

**UNIVERSIDAD PERUANA UNIÓN**  
FACULTAD DE INGENIERÍA Y ARQUITECTURA  
Escuela Profesional de Ingeniería Ambiental



**Relación entre la prevalencia de infección malárica y condición corporal en pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* decomisados, en dos centros de rescate de fauna en la provincia de San Martín, 2016**

Tesis para obtener el Título Profesional de Ingeniero Ambiental

Por:

Teresa Raquel Salas Rengifo

Asesor:

Ing. Jhon Patrick Ríos Bartra

**Tarapoto, junio 2020**

## DECLARACIÓN JURADA DE AUTORÍA DE TESIS

Jhon Patrick Ríos Bartra, de la Facultad de Ingeniería y Arquitectura Escuela Profesional de Ingeniería Ambiental, de la Universidad Peruana Unión.

DECLARO:

Que la presente investigación titulada: **“RELACIÓN ENTRE LA PREVALENCIA DE INFECCIÓN MALÁRICA Y CONDICIÓN CORPORAL EN PERICOS DE ALA AMARILLA BROTOGERIS VERSICOLURUS DECOMISADOS, EN DOS CENTROS DE RESCATE DE FAUNA EN LA PROVINCIA DE SAN MARTÍN, 2016”** constituye la memoria que presenta la Bachiller Teresa Raquel Salas Rengifo para aspirar al título de Profesional de Ingeniero Ambiental, cuya tesis ha sido realizada en la Universidad Peruana Unión bajo mi dirección.

Las opiniones y declaraciones en este informe son de entera responsabilidad del autor, sin comprometer a la institución.

Y estando de acuerdo, firmo la presente declaración en la ciudad de Tarapoto, a los 18 días del mes de noviembre del año 2020.



.....  
Ing. Jhon Patrick Ríos Bartra

Relación entre la prevalencia de infección malárica y condición corporal en pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* decomisados, en dos centros de rescate de fauna en la provincia de San Martín, 2016.

# TESIS

Presentada para optar el título profesional de Ingeniero Ambiental

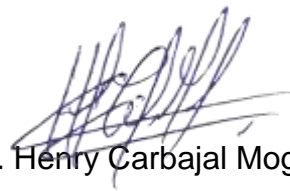
## JURADO CALIFICADOR



Mg. Andrés Erick Gonzales López  
Presidente



Ing. Carmelino Almestar Villegas  
Secretario



Ing. Henry Carbajal Mogollón  
Vocal



Ing. Jhon Patrick Ríos Bartra  
Asesor

Tarapoto, 26 junio 2020

## **DEDICATORIA**

Por ser parte fundamental de mi vida y demostrar comprensión, confianza, amor, paciencia, esfuerzo y humildad; a ustedes padres Teresa Rengifo de Salas y Bibiano Salas Tapullima, una muestra de afecto en la motivación a mi superación.

## **AGRADECIMIENTO**

A Dios por su amor infinito y las bendiciones de cada día, por la oportunidad de permitirme cumplir el presente trabajo de investigación.

A mis padres; Teresa Rengifo de Salas y Bibiano Salas Tapullima por mostrarme la confianza en Dios, y enseñarme la fortaleza en las dificultades.

Al PhD. Alfonso Marzal Reynolds, mi asesor y maestro, por darme el apoyo constante brindándome sus conocimientos y la guía del presente trabajo de investigación.

Al Ing. Jhon Patrick Ríos Bartra, mi asesor, por el interés y tiempo brindado en las observaciones de la redacción del presente trabajo de investigación.

A docentes de la Universidad Peruana Unión por ser ejemplo en las enseñanzas brindadas y el apoyo constante.

A mis amigos y todas las demás personas que me brindaron su apoyo en el desarrollo de las actividades que permitieron culminar el trabajo de investigación.

## TABLA DE CONTENIDOS

DEDICATORIA .....	iii
AGRADECIMIENTO .....	iv
INDICE DE TABLAS .....	ix
INDICE DE FIGURAS .....	x
INDICE DE ANEXOS .....	xii
RESUMEN .....	xiii
ABSTRACT .....	xiv
CAPÍTULO I: INTRODUCCIÓN .....	16
1.1. Identificación del Problema .....	16
1.2. Justificación .....	19
1.3. Objetivos .....	21
1.3.1 Objetivo general .....	21
1.3.2 Objetivos específicos .....	21
1.4. Presuposición filosófica .....	21
CAPÍTULO II: REVISIÓN DE LITERATURA .....	23
2.1. Fundamentos teóricos .....	23
2.1.1. Infección malárica .....	23
2.1.2. Aves del Perú .....	29
2.1.3. Condición Corporal .....	34
2.1.4. Tráfico ilegal de especies de fauna .....	35
2.2. Marco legal .....	37
2.2.1. Ley N° 29763 (2015). Ley Forestal y de Fauna Silvestre. ....	37
2.2.2. Decreto Supremo N° 004-2014-MINAGRI (2014). ....	38
2.2.3. Decreto Supremo N° 001-2008-MINAM (2008) .....	39

2.2.4. Ley N° 27867 (2002) Ley Orgánica de los Gobiernos Regionales. ....	39
2.2.5. Decreto Supremo N° 019-2015-MINAGRI (2015). ....	39
2.2.6. Resolución Ministerial N° 0334-2015-MINAGRI (2015).....	39
2.2.7. Unión Internacional para la conservación de la Naturaleza (UICN).....	40
2.3. Definición de términos.....	41
2.3.1. Malaria.....	41
2.3.2. Malaria aviar .....	41
2.3.3. Haemosporidios.....	41
2.3.4. Prevalencia.....	41
2.3.5. Infección .....	41
2.3.6. Parásitos .....	42
2.3.7. Hospedero.....	42
2.3.8. Vectores biológicos.....	42
2.3.9. Culicidae.....	42
2.4. Antecedentes de la investigación.....	43
2.4.1. Antecedentes internacionales.....	43
2.4.2. Antecedentes nacionales.....	44
2.4.3. Antecedentes locales.....	46
<b>CAPÍTULO III: MATERIALES Y MÉTODOS .....</b>	<b>47</b>
3.1. Lugar de ejecución.....	47
3.2. Población y muestra .....	48
3.2.1. Población.....	48
3.2.2. Muestra .....	48
3.3. Diseño y tipo de investigación.....	49
3.4. Recursos necesarios .....	49
3.4.1. Materiales .....	49
3.4.2. Equipos .....	51

