, así como aislamiento de aves enfermas.

## SUMMARY

A convenience sampling was performed on La Aurora National Zoo, from which it was obtained 287 (68.8%) samples, to evaluate the presence of *Plasmodium sp* the cause of avian malaria.

The obtained sample was peripheral blood, which was gotten from cutting a nail, with this there were made two blood smears; one was stained with Giemsa and the other with Wright. Then the smear was watched under the microscope to make the diagnosis.

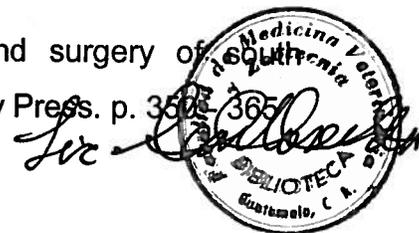
The 100% of the blood smears were negative, ie no parasitized erythrocytes or exoerythrocytic stage of *Plasmodium* was observed. Among the factors that were considered for these results are: the lack of reports of the disease in Guatemala, the infectivity posed by mosquitoes to the genetic lines of the *Plasmodium*, the weather conditions and elevation of the area, the susceptibility of the population, the stage of infection in the birds and the diagnostic method used.

Although the presence of *Plasmodium sp* by blood smears was not determined, it does not rule out chronic infections, because in these cases the parasitemia is very low, so it is recommended to perform other tests, such as PCR.

The disease depends on weather conditions, and in recent years there have been radical changes in the weather, so there is a risk of latent infection. The recommendation is that testing for blood parasites is included in the annual prophylaxis, but also a risk mitigation plan and a reduction and mosquito control. Isolation of sick birds should also be implemented.

## IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Atkinson, CT; LaPointe, DA. 2005. *Plasmodium relictum* (en línea). Consultado 15 jul. 2013. Disponible en <http://www.issg.org/database/species/ecology.asp?fr=1&si=39>
2. Berenguer, JC. 2006. Manual de parasitología: morfología y biología de los parásitos de interés sanitario. Barcelona, ES, Universitat de Barcelona. p 192 – 202
3. CABI (Centre for Agriculture and Biosciences International, UK). 2013. Invasive Species Compendium (en línea) Wallingford, UK. Consultado 01 jul. 2013. Disponible en <http://www.cabi.org/isc/default.aspx?site=144&page=2540&profile=38&query=plasmodium%20relictum&forcereload=true>
4. Clark, P; Raidal SR. 2005. Atlas of clinical avian hematology. West Sussex, UK, Willey-Blackwell. p 129 -131
5. De la Cruz, JR. 1982. Clasificación de las zonas de vida de Guatemala a nivel de reconocimiento. Guatemala, GT. 42 p.
6. Derraik, J. 2008. Epidemiology of an avian malaria outbreak in a native bird species (*Mohoua ochrocephala*) in New Zealand (en línea). Journal of the Royal Society of New Zealand 38(4): 237-242 Consultado 15 jul. 2013. Disponible en <http://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/0301422080510558#tabModule>
7. Fowler, M; Cubas, Z. 2001. Biology, medicine and surgery of american wild animals. Iowa, US, Iowa State University Press. p. 350-365



8. García, F. 2012. Reportan malaria aviar a 3.900 m de altura. (en línea). UN Periódico, Bogotá, CO, may. 12. Consultado 15 jul. 2013. Disponible en <http://www.unperiodico.unal.edu.co/dper/article/reportan-malaria-aviar-a-3900-m-de-altura.html>
9. Kaeslin, E; Redmond, I; Dudley, N. 2013. La fauna silvestre en un clima cambiante. Roma, IT, FAO. p. 47 – 52
10. Loiseau, C; Harrigan, RJ; Cornel, AJ. 2012. First Evidence and Predictions of Plasmodium Transmission in Alaskan Bird Populations. PLoS ONE (en línea). Consultado 01 ago. 2013. Disponible en: <http://www.plosone.org/article/info%3Adoi%2F10.1371%2Fjournal.pone.0044729>
11. Marí, R. 2008. Malaria en España: aspectos entomológicos y perspectivas de futuro (en línea). Revista Española de Salud Pública 82(5): 467-479. Consultado 01 ago. 2013. Disponible en: [http://scielo.isciii.es/scielo.php?pid=s1135-57272008000500003&script=sci\\_arttext](http://scielo.isciii.es/scielo.php?pid=s1135-57272008000500003&script=sci_arttext)
12. Mora, ED; Olmedo, CY. 2008. Malaria (en línea). Consultado 24 ene. 2011. Disponible en <http://www.binasss.sa.cr/revistas/rmcc/582/art16.pdf>
13. Moreno, L. 2006. Enfermedades Parasitarias de las Aves (en línea). Consultado 15 jul. 2013. Disponible en <http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/2006/11/enfermedades-parasitarias-de-las-aves.html>
14. Noriega, H. 1995. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. México DF, MX, Limusa. p. 178 – 181

Sr.   