3.5. Recursos Humanos .....	51
3.6. Formulación de hipótesis .....	51
3.7. Identificación de variables.....	51
3.7.1.Operacionalización de variables .....	52
3.8. Instrumentos de recolección de datos.....	52
3.8.1. Equipo de posicionamiento GPS .....	53
3.8.2. Balanza .....	53
3.8.3. Vernier.....	53
3.8.4. Cámara fotográfica .....	53
3.9. Método de Análisis.....	53
3.9.1. Etapa de gabinete inicial.....	53
3.9.2. Etapa de campo .....	54
3.9.3. Análisis molecular.....	56
3.9.4. Estimación de la Condición Corporal .....	58
3.9.5. Etapa de gabinete final .....	60
CAPÍTULO IV: .....	61
RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	61
4.1 Resultados.....	61
4.1.1. Prevalencia de infección y localidades de estudio.....	61
4.1.2. Análisis de la condición corporal en localidades de estudio .....	63
4.1.3. Relación entre la prevalencia de infección malaria y condición corporal .....	71
4.1.4. Análisis estadístico ANOVA de la condición corporal, infección malárica y localidad de estudio.....	74
4.1.5. Diversidad genética y patogenicidad de la infección de malaria aviar .....	77
4.2. Discusiones .....	78
CAPÍTULO V. ....	81
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES .....	81

5.1. Conclusiones .....	81
5.2. Recomendaciones .....	81

## INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Muestra del estudio.....	49
Tabla 2. Operacionalización de variables de la investigación.....	52
Tabla 3. Consideraciones para la medición de la condición corporal de <i>Brotogeris versicolurus</i> . .....	58
Tabla 4. Número total de individuos, de <i>Brotogeris versicolurus</i> para el análisis.....	61
Tabla 5. Prevalencia de infección de las muestras sanguíneas de <i>Brotogeris versicolurus</i> ..	61
Tabla 6. Análisis estadístico de la Prueba de Test de Chi cuadrado de Pearson de <i>Brotogeris</i> .....	62
Tabla 7. Datos de la medida del peso corporal y el tarso de los individuos de <i>Brotogeris</i> .....	63
Tabla 8. Datos del Índice de masa corporal escalado considerando la localidad e .....	66
Tabla 9. Valores medios, desviación estándar y valores mínimos y máximos del índice de ..	68
Tabla 10. Valores medios, desviación estándar y valores mínimos y máximos del índice de ..	68
Tabla 11. Valores de la categorización de la condición corporal de <i>Brotogeris versicolurus</i> ..	69
Tabla 12. Cantidad de individuos de <i>Brotogeris versicolurus</i> a nivel de infección distribuidas de .....	69
Tabla 13. Cantidad de individuos de <i>Brotogeris versicolurus</i> a nivel de localidad distribuidas de .....	70
Tabla 14. Datos de la categorización condición corporal de acuerdo al nivel de infección y localidad de estudio. ....	72
Tabla 15. Prueba de Test de Chi cuadrado de Pearson para determinar la relación entre la ..	73
Tabla 16. Prueba de Test de Chi cuadrado de Pearson para determinar la relación entre la ..	74
Tabla 17. Análisis estadístico ANOVA para la condición corporal y la infección malárica. ....	74
Tabla 18. Análisis estadístico ANOVA para la localidad de estudio y la condición corporal ..	76

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Clasificación taxonómica de los géneros Plasmodium, Haemoproteus y Leucocytozoon.....	23
Figura 2. Vector de la malaria aviar, el mosquito Culex pipiens (modificado de Gutsevich et al., 1970).....	25
Figura 3. Representación del ciclo vital de Haemoproteus mansonii durante su fase en el insecto vector y el hospedero vertebrado.....	26
Figura 4. Perico de ala amarilla Brotogeris versicolurus.....	30
Figura 5. Área de distribución de Brotogeris versicolurus .....	31
Figura 6. Características taxonómicas de Brotogeris versicolurus. ....	32
Figura 7. Características biológicas de Brotogeris versicolurus. ....	33
Figura 8. Estado de conservación de Brotogeris versicolurus.....	34
Figura 9. Especies más comercializadas a nivel nacional (2007 – 2012). ....	36
Figura 10. Mapa de ubicación de los puntos de muestreo. ....	48
Figura 11. Medición morfométrica de las aves, longitud, alas, pico, cabeza, tarso y cola. ....	54
Figura 12. Tomando la medida del tarso de Brotogeris versicolurus en la localidad de.....	55
Figura 13. Extracción de la muestra de sangre de la vena braquial de Brotogeris .....	55
Figura 14. Análisis de las muestras sanguíneas de Brotogeris versicolurus en el.....	58
Figura 15. Prevalencia de infección por malaria aviar según localidad de estudio. ....	62
Figura 16. Gráfico de barras mostrando el índice de condición corporal según la infección por .....	75
Figura 17. Gráfico de barras mostrando el índice de condición corporal (Scaled Body Mass.....	77
Figura 18: Identificación de Brotogeris versicolurus en el Libro de Aves de Perú.....	112
Figura 19: Condiciones de cautiverio de Brotogeris versicolurus en el Fundo Copa .....	112
Figura 20. Captura de los individuos para la toma de muestras en Chullachaqui.....	113
Figura 21. Captura de los individuos para la toma de muestras en Chullachaqui.....	113
Figura 22. Especies de Brotogeris versicolurus a la espera de poder ser analizados .....	114
Figura 23. Observación del estado del individuo de Brotogeris versicolurus. ....	114
Figura 24: Toma de la medida del tarso de individuos de Brotogeris versicolurus. ....	115
Figura 25. Toma de muestra de la vena braquial de la Brotogeris versicolurus.....	115
Figura 26. Proceso de la extracción de la muestra de sangre de Brotogeris versicolurus. ...	116
Figura 27. Secado de las láminas con muestra de sangre de Brotogeris versicolurus. ....	116

Figura 28. Ubicando las láminas con muestras de sangre de <i>Brotogeris versicolurus</i> para su .....	117
Figura 29. Equipo de trabajo apoyando en la toma de muestra de los individuos de <i>Brotogeris</i> .....	117
Figura 30. Parte del equipo de trabajo multidisciplinario apoyando el proyecto de investigación. ....	118
Figura 31. Presencia de parásitos maláricos en las muestras de sangre analizadas de .....	118
Figura 32. Presencia de parásitos maláricos en las muestras de sangre analizadas de .....	119
Figura 33. Resultados de la muestra analizadas corridas en electroforesis en gel de agarosa .....	119

## ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo a: Formato de toma de datos de campo.....	94
Anexo b. Cuadro de datos calculado del índice de masa corporal escalado de las muestras de <i>Brotogeris versicolurus</i> .....	100
Anexo c: Documentos de depósitos, y transporte de las muestras de estudio por las entidades .....	103
Anexo d: Documentos de autorización para el desarrollo de la investigación científica.....	108
Anexo e: Panel Fotográfico.....	112

## RESUMEN

Se determinó la relación entre la prevalencia de infección malárica y condición corporal en pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* decomisados, en dos centros de rescate de fauna en la provincia de San Martín. La metodología empleada para la diagnosis de infección malárica fue la amplificación específica del ADN parásito mediante Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR anidada) e identificación de la diversidad genética de linajes parásitos por secuenciación de ADN de las muestras reveladas como infectadas mediante su comparación con las bases de datos mundiales GenBank y MalAvi. La condición corporal (CC) se estimó empleando el Índice de masa escalado (IME), propuesto por Peig y Green (2009).

La prevalencia de infección malárica fue del 50 %, superior en la localidad de Fundo Copa (61.22%) en comparación de Chullachaqui (28%), probablemente debido a diferencias en las condiciones de cautiverio de las aves del estudio que pudieran favorecer la infección por malaria. Los ejemplares infectados presentaron infección por *Plasmodium relictum* GRW4, este parásito de malaria tiene gran potencial invasor y ha sido causante de grandes mortalidades en la fauna aviar autóctona en los ambientes en los que ha sido introducido (Marzal 2012), existe un elevado potencial de riesgo sanitario en el comercio ilegal de pericos de ala amarilla.

No encontramos diferencias significativas en la condición corporal entre pericos infectados y no infectados por malaria aviar, posiblemente este parásito no disminuye la condición corporal de nuestra especie de estudio. Alternativamente, y dada la mortalidad causante de este parásito en otras especies de aves, la ausencia de efectos evidentes de GRW4 en la condición corporal de los pericos pudiera ser debida a una mortalidad selectiva entre ejemplares más débiles, sobreviviendo los ejemplares con mejor condición corporal que les permitiese mantener la infección a niveles crónicos o latentes, de baja intensidad y patogenicidad.

Palabra clave: Infección malárica; condición corporal; *Plasmodium relictum* GRW4.

## ABSTRACT

The relationship between the prevalence of malaria infection and body condition in confiscated yellow-winged parrots *Brotogeris versicolurus* was determined in two wildlife rescue centers in the province of San Martín. The methodology used for the diagnosis of malarial infection was the specific amplification of the parasite DNA by Polymerase Chain Reaction (nested PCR) and identification of the genetic diversity of parasite lineages by DNA sequencing of the samples revealed as infected by comparing them with the global databases GenBank and MalAvi. Body condition (WC) was estimated using the Scaled Mass Index (SMI), proposed by Peig and Green (2009).

The prevalence of malaria infection was 50%, higher in the town of Fundo Copa (61.22%) compared to Chullachaqui (28%), probably due to differences in the captive conditions of the study birds that could favor infection by malaria. The infected specimens presented infection by *Plasmodium relictum* GRW4, this malaria parasite has great invasive potential and has been the cause of great mortalities in the autochthonous avian fauna in the environments in which it has been introduced (Marzal 2012), there is a high potential risk in the illegal trade in yellow-winged parakeets.

We did not find significant differences in body condition between parrots infected and not infected by avian malaria, possibly this parasite does not decrease the body condition of our study species. Alternatively, and given the mortality that causes this parasite in other bird species, the absence of evident effects of GRW4 on the body condition of parrots could be due to a selective mortality among weaker specimens, surviving specimens with better body condition than allowed them to maintain the infection at chronic or latent levels, of low intensity and pathogenicity.

Key word: malaria infection; body condition; *Plasmodium relictum* GRW4.

## CAPÍTULO I: INTRODUCCIÓN

### 1.1. Identificación del Problema

Nos encontramos frente a una amenaza global con el descubrimiento de nuevos enemigos silenciosos, que avanzan acelerados; aquellos microorganismos que provocan enfermedades infecciosas emergentes y causado epidemias mortales. Las enfermedades infecciosas emergentes han estado presentes desde inicios de la humanidad, y han sido causante de muertes de diversos seres vivos.

Actualmente, al igual que los seres humanos, la fauna silvestre ha sido y está siendo amenazada por enfermedades infecciosas emergentes causadas por microorganismo como los virus, bacterias y protozoarios. Con el pasar del tiempo han ido dejando lamentables eventos hasta el nivel de la extinción de especies de fauna silvestre (Marzal, 2012).

Las causas que aceleran y favorecen tiene relación con las actividades humanas, como la deforestación, cambio de uso del suelo, la introducción de especies alóctonas y/o exóticos acompañados del tráfico ilegal, contaminación y el cambio climático (Medina, 2010). La mayoría de las actividades humanas que afectan al ecosistema alterando su ciclo natural, provocan la aparición de vectores causantes de las enfermedades infecciosas, en su mayoría se identifican a los mosquitos como principales transmisores y causantes de las enfermedades infecciosas emergentes (Marzal, 2012).

Junto a estas amenazas ambientales y económicas, el tráfico ilegal de especies supone también supone un grave problema sanitario a corto plazo. En este sentido, el tráfico ilegal de especies, sin ningún tipo de control sanitario, proporciona mecanismos de translocación y transmisión de enfermedades que pueden causar brotes zoonóticos y que pueden afectar también al ganado y la fauna silvestre, de vida silvestre y la salud de los ecosistemas, afectando también de manera indirecta a la economía, debido a que los brotes resultantes del comercio de vida silvestre han causado cientos de miles de millones de dólares en daños económicos a nivel mundial (Karesh et al. 2005). El proceso de comercialización de estas especies traficadas ilegalmente puede traer consigo una serie de introducción de invasores patógenos.

Según el reporte del Ministerio de Agricultura en el año 2017, menciona que las regiones amazónicas son áreas que predominan en la venta de fauna silvestre en mayor porcentaje ilegal, siendo los psitácidos los más comercializados (MINAGRI, 2017).

La familia de los psitácidos representa la mayor proporción de aves amenazadas del mundo, debido al tráfico ilegal de sus especies (Pires, 2012). El transporte de estas especies de manera ilegal y sin control sanitario pueden ser vectores de enfermedades que se transmiten a nuevas áreas (Baker et al. 2013; Karesh et al. 2005; Karesh et al. 2007).

La malaria aviar es uno de las principales enfermedades que afectan a aves de todo el mundo, siendo responsables de mortalidades masivas e incluido de extinción de especies cuando han sido co-introducidas junto con aves invasoras o procedentes de partidas sin control sanitario (Valkiūnas 2005), como puede suceder con el tráfico ilegal de especies.

Los haemosporidios son responsables de enfermedades serias en aves, pudiendo provocar incluso la muerte de las mismas. La sintomatología de la infección por haemosporidios aviares es muy variada, siendo indicios claros de infección el letargo, la pérdida de apetito y la dificultad al respirar, presentando anemia, hemorragias y diarreas los casos de más gravedad, pudiendo llegar a convulsiones y parálisis antes de la muerte del individuo (Valkiūnas, 2005).

Diversos estudios han comprobado que los parásitos merman los recursos de los que disponen los hospederos, provocando importantes efectos nocivos sobre sus estrategias vitales, pudiendo afectar a la supervivencia (Dawson & Bortolotti 2000; Valkiūnas, 2005; Marzal et al., 2008), la condición corporal (Valkiūnas et al., 2006) y el éxito reproductor (Merino et al., 2000; Marzal et al., 2005; Tomás et al., 2007).

Además de estos efectos, a nivel de comunidades se ha comprobado que la introducción de especies de malaria fuera de sus zonas originales ha provocado la extinción de hasta el 70% de las especies nativas, mostrando así el peligro de la translocación incontrolada de especies fuera de su rango original (Valkiūnas, 2005).

A pesar que se han realizado diferentes estudios referentes a los parásitos maláricos en aves en distintas áreas del mundo, son pocos los que se han desarrollado en Sudamérica, así lo demuestra la database MalAvi, 2020. El autor Gediminas Valkiūnas menciona que los parásitos maláricos de aves han sido estudiados de manera desigual en las distintas regiones del planeta (Valkiūnas 2005).