15. Rozell, N. 2013. Alaska mosquitoes spreading malaria in birds (en línea). Cornerstone news and information. Consultado 01 jul. 2013. Disponible en <http://uafcornerstone.net/alaska-mosquitoes-spreading-malaria-birds>
16. Saif, YM. 2011. Diseases of poultry. New Jersey, US, Blackwell Publishing. p. 931 – 933
17. Svensson-Coehlo, M. 2012. Diversity, Prevalence, and Host specificity of Avian Plasmodium and Haemoproteus in a Western Amazon Assemblage (en línea). Ornithological Monographs 76: 1– 47. Consultado 15 jul. 2013. Disponible en <http://www.bioone.org/doi/abs/10.1525/om.2013.76.1.1>
18. Wikipedia, 2013. Ciudad de Guatemala (en línea). Consultado 15 jul. 2013. Disponible en [http://es.wikipedia.org/wiki/Ciudad\\_de\\_Guatemala](http://es.wikipedia.org/wiki/Ciudad_de_Guatemala)
19. Williams, RB. 2010. Avian malaria: clinical and chemical pathology of Plasmodium gallinaceum in the domesticated fowl Gallus gallus (en línea). Avian Pathology 34(1): 29 – 47. Consultado 15 jul. 2013. Disponible en <http://www.tandfonline.com/doi/full/10.1080/03079450400025430#tabModule>

Lic.   


# **X. ANEXOS**

**TABLA 3**

**Resultados de las lecturas de pruebas de diagnóstico de *Plasmodium sp.* mediante frotis sanguíneo en aves del Zoológico Nacional La Aurora**

<b>No.</b>	<b>Especie</b>	<b>Giemsa</b>	<b>Wright</b>
1	Faisán Real	-	-
2	Mot mot	-	-
3	Mot mot	-	-
4	Trogón	-	-
5	Chacha vientre blanco	-	-
6	Chacha vientre blanco	-	-
7	Chacha vientre blanco	-	-
8	Faisán real	-	-
9	Faisán real	-	-
10	Tucán real	-	-
11	Loro cabeza azul	-	-
12	Loro cabeza azul	-	-
13	Loro cabeza azul	-	-
14	Loro cabeza azul	-	-
15	Loro cabeza azul	-	-
16	Pavo ocelado	-	-
17	Pavo ocelado	-	-
18	Urraca cariblanca	-	-
19	Faisán dorado	-	-
20	Realejo pecho rosado	-	-
21	Realejo pecho rosado	-	-
22	Realejo pecho rosado	-	-
23	Realejo pecho rosado	-	-
24	Realejo pecho rosado	-	-
25	Realejo pecho rosado	-	-
26	Realejo pecho rosado	-	-
27	Realejo pecho rosado	-	-
28	Realejo pecho rosado	-	-
29	Realejo pecho rosado	-	-
30	Loro frente roja	-	-
31	Loro frente roja	-	-

32	Loro frente roja	-	-
33	Loro frente roja	-	-
34	Loro frente roja	-	-
35	Loro frente roja	-	-
36	Tucaneta de collar	-	-
37	Tucaneta de collar	-	-
38	Faisán dorado	-	-
39	Chacha negra	-	-
40	Chacha negra	-	-
41	Loro frente blanca	-	-
42	Loro frente blanca	-	-
43	Loro frente blanca	-	-
44	Loro frente blanca	-	-
45	Loro frente blanca	-	-
46	Loro frente blanca	-	-
47	Loro frente blanca	-	-
48	Loro frente blanca	-	-
49	Faisán Plateado	-	-
50	Faisán Plateado	-	-
51	Faisán Plateado	-	-
52	Faisán Plateado	-	-
53	Cojolita	-	-
54	Cojolita	-	-
55	Clis clis	-	-
56	Aurorita	-	-
57	Aurorita	-	-
58	Aurorita	-	-
59	Aurorita	-	-
60	Tecolote de feria	-	-
61	Tecolote de feria	-	-
62	Tecolote de feria	-	-
63	Tecolote cornudo	-	-
64	Tecolote de montaña	-	-
65	Tecolote de montaña	-	-
66	Tecolote de montaña	-	-
67	Tecolote de montaña	-	-
68	Tecolote de montaña	-	-
69	Tecolote de montaña	-	-
70	Tecolote de montaña	-	-

71	Tecolote de montaña	-	-
72	Tecolote de montaña	-	-
73	Tecolote de montaña	-	-
74	Tecolote de montaña	-	-
75	Tecolote de montaña	-	-
76	Tecolote de montaña	-	-
77	Tecolote de montaña	-	-
78	Gavilán del camino	-	-
79	Gavilán del camino	-	-
80	Gavilán gris	-	-
81	Gavilán gris	-	-
82	Gavilán gris	-	-
83	Gavilán gris	-	-
84	Gavilán gris	-	-
85	Gavilán gris	-	-
86	Tecolote común	-	-
87	Tecolote común	-	-
88	Tecolote común	-	-
89	Tecolote común	-	-
90	Tecolote común	-	-
91	Tecolote común	-	-
92	Tecolote común	-	-
93	Tecolote común	-	-
94	Tecolote de anteojos	-	-
95	Tecolote de anteojos	-	-
96	Tecolote de anteojos	-	-
97	Halcón peregrino	-	-
98	Lechuza de campanario	-	-
99	Lechuza de campanario	-	-
100	Lechuza de campanario	-	-
101	Lechuza de campanario	-	-
102	Lechuza de campanario	-	-
103	Lechuza de campanario	-	-
104	Tecolotito	-	-
105	Gavilán cola roja	-	-
106	Gavilán cola roja	-	-
107	Gavilán cola roja	-	-
108	Gran gavilán negro	-	-
109	Gran gavilán negro	-	-