Mediante el desarrollo de la presente investigación y la interpretación de los resultados, se pretende proporcionar conocimientos científicos para la gestión y manejo de la fauna silvestre en el país, además de contribuir a disminuir el tráfico ilegal que conlleva a generar problemas ambientales, económicos y sanitarios. Por lo expuesto anteriormente planteamos la siguiente pregunta: ¿Existe relación entre la prevalencia de infección malárica y la condición corporal de parásitos maláricos en pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* decomisados?

## 1.2. Justificación

El tráfico ilegal de especies, sin ningún tipo de control sanitario, puede traer consigo la introducción de patógenos invasores fuera de su rango natural, responsables de efectos perjudiciales en la salud de personas, animales domésticos y fauna silvestre. Estos mecanismos de translocación y transmisión de enfermedades provocan el desequilibrio ecológico de la cadena alimenticia de dicha área geográfica, afectando también de manera indirecta a la economía. Así, los brotes resultantes del comercio de vida silvestre han causado cientos de miles de millones de dólares en daños económicos a nivel mundial (Kareesh et al. 2005).

Debido a sus características geográficas y a la abundancia de especies de fauna y flora que alberga en su interior, la región San Martín está considerada una zona con una biodiversidad muy rica, única y endémica (Myers et al. 2000). Sin embargo, esta biodiversidad está siendo amenazada por diferentes factores como la tala ilegal, la caza y el tráfico ilegal de fauna silvestre (Shanee, 2012). Aunque los animales silvestres en todo el Perú se comercializan principalmente para subsistencia (Bodmer et al. 2004) y partes de animales se venden como joyas, souvenirs y para fines medicinales (Figueroa 2014), ellos también son vendidos como mascotas de forma ilegal (Gastañaga et al., 2011; Shanee, 2012; Quevans et al., 2013), lo que supone un alto riesgo sanitario de traslocación de enfermedades.

Los parásitos de la malaria provocan efectos nocivos en sus hospederos. Por ejemplo, se ha visto que los parásitos de la malaria en aves producen bloqueo de los capilares cerebrales y de otros órganos vitales, anoxia, muerte de células y necrosis de los tejidos del hígado y bazo, anemia aguda, pudiendo llegar a causar la muerte del individuo (Valkiūnas, 2005). Igualmente, diversos estudios han comprobado que los parásitos maláricos disminuyen los recursos de los que disponen sus hospederos aviares, causando importantes efectos perjudiciales sobre sus estrategias vitales, su condición corporal (Valkiūnas et al., 2006) y su éxito reproductor (Merino et al., 2000; Marzal et al., 2005; Tomás et al., 2007). Los aportes que se generaron gracias a las investigaciones de la malaria aviar han sido información fundamental para entender el ciclo de vida y desarrollar el tratamiento de la malaria humana (Marzal, 2012). La malaria aviar está íntimamente relacionado con la malaria humana.

Además, algunos parásitos de malaria aviar son invasores, siendo responsable de pérdidas económicas, mortalidad masiva, disminución de la población e incluso la extinción de muchas especies de aves en todo el mundo después de su introducción fuera de su área de

distribución original (Valkiūnas, 2005). Esto es debido que estos parásitos trastocados y co-introducidos pueden cambiar a hospederos de aves nativas y propagarse a las nuevas comunidades, convirtiéndose así en parásitos invasores que causan graves daños a las especies de aves indígenas ya que estas no han desarrollado defensas frente a estos nuevos patógenos invasores (Callaway 2004). De esta manera es fundamental desarrollar programas de vigilancia y control en especies de fauna que puedan ser introducidas, de manera legal o ilegal, en otras zonas geográficas más allá de su rango natural.

Según el informe del Ministerio de Agricultura MINAGRI, la especie más comercializada a nivel nacional es *Brotogeris versicolurus*, bien de manera legal o ilegal (MINAGRI, 2017). Este importante dato indica claramente que la especie puede ser un riesgo para las especies nativas de otras zonas geográficas debido a la translocación de enfermedades a nuevas áreas. Debe tenerse en cuenta que es importante conocer el estado parasitológico de las especies de aves, determinar si presentan infección malárica, y de qué manera el estar infectados pueda afectar a su condición corporal.

Por todo esto es indispensable y fundamental analizar muestras de sangre de pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* decomisados por el tráfico ilegal, con el fin de determinar la presencia de parásitos maláricos con potencial invasor y conocer su relación con la afectación en la condición corporal de la especie. Igualmente, es vital conocer si las condiciones para el manejo de la fauna silvestre en los centros de rescate presentan el entorno adecuado, pues pueden suponer un riesgo para las especies decomisadas por las autoridades competentes. Con todo ello, se pretende generar información científica para las instituciones a cargo del manejo de fauna silvestre de la región y todo el Perú y para las instancias necesarias.

### **1.3. Objetivos**

#### **1.3.1 Objetivo general**

- Determinar la relación entre la prevalencia de infección malárica y la condición corporal de pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* decomisados en dos centros de rescate de fauna, en la Provincia de San Martín.

#### **1.3.2 Objetivos específicos**

- Determinar el porcentaje de pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* con infección malárica decomisados, en dos centros de rescate de fauna, Chullachaqui y Fundo Copa, en la Provincia de San Martín.
- Especificar la condición corporal de los pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* decomisados, en dos centros de rescate de fauna, Chullachaqui y Fundo Copa, en la Provincia de San Martín.
- Comprobar la existencia de parásitos maláricos con potencial invasor en los pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* decomisados, en dos centros de rescate de fauna, Chullachaqui y fundo copa, en la Provincia de San Martín.

### **1.4. Presuposición filosófica**

Los seres humanos tenemos la capacidad de poder establecer una buena relación la naturaleza, en especial con la fauna silvestre, sin alterar el estado de conservación de los ecosistemas. Lamentablemente cuando el ser humano altera los ecosistemas con sus acciones equivocadas, se rompe la relación. Con la alteración a la fauna silvestre, se inician consecuencias perjudiciales hasta el punto de la extinción de la creación de nuestro creador.

Es indispensable realizar investigaciones referentes a las posibles afectaciones y amenazas a la fauna silvestre, creemos que es de vital importancia el desarrollo de la presente investigación “Relación entre la prevalencia de infección malárica y condición corporal en pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* de 2020. Los resultados de la presente investigación generaran información científica para las instituciones a cargo del manejo de fauna silvestre para las instancias necesarias.

La Biblia nos relata en el libro de Éxodo desde el capítulo 5 hasta el 12, sobre la aparición de las diez plagas que el pueblo de Egipto tuvo que lidiar, estas plagas trajeron muerte y miseria, devastación a aquellos que no llegaron a obedecer las órdenes de Dios.

Recordemos el libro de Génesis que habla de la creación que Dios realizó, entregando su creación perfecta al hombre, observemos ahora cuanto ha sido cambiado, pues la desobediencia trae consigo mucha miseria y dolor.

Dios nos fortalece y nos dice mediante su palabra en Mateo 6:26, "Mirad las aves del cielo, que no siembran, ni siegan, ni recogen en graneros; y vuestro Padre celestial las alimenta. ¿No valéis vosotros mucho más que ellas? Dios aquí menciona que a pesar que no obedecemos su palabra él está dispuesto a cuidar sus hijos. Nosotros aportemos a cuidar su naturaleza, porque cuidar de ellos, es cuidar de nosotros.

## CAPÍTULO II: REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. Fundamentos teóricos

#### 2.1.1. Infección malárica

La malaria es considerada una de las enfermedades más letales para los seres humanos, así mismo debido a su distribución en la naturaleza, estos parásitos afectan a organismos como reptiles, anfibios, aves, mamíferos, primates, etc. Los estudios indican que en el caso de las aves pueden llegar a infectar al 70% de las especies examinadas (Atkinson y Van Ripper 1991). Ocasiona efectos negativos en su supervivencia, reproducción y condición corporal.

Su infección es causada por parásitos Haemosporidios del filum Apicomplexa (Sporozoa Haemosporidia), de los géneros; Plasmodium, Haemoproteus y Leucocytozoon, es transmitida por insectos dípteros hematófagos como vectores (Valkiūnas 2005).

Reino	Alveolata		
Filo	Apicomplexa		
Clase	Aconoidasida		
Orden	Haemosporida		
Familia	Plasmodiidae	Haemoproteidae	Leucocytozoidae
Genero	<i>Plasmodium</i>	<i>Haemoproteus</i>	<i>Leucocytozoon</i>

Figura 1. Clasificación taxonómica de los géneros Plasmodium, Haemoproteus y Leucocytozoon.

Fuente: Martínez, 2010.

Los estudios de la malaria aviar han jugado un importante papel en los estudios de malaria humana, aportaron a grandes avances médicos de gran importancia, así como comprender el ciclo de vida del parásito de la malaria humana, y el tratamiento de la enfermedad (Marzal 2012)

Los parásitos de la malaria aviar se encuentran entre las especies más patógenas de aves de corral y aves silvestres, siendo responsable de las pérdidas económicas, la mortalidad

masiva, la disminución de la población e incluso la extinción de muchas especies de aves en todo el mundo después de su introducción fuera de su área de distribución nativa (Valkiūnas 2005).

Por todas estas razones, la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) clasifica a la malaria de aves entre las 100 de las peores especies exóticas invasoras del mundo (Lowe 2000).

#### **2.1.1.1. Infección por Plasmodium**

Causada por la presencia de varias especies del genero Plasmodium en los eritrocitos, trombocitos, leucocitos y células endoteliales de aves. Los eritrocitos del hospedador son susceptibles a ser parasitados por esquizontes y gametocitos (Valkiūnas, 2005).

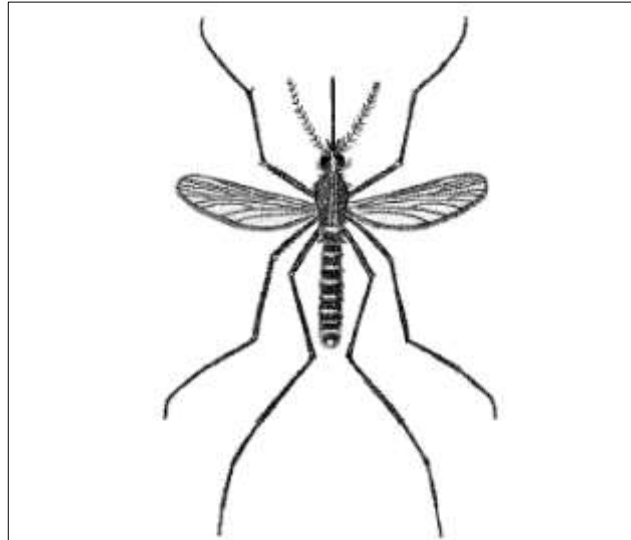
Los esquizontes aparecen como inclusiones intracitoplasmáticas redondas u ovaladas que contienen merozoitos de coloración oscuro. Los gametocitos contienen pigmentos granulares refráctiles y usualmente ocupa menos del 50% del citoplasma de la célula parasitada, alterando la posición del núcleo del eritrocito (Ritchie, 1987).

#### **2.1.1.2. Vectores de Haemosporidios de Aves**

Son llamados mosquitos chupadores de sangre, aquellos vectores de parásitos de la malaria, las hembras son participes de propagar la infección, al alimentarse de la sangre del huésped infectado (Valkiūnas, 2005).

El ciclo de vida de estos parásitos implica la intervención de insectos dípteros hematófagos como vectores, que son específicos para cada género haemosporidio. Los vectores pertenecen a los géneros culex, aedes y culiseta. (Valkiūnas, 2005).

Así, especies de los géneros Ceratopogonidae e Hippoboscidae son los transmisores de Haemoproteus, moscas negras del género Simuliidae son vectores de Leucocytozoon, mientras que mosquitos del género Culicidae lo son del género Plasmodium (Valkiūnas et al., 2005).



*Figura 2.* Vector de la malaria aviar, el mosquito *Culex pipiens* (modificado de Gutsevich et al., 1970).

Fuente: Valkiūnas, (2004).

### **2.1.1.3. Ciclo biológico de la malaria en hospedero aviar**

La infección comienza con la picadura de un insecto vector que introduce, a través de su saliva, los esporozoitos en el torrente sanguíneo del hospedero. De este modo, los esporozoitos viajan por la sangre hasta el hígado del hospedero donde se introducen dentro de los hepatocitos. Una vez dentro, en pocos días y después de cientos de divisiones, se transforman en esquizontes pre-eritrocíticos. Un solo hepatocito puede crear miles de merozoitos mediante división asexual. Los hepatocitos se rompen dejando en libertad a los merozoitos.

Esta nueva generación de parásitos está preparada para llegar a su siguiente objetivo: los glóbulos rojos. Una vez en el torrente sanguíneo, penetran dentro de los eritrocitos dando lugar a los trofozoítos, los cuales se desarrollan dentro del eritrocito transformándose primero en esquizontes y luego en esquizontes eritrocíticos. El citoplasma de los eritrocitos y su hemoglobina son digeridos por el parásito para obtener aminoácidos. Transcurrido un tiempo, el eritrocito se romperá liberando al torrente sanguíneo los merozoitos (Wakelin, 1996; Valkiūnas, 2005).