110	Rey zope	-	-
111	Rey zope	-	-
112	Halcón de Harris	-	-
113	Halcón de Harris	-	-
114	Halcón de Harris	-	-
115	Halcón de Harris	-	-
116	Halcón de Harris	-	-
117	Halcón de Harris	-	-
118	Cara cara	-	-
119	Cara cara	-	-
120	Cara cara	-	-
121	Cara cara	-	-
122	Cara cara	-	-
123	Cara cara	-	-
124	Cara cara	-	-
125	Cara cara	-	-
126	Cara cara	-	-
127	Cara cara	-	-
128	Gallina polaca	-	-
129	Gallina polaca	-	-
130	Gallina polaca	-	-
131	Gallina polaca	-	-
132	Gallina polaca	-	-
133	Gallina polaca	-	-
134	Gallina polaca	-	-
135	Gallina polaca	-	-
136	Gallina polaca	-	-
137	Gallina polaca	-	-
138	Gallina polaca	-	-
139	Pavo	-	-
140	Pavo	-	-
141	Pavo de cacho	-	-
142	Pijije	-	-
143	Pijije	-	-
144	Pijije	-	-
145	Pijije	-	-
146	Pijije	-	-
147	Pijije	-	-
148	Pijije	-	-

<b>149</b>	Pijje	-	-
<b>150</b>	Pijje	-	-
<b>151</b>	Pijje	-	-
<b>152</b>	Pijje	-	-
<b>153</b>	Pijje	-	-
<b>154</b>	Pijje	-	-
<b>155</b>	Pijje	-	-
<b>156</b>	Pijje	-	-
<b>157</b>	Pijje	-	-
<b>158</b>	Pato Mallard	-	-
<b>159</b>	Pato Mallard	-	-
<b>160</b>	Pato Mallard	-	-
<b>161</b>	Pato Mallard	-	-
<b>162</b>	Pato Mallard	-	-
<b>163</b>	Pato Mallard	-	-
<b>164</b>	Pato Mallard	-	-
<b>165</b>	Pato Mallard	-	-
<b>166</b>	Pato Mallard	-	-
<b>167</b>	Pato Mallard	-	-
<b>168</b>	Pato Mallard	-	-
<b>169</b>	Pato Mallard	-	-
<b>170</b>	Pato Mallard	-	-
<b>171</b>	Pato Mallard	-	-
<b>172</b>	Pato Mallard	-	-
<b>173</b>	Pato Mallard	-	-
<b>174</b>	Pato Mallard	-	-
<b>175</b>	Pato Mallard	-	-
<b>176</b>	Pato Mallard	-	-
<b>177</b>	Pato aliazul	-	-
<b>178</b>	Pato Mallard	-	-
<b>179</b>	Pato Mallard	-	-
<b>180</b>	Pato Mallard	-	-
<b>181</b>	Pato Mallard	-	-
<b>182</b>	Pato Mallard	-	-
<b>183</b>	Pato Mallard	-	-
<b>184</b>	Pato Mallard	-	-
<b>185</b>	Pato Mallard	-	-
<b>186</b>	Cisne negro	-	-
<b>187</b>	Cisne negro	-	-

<b>188</b>	Cisne negro	-	-
<b>189</b>	Cisne negro	-	-
<b>190</b>	Cisne negro	-	-
<b>191</b>	Cisne negro	-	-
<b>192</b>	Garzón	-	-
<b>193</b>	Garzón	-	-
<b>194</b>	Garzón	-	-
<b>195</b>	Garzón	-	-
<b>196</b>	Garzón	-	-
<b>197</b>	Pelicano gris	-	-
<b>198</b>	Pelicano blanco	-	-
<b>199</b>	Pelicano blanco	-	-
<b>200</b>	Pelicano blanco	-	-
<b>201</b>	Ganso	-	-
<b>202</b>	Ganso	-	-
<b>203</b>	Ganso	-	-
<b>204</b>	Ganso	-	-
<b>205</b>	Flamenco	-	-
<b>206</b>	Flamenco	-	-
<b>207</b>	Flamenco	-	-
<b>208</b>	Cocotilo	-	-
<b>209</b>	Cocotilo	-	-
<b>210</b>	Cocotilo	-	-
<b>211</b>	Cocotilo	-	-
<b>212</b>	Cocotilo	-	-
<b>213</b>	Cocotilo	-	-
<b>214</b>	Cocotilo	-	-
<b>215</b>	Cocotilo	-	-
<b>216</b>	Cocotilo	-	-
<b>217</b>	Cocotilo	-	-
<b>218</b>	Cocotilo	-	-
<b>219</b>	Cocotilo	-	-
<b>220</b>	Perica australiana	-	-
<b>221</b>	Perica australiana	-	-
<b>222</b>	Perica australiana	-	-
<b>223</b>	Perica australiana	-	-
<b>224</b>	Perica australiana	-	-
<b>225</b>	Perica australiana	-	-
<b>226</b>	Perica australiana	-	-