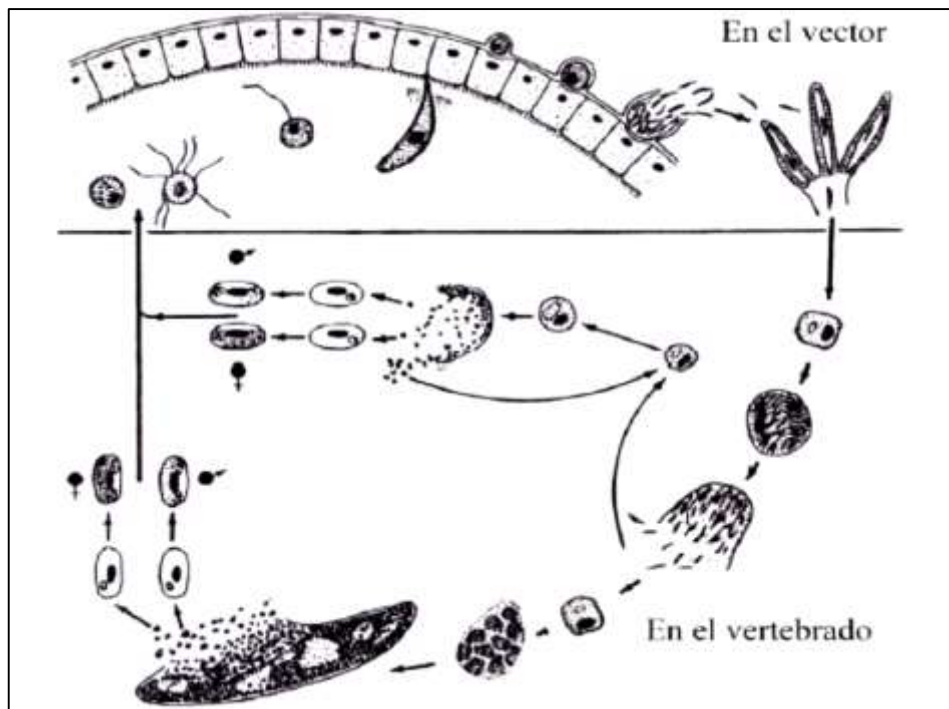


Figura 3. Representación del ciclo vital de *Haemoproteus mansonii* durante su fase en el insecto vector y el hospedero vertebrado.

Fuente: Valkiūnas, (2012).

#### 2.1.1.4. Ciclo biológico de la malaria en hospedero vector

Si un mosquito vector pica a un hospedero contagiado por malaria, este vector se infectará, ya que la sangre que el vector toma del hospedero está infectada por malaria. Los merozoitos no sobreviven en el estómago de los vectores; sin embargo, los eritrocitos que portan las futuras células gametocíticas sí lo hacen. Dentro del estómago del mosquito se desarrollan los gametocitos masculinos y femeninos.

Una vez desarrollados, ambos gametos se unen para dar lugar a una nueva célula. Esta nueva célula viaja fuera del estómago del mosquito, quedando unida a su pared externa. Una vez allí produce cientos de esporozoitos que viajarán a las glándulas salivares y así, a través de su saliva, el mosquito vector infectará al próximo hospedero del que tome alimento (Wakelin, 1996; Valkiūnas, 2005).

#### 2.1.1.5. Patogenicidad de los parásitos maláricos

Durante la etapa exo-eritrocítica de los merozoitos se induce un cambio patológico que se traduce en el bloqueo de los capilares del cerebro y de otros órganos vitales, originando anoxia, muerte celular y necrosis de los tejidos (hígado y bazo). Cuando un glóbulo rojo se rompe, los pigmentos y otros compuestos metabólicos son liberados a la circulación, provocando fiebres y otros síntomas (Wakelin, 1996).

Por otro lado, la fase que provoca una patología más severa es la destrucción de los glóbulos rojos, ya que da lugar a una anemia aguda. Otras consecuencias de las infecciones causadas por parásitos maláricos en las aves son el desarrollo de neumonía y un excesivo alargamiento del bazo y del hígado que normalmente se traduce en la ruptura de los mismos (Valkiūnas, 2005).

Los parásitos maláricos tienen unos efectos muy negativos en la eficacia biológica de sus hospederos. De hecho, este grupo de parásitos intracelulares causan dramáticas disminuciones en la actividad del metabolismo del hospedero (Chen et al., 2001). A pesar de estos síntomas, durante muchos años, los parásitos sanguíneos fueron considerados como organismos de baja patogenicidad (Weatherhead & Bennet 1992; Bennet et al., 1993).

Asimismo, algunos estudios no hallaron ningún efecto perjudicial en estos parásitos (Dufva & Allander 1995; Fallis & Desser 1997; Dawson & Bortolotti 2000). En cambio, otros estudios demostraron los sutiles pero importantes efectos de los parásitos hematófagos durante la vida de sus hospederos aviares (Rätti et al., 1993; Korpimäki et al., 1993, 1995; Allander & Bennet 1994; Dufva, 1996).

Estudios más recientes han encontrado que estos parásitos pueden aumentar la probabilidad de que el hospedero sea depredado (Navarro et al., 2004; Møller & Nielsen 2007) y tienen importantes efectos en las estrategias vitales de sus hospederos en poblaciones naturales por afectar a su supervivencia (Dawson & Bortolotti 2000; Valkiūnas 2005; Marzal et al., 2008; Martínez de la Puente et al. 2010), su condición corporal (Valkiūnas et al. 2006) y su éxito reproductor (Merino et al., 2000; Marzal et al., 2005; Tomás et al., 2007), dejando patentes los efectos nocivos de la infección por haemosporidios en las aves.

#### **2.1.1.6. Propagación de Plasmodium en diferentes localidades**

Las especies exóticas, pero no las nativas, han desarrollado defensas frente a estos patógenos (Callaway 2004). Estos parásitos co-introducidos pueden cambiar a hospederos de

aves nativas y propagarse a las nuevas comunidades, convirtiéndose así en parásitos invasores que causan graves daños a las especies de aves indígenas.

La propagación de la malaria aviar exótica en las islas de Hawái es el mejor ejemplo documentado de los efectos de la malaria invasiva en las comunidades de aves nativas. Desde el descubrimiento del archipiélago hawaiano en 1774 por el Capitán Cook, más de la mitad de los más de 100 taxones de aves endémicas en Hawái se han extinguido por una combinación de pérdida de hábitat, especies introducidas y enfermedades (Olson 1982).

En 1826 se introdujo accidentalmente el vector primario para la malaria aviar *Culex quinquefasciatus* en Hawái desde el buque de transporte HMS Wellington (Beadell 2006). La colonización de esta especie de mosquito, así como la introducción de especies de aves no autóctonas que se transportan conjuntamente con la malaria aviar *Plasmodium relictum* provocó una ola de extinciones y peligro entre las aves de los bosques de Hawái desde la década de 1920.

Al igual que en Hawái, investigaciones recientes han detectado malaria aviar *Plasmodium* spp. en aves de Nueva Zelanda, lo que sugiere que la malaria aviar podría ser una amenaza emergente para la avifauna de Nueva Zelanda (Barraclough 2012). Por ejemplo, un brote de malaria ha matado a más del 90% de la población de aves endémicas de la especie *Mohoua ochrocephala* (Derraik 2006). Además, Howe et al. (2012) han reportado la muerte de especies de aves nativas y exóticas debido a infección aguda de *Plasmodium* spp. Igualmente, Baillie et al. (2006) han documentado tres especies exóticas de *Plasmodium* que infectan al ave endémica de Nueva Zelanda *Anthornis melanura*. Finalmente, se sabe que cuatro especies exóticas de mosquitos se han establecido en Nueva Zelanda (Derraik 2004) y es probable que sean los vectores responsables de algunos brotes de malaria aviar en estas islas (Derraik 2004).

Históricamente, se consideró que los parásitos del paludismo estaban ausentes en las Islas Galápagos, porque los estudios basados en el examen microscópico y molecular de los parásitos no detectaron parásitos del paludismo en las aves de Galápagos (Miller 2001), probablemente debido a la ausencia de vectores competentes. Sin embargo, en la última década varios estudios han mostrado aves infectadas con malaria en varias islas del archipiélago, lo que sugiere la reciente llegada de parásitos de la malaria aviar. En este sentido, el único vector competente conocido para los parásitos *Plasmodium* presentes en el

archipiélago es el mosquito *Culex quinquefasciatus*, que se describió por primera vez en Galápagos en 1989 y se estableció en 2003 (Whiteman 1859).

Luego de la introducción del mosquito, el primer reporte de aves infectadas con malaria en el archipiélago de Galápagos proviene de Levin et al. (2009), identificando pingüinos como positivos para *Plasmodium*. Más tarde, Santiago-Alarcón et al. (2010) mostraron parásitos haemosporidianos que infectaban la paloma endémica de Galápagos (*Zenaida galapagoensis*). Más recientemente, Levin et al. (2010) han encontrado diferentes linajes genéticos de parásitos *Plasmodium* que infectan aves de Galápagos. Algunos de estos linajes parecen ser infecciones transitorias de parásitos no establecidos en el archipiélago, mientras que se cree que otros linajes de parásitos se establecen y se transmiten regularmente en el archipiélago.

#### **2.1.1.7. *Plasmodium relictum***

*Plasmodium relictum* es un parásito de la malaria aviar con gran virulencia, diversidad genética y naturaleza marcadamente invasiva (Beadell 2006). Los estudios moleculares recientes sobre las secuencias parciales del gen del citocromo oxidasa b en este parásito han revelado una diversidad genética diferente de este parásito, con dos linajes parásitos principales: *P. relictum GRW4* y *P. relictum SGS1*. *P. relictum GRW4* es el linaje de parásitos responsable de las epizootias devastadoras reportadas en Hawai y Nueva Zelanda, y tiene un amplio rango geográfico que incluye África, Asia y las Américas (Marzal et al. 2011).

Su linaje hermano, *P. relictum SGS1* está muy extendido y se transmite activamente en Europa, África y Asia (Marzal et al. 2011), pero hasta hace muy poco, este linaje invasivo no se había informado en el continente americano (Marzal et al. 2015).

#### **2.1.2. Aves del Perú**

Destacamos el Perú por ser uno de los países con mayor diversidad de aves en el mundo, se han reportado al primero de febrero del año 2020, 1870 especies, ocupando los primeros puestos al igual que otros países de Sudamérica (UNOP, 2020)

El Perú tiene reporta 52 Psitácidos, de los casi 360 de todo el mundo (Forshaw 2006), los mismos que comparte en distribución con los países de Colombia, Ecuador, Brasil y Bolivia (Schulenberg et al., 2010).

### 2.1.2.1. Familia Psittacidae

Los psitácidos (Psittacidae) son una familia de aves psitaciformes, conocidas comúnmente como loros o papagayos, que incluye a los guacamayos, las cotorras y formas afines de América y África. Se caracterizan por tener picos curvados, la punta de la maxila se proyecta más allá de la mandíbula inferior; y pies zigodáctilos, en el cual el segundo y tercer dedo apuntan hacia la cola (Forshaw 2006).

Las características de los Psitácidos se describen por diferentes autores, así como Collar et al. 1992, Homberger 2006 y Luescher 2006, mencionan que los Psitácidos destacan por tener el cerebro relativamente grande, y gran capacidad de aprendizaje. Los Psitácidos tienen un comportamiento social complejo, forman parejas de toda la vida, se las encuentra en parejas o bandadas numerosas que van de 3 hasta 100 o más individuos. Emiten vocalizaciones distintas de alta intensidad (Rodríguez et al., 2005). Su dieta alimenticia es a base de semillas y frutos; en ocasiones consumen semillas tóxicas y neutralizan el veneno comiendo arcilla en los saladeros o collpas. También esta arcilla trata el desequilibrio iónico, estabiliza el pH intestinal, trata a los parásitos intestinales, ayuda a prevenir la diarrea y proporciona minerales (Brightsmith, 2008).

### 2.1.2.2. Perico de ala amarilla *Brotogeris versicolurus*

El perico de ala amarilla *Brotogeris versicolurus*, o también denominado pihuicho de alas amarillas (Müller, 1776), pertenece a la familia Psittacidae y género *Brotogeris*.



Figura 4. Perico de ala amarilla *Brotogeris versicolurus*.

Fuente: Pérez, (2014).

*Brotogeris versicolurus* es muy común en el norte y el centro de la Amazonia peruana, principalmente a lo largo del río Amazonas y sus tributarios más grandes. Se han identificado poblaciones asilvestradas en Lima. Esta especie se caracteriza por tener presencia en bosques del borde de los ríos y de vegetación secundaria. Una de sus características que destacan su presencia son sus coberteras alares amarillas y remeras internas blancas. (Schulenberg et al., 2010).



Figura 5. Área de distribución de *Brotogeris versicolurus*

Fuente: Xeno Canto, (2019).

Se realizó una descripción detallada de la especie *Brotogeris versicolurus*, en los siguientes cuadros, la presente información se obtuvo del Dictamen de Extracción no perjudicial de las poblaciones de Psitácidos de importancia comercial a ser comprendidos en el Calendario de Caza Comercial de Especies de fauna silvestre no amenazadas – 2014, dicha información menciona a siete (7) especies de Psitácidos consideradas comunes a al menos medianamente comunes en sus localidades, además consideradas medianamente sensibles a los cambios de su hábitat (sensu Stotz, 1996). *Brotogeris versicolurus* forma parte de esta lista. La información fue elaborada por el MINAM en el año 2014.

Especie	<i>Brotogeris versicolurus</i>
1. Características Taxonómicas	
Familia	Psittacidae
Género	<i>Brotogeris versicolurus</i>
Nombre científico	
Autor - descriptor	(Müller, 1776)
Subespecie (s) reconocida (s)	
Sinónimos(s) reconocido(s)	<i>Brotogeris versicolora</i> (Rodríguez-Mahecha y Hernández-Camacho 2002) <i>Psittacus versicolurus</i> (Descripción original) (Rodríguez-Mahecha y Hernández-Camacho 2002)
Nombre en español	Perico de ala amarilla (al. 2010; Plenge, 2013a)
Otros nombres en español e idiomas nativos	Pihuicho de alas amarillas (Rodríguez-Mahecha y Hernández-Camacho 2002)
Nombre en inglés	Canary-winged Parakeet (Remsen <i>et al.</i> 2013a)
Otros nombres en inglés	White-winged Parakeet (Remsen <i>et al.</i> 2013a)
Notas taxonómicas destacadas	R (BirdLife International 2013a) A (Remsen <i>et al.</i> 2013a)
Claves para identificación de especies y subespecies	<i>Brotogeris versicolurus</i> se distingue porque al vuelo muestra las coberteras alares amarillas, seguidas de remeras blancas y puntas azuladas además del verde característico de todo su plumaje (Schulenberg <i>et al.</i> 2010). Iris pardo rojizo, pico beige, patas cenizo plomo. Esta al norte y centro de la Amazonia peruana (2010). Una pequeña población escapada de jaulas se ha establecido o asilvestrado en el área de Lima (Schulenberg <i>et al.</i> 2010; Koepcke, M. 1970).