<b>227</b>	Perica australiana	-	-
<b>228</b>	Perica australiana	-	-
<b>229</b>	Perica australiana	-	-
<b>230</b>	Perica australiana	-	-
<b>231</b>	Perica australiana	-	-
<b>232</b>	Perica australiana	-	-
<b>233</b>	Perica australiana	-	-
<b>234</b>	Perica australiana	-	-
<b>235</b>	Perica australiana	-	-
<b>236</b>	Perica australiana	-	-
<b>237</b>	Perica australiana	-	-
<b>238</b>	Perica australiana	-	-
<b>239</b>	Perica australiana	-	-
<b>240</b>	Perica australiana	-	-
<b>241</b>	Perica australiana	-	-
<b>242</b>	Perica australiana	-	-
<b>243</b>	Perica australiana	-	-
<b>244</b>	Perica australiana	-	-
<b>245</b>	Perica australiana	-	-
<b>246</b>	Perica australiana	-	-
<b>247</b>	Perica australiana	-	-
<b>248</b>	Perica australiana	-	-
<b>249</b>	Perica australiana	-	-
<b>250</b>	Perica australiana	-	-
<b>251</b>	Perica australiana	-	-
<b>252</b>	Perica australiana	-	-
<b>253</b>	Perica australiana	-	-
<b>254</b>	Perica australiana	-	-
<b>255</b>	Perica australiana	-	-
<b>256</b>	Perica australiana	-	-
<b>257</b>	Perica australiana	-	-
<b>258</b>	Perica australiana	-	-
<b>259</b>	Perica australiana	-	-
<b>260</b>	Perica australiana	-	-
<b>261</b>	Perica australiana	-	-
<b>262</b>	Perica australiana	-	-
<b>263</b>	Perica australiana	-	-
<b>264</b>	Perica australiana	-	-
<b>265</b>	Perica del amor	-	-

<b>266</b>	Perica del amor	-	-
<b>267</b>	Perica del amor	-	-
<b>268</b>	Perica del amor	-	-
<b>269</b>	Perica del amor	-	-
<b>270</b>	Perica del amor	-	-
<b>271</b>	Perica del amor	-	-
<b>272</b>	Perica del amor	-	-
<b>273</b>	Perica del amor	-	-
<b>274</b>	Perica del amor	-	-
<b>275</b>	Perica del amor	-	-
<b>276</b>	Perica del amor	-	-
<b>277</b>	Perica del amor	-	-
<b>278</b>	Perica del amor	-	-
<b>279</b>	Perica del amor	-	-
<b>280</b>	Perica del amor	-	-
<b>281</b>	Perica del amor	-	-
<b>282</b>	Perica del amor	-	-
<b>283</b>	Perica del amor	-	-
<b>284</b>	Perica del amor	-	-
<b>285</b>	Perica del amor	-	-
<b>286</b>	Perica del amor	-	-
<b>287</b>	Perica del amor	-	-

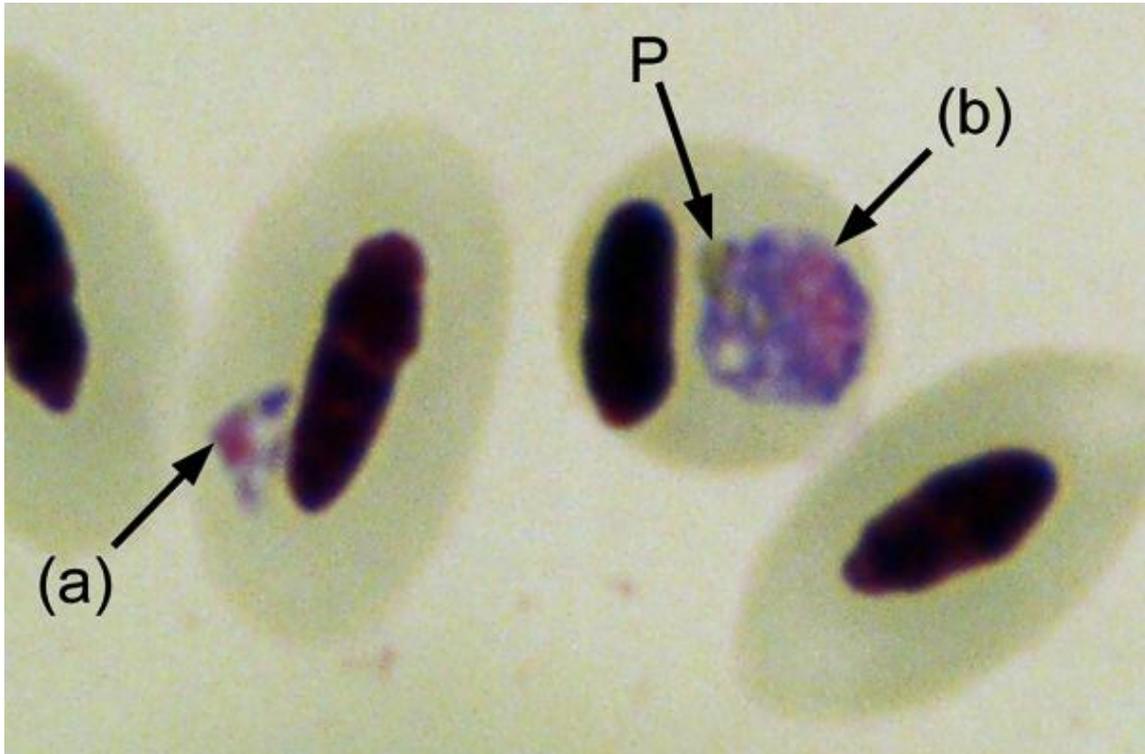
## CUADRO 4

### Parámetros climáticos promedio de Ciudad de Guatemala (1990-2011)

Mes	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic	Anual
Temperatura máxima registrada (°C)	30.0	32.1	32.0	33.9	33.9	31.2	29.1	30.2	29.8	28.6	29.9	28.8	33.9
Temperatura diaria máxima (°C)	24.3	25.8	26.8	27.8	27.1	25.8	25.4	25.5	25.1	24.7	24.2	23.9	25.5
Temperatura diaria mínima (°C)	13.2	13.6	14.6	16.0	16.8	16.8	16.3	16.5	16.4	16.0	14.7	13.7	15.4
Temperatura mínima registrada (°C)	6.0	7.8	8.4	8.6	12.3	11.2	12.1	13.5	13.0	11.4	9.4	7.6	6.0
Precipitación total (mm)	2.8	5.4	6.0	31.0	128.9	271.8	202.6	202.7	236.6	131.6	48.8	6.6	1274.7
Días de precipitaciones (≥ 1 mm)	1.68	1.45	2.00	4.73	12.36	21.14	18.59	19.04	20.82	14.59	6.18	2.64	125.2
Horas de sol	248.43	236.24	245.64	237.94	184.37	155.26	183.35	191.84	159.01	178.00	211.73	209.16	2441.16
Humedad (%)	74.32	73.45	73.23	74.33	77.36	82.41	80.82	80.95	84.50	82.00	79.27	76.05	77.77

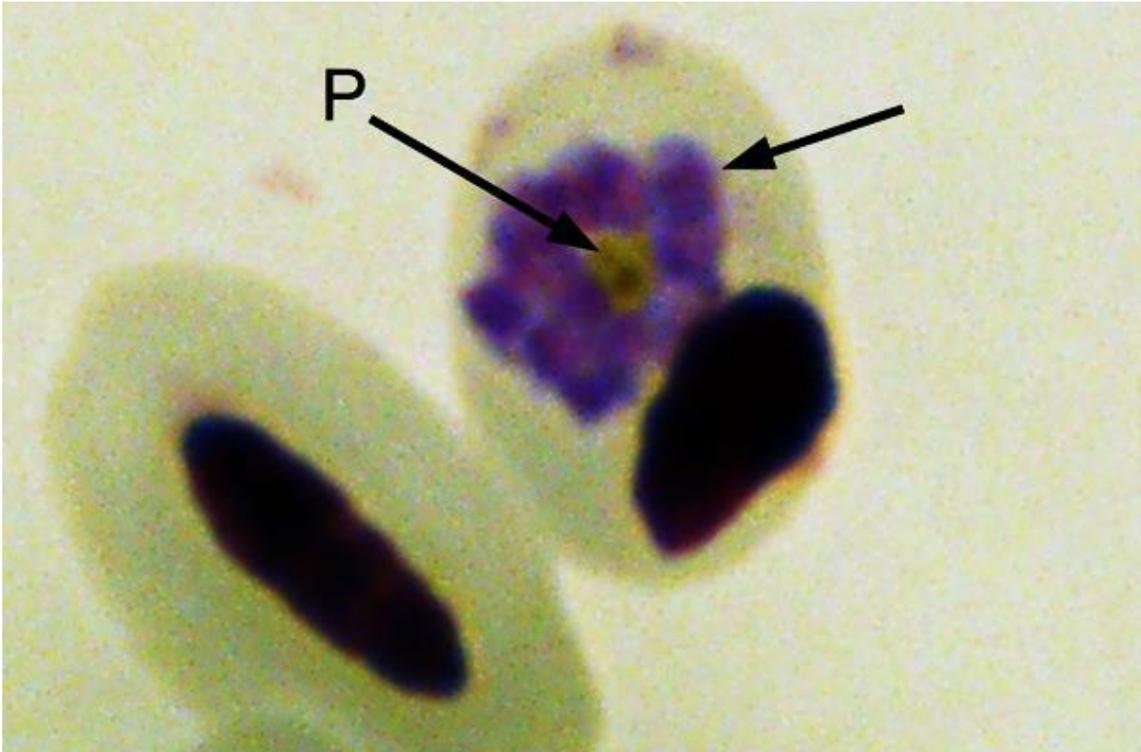
*Fuente: Instituto Nacional de Sismología, Vulcanología, Meteorología e Hidrología*

Figura 1



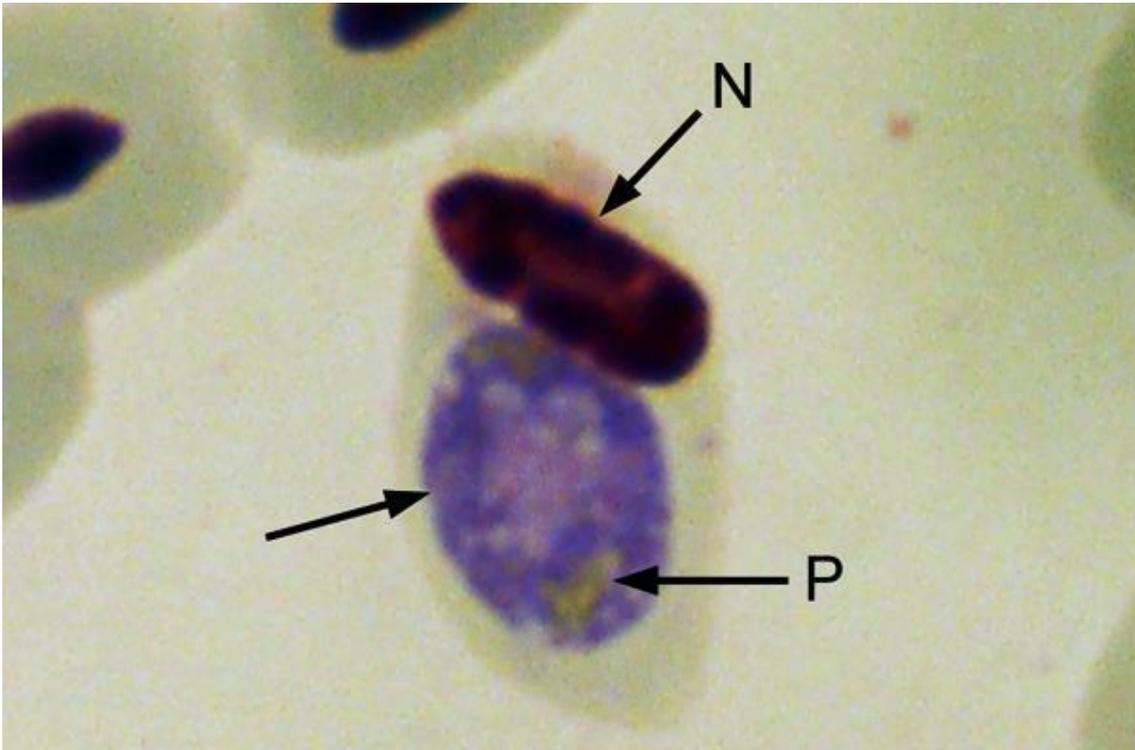
Fotografía de frote sanguíneo periférico de *Myadestes palmeri*, (a) Trofozoito joven de *Plasmodium relictum*; (b) trofozoito maduro; P gránulos de hemoglobina digerida solo presente con trofozoitos maduros.

**Figura 2**



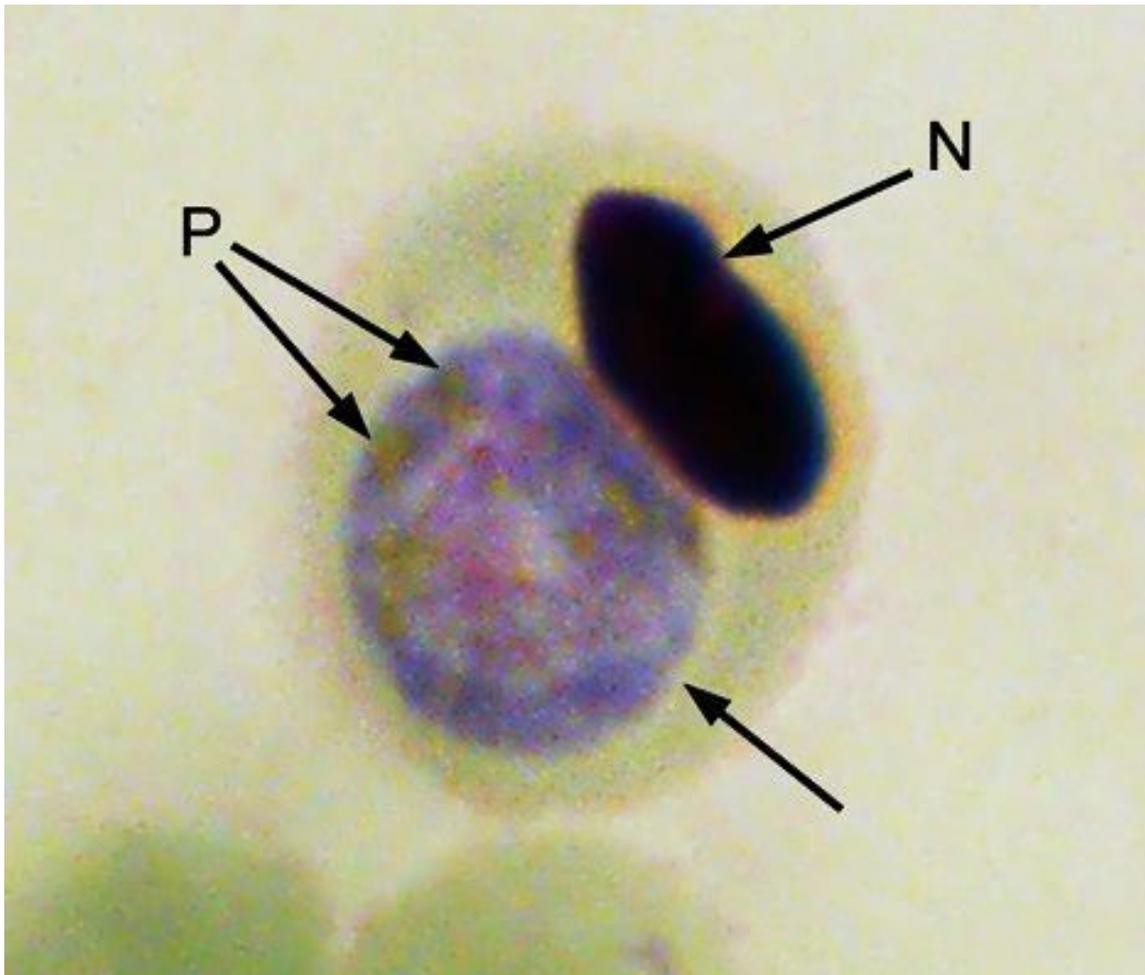
Fotografía de frote sanguíneo periférico de *Myadestes palmeri*, (flecha) Núcleo de color rojo y forma de racimo de un merozoito de *Plasmodium relictum*; (P) pigmento residual de hemoglobina.

**Figura 3**



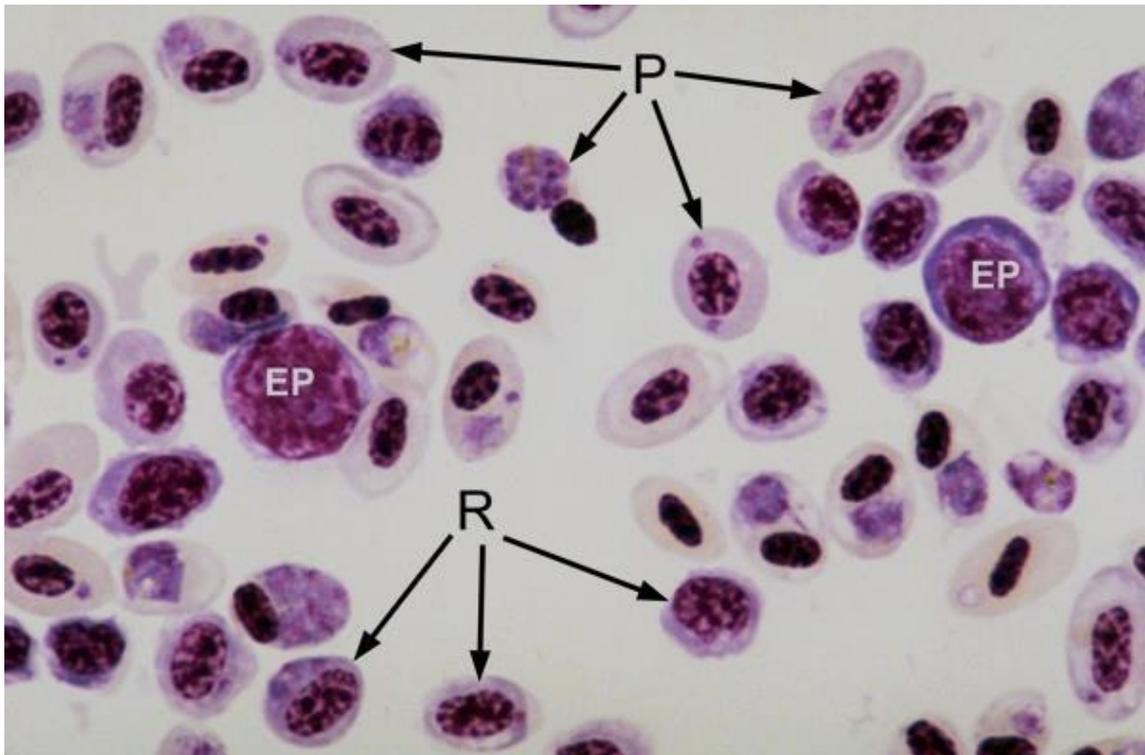
Fotografía de frote sanguíneo periférico de *Myadestes palmeri*, (flecha) macrogametocito maduro. Los macrogametocitos se tiñen de azul oscuro y tienen un solo núcleo que es pequeño, compacto y central. Rodeado de pigmentos de hemoglobina (P). En los miembros del subgénero *Haemamoeba*, los gametocitos son redondos u ovalados y son de mayor tamaño que el núcleo de la célula huésped (N). El núcleo es desplazado hacia uno de los polos.

**Figura 4**



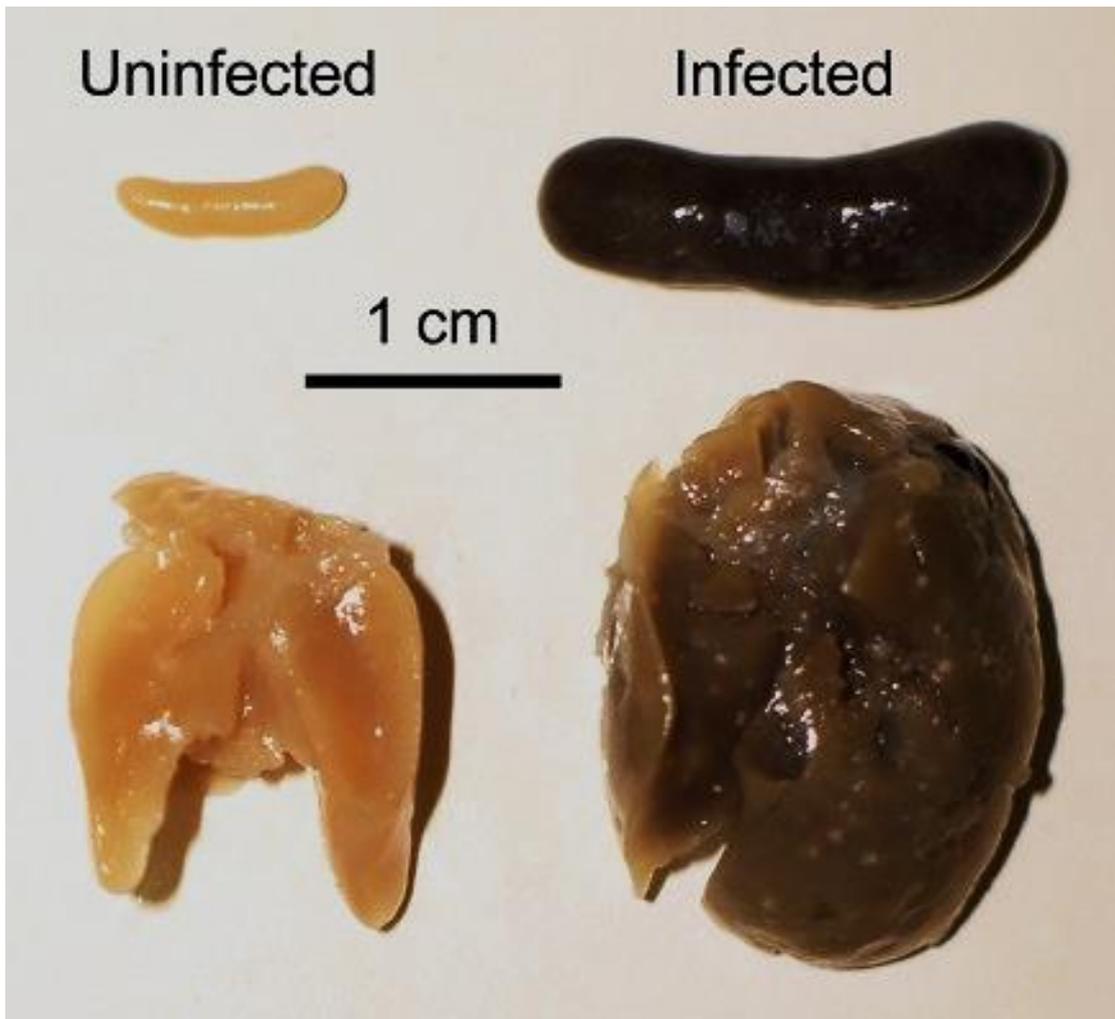
Fotografía de frote sanguíneo periférico de *Myadestes palmeri*, (flecha) microgametocitos maduros, estos regularmente se tiñen de rosado o azul suave, dependiendo de la coloración y tienen un solo núcleo, largo y difuso con ciertos gránulos de pigmento (P).

**Figura 5**



Fotografía de frote sanguíneo periférico de *Vestiaría coccinea*, con una infección aguda por *Plasmodium relictum*. En el frote se puede observar el remplazo de eritrocitos por (R) reticulocitos y (EP) células precursoras de eritrocitos, tratando de compensar la alta destrucción de glóbulos rojos por el parásito. La mayoría de las células están parasitadas (P) con trofozoitos o merozoitos

**Figura 6**

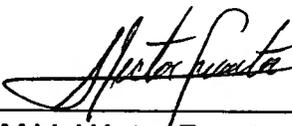


Fotografía de bazos (arriba) e hígados (abajo) de un canario con infección aguda de *Plasmodium relictum* (izquierda) y de un canario sano (derecho). Tanto el hígado como el bazo tienen un incremento dramático en el tamaño y descoloración oscura por el depósito de pigmento en tejido.

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA  
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA  
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA  
DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE MALARIA EN  
AVES DEL ZOOLOGICO NACIONAL LA AURORA**

f.   
Plinio Andres Orozco Jauregui

f.   
Msc. Dennis Sigfried Guerra Centeno  
ASESOR PRINCIPAL

f.   
M.V. Héctor Fuentes Rousselin  
EVALUADOR

f.   
M.V. Carmen Grizelda Arizandieta Altan  
ASESOR

IMPRIMASE

f.   
MSc. Carlos Enrique Saavedra Vélez  
DECANO