A= Aceptada por Remsen *et al.*2013

R= Reconocida por BirdLife International 2013<sup>a</sup>

Figura 6. Características taxonómicas de *Brotogeris versicolurus*.

Fuente: MINAM, (2014).

Especie	<i>Brotogeris versicolurus</i>	
Hábitat (descripción)	Bosques al borde de ríos y vegetación secundaria (Schulenberg <i>et al.</i> 2010). También en rastrojos, áreas abiertas y urbanas (Rodríguez-Mahecha <i>et al.</i> 2005).	
Ecología	Dieta	Se alimenta de frutos y semillas de diversas especies, son especialistas en el consumir síconos de <i>Ficus sp.</i> , frutos de <i>Inga sp.</i> y flores de <i>Erythrina</i> , semillas de <i>Bambusa sp.</i> y <i>Guadua sp</i> y aun frutos de <i>Cecropia</i> (Juniper & Parr, 1998, Rosenberg, 1990). Durante las primeras horas de la mañana son visitantes asiduos de los saladeros en las riberas de los ríos (Rodríguez-Mahecha y Hernández-Camacho 2002)
	Historia de vida	Tiempo generacional: 5 años, calculado por BirdLife International (2013b). Longevidad: en cautiverio, casi 18 años, calculado por Young <i>et al.</i> (2011).
	Reproducción	Se cree que la época reproductiva en Perú es en julio, Goodfellow registra muchos campesinos a lo largo del río Marañón con muchos polluelos de esta especie. En Brasil se han observado parejas buscando sitios para anidar en enero (Forshaw y Cooper 1989; Rodríguez-Mahecha y Hernández-Camacho 2002). Anida en huecos de árboles, termiteros o en cápsulas de frutos en descomposición. Pone hasta nueve huevos de dimensiones entre 21 - 23 x 17,5 - 19,6 mm (Rodríguez-Mahecha y Hernández-Camacho 2002). Vane registra una exitosa nidada en cautiverio, con una puesta de 5 huevos, la incubación empezó con la puesta del segundo huevo, con una duración en total de 26 días; solo la hembra participó en la etapa de incubación. Los polluelos abandonaron el nido después de 8 semanas de haber eclosionado (Forshaw y Cooper 1989).
	Abundancia relativa	Bastante común en el norte y centro (Schulenberg <i>et al.</i> 2010). La población de esta especie no ha sido cuantificada a nivel global pero Stotz <i>et al.</i> (1996) la describe como común.
Medidas corporales	Largo total: 21,5 - 25 cm (Schulenberg <i>et al.</i> 2010; Rodríguez-Mahecha <i>et al.</i> 2005; Hilty y Brown 2001) Peso: 66 g (Rodríguez-Mahecha y Hernández-Camacho 2002).	

Figura 7. Características biológicas de *Brotogeris versicolurus*.

Fuente: MINAM, (2014).

<i>Brotogeris versicolurus</i>		
Estado de conservación		
Categoría de amenaza	BirdLife Internacional / UICN (BirdLife International 2013b)	LC
	Nacional (Decreto Supremo N° 034-2004-AG)	No Listada
Apéndice en el listado CITES 2014		Apéndice II
Población	Estimada global (BirdLife International 2013b)	Desconocida
	Estimada en Perú	
	Actual / real	
	Tendencia poblacional (BirdLife International 2013b)	Estable debido a la ausencia de substanciales amenazas o de alguna disminución en sus poblaciones.
Amenazas para la especie		En la Reserva Nacional Pacaya Samiria (Loreto) es una de las especies que más se cosecha y es la más vendida en los mercados locales como mascotas (González 2003). Cacería (consumo y tráfico) Contaminación Afectación del hábitat (actividades antrópicas, pérdida y fragmentación) Agricultura
Medidas de conservación		Restauración de hábitat Normativa de conservación Educación Conservación in situ
Programa de conservación para la especie	Propuestos	Ningún programa es referido en los Planes Maestros, Diagnósticos y Expedientes Técnicos de las ANPs

Figura 8. Estado de conservación de *Brotogeris versicolurus*.

Fuente: MINAM, (2014).

### 2.1.3. Condición Corporal

Existen diferentes definiciones de la condición corporal, que de manera obligatoria tiene que estar relacionados con el grado del estado fisiológico de un organismo que influye en su rendimiento productivo, o respuestas a las condiciones ambientales; además del nivel de reserva de nutrientes o indicadores indirectos de estos niveles (Brown, 1996).

De igual manera Peig, J. y Green, AJ (2009) mencionan que la condición corporal está íntimamente relacionada con la salud, la calidad o el vigor de un animal, y se ha afirmado ampliamente que es un determinante importante de la condición física (Peig y Green 2009).

### **2.1.3.1. Índice de masa escalado**

Se ha propuesto una amplia gama de métricas morfológicas, bioquímicas o fisiológicas como índices de condición (IC) (Stevenson y Woods 2006). Entre ellos, se han utilizado varios métodos no destructivos basados en la masa corporal y una medida de la longitud corporal como índices de condición (IC), pero el método dominante entre los ecólogos es actualmente el cálculo de los residuos de una regresión de mínimos cuadrados ordinarios (OLS) de la masa corporal frente a una medida de longitud (por ejemplo, longitud del tarso o longitud del ala) (Peig y Green, 2009).

El IC (el "índice de masa escalado") está basado en el principio central de escala, con importantes ventajas metodológicas, biológicas y conceptuales. Estos autores mostraron que el índice de masa escalado es un mejor indicador del tamaño relativo de las reservas de energía y otros componentes del cuerpo que otros métodos anteriormente empleados, con un mejor desempeño en las siete especies y en 19 de los 20 análisis comparativos realizados en su estudio. Por todo ello, argumentaron que el índice de masa escalado es una nueva herramienta útil para los ecologistas (Peig y Green, 2009).

### **2.1.4. Tráfico ilegal de especies de fauna.**

El comercio ilegal de vida silvestre es una de las empresas criminales más grandes del mundo, solo detrás del tráfico ilegal de drogas y el tráfico de personas (Vince 2012; Pires 2012), con un coste estimado mundial de entre 8 y 10 mil millones de dólares anuales. Un ejemplo de una especie de vida silvestre que actualmente se está cazando de manera insostenible son los loros, guacamayos y cacatúas (Familia: Psittacidae).

A lo largo de los neotrópicos, los psitácidos son empleados son mascotas comunes en el hogar, como los gatos y los perros en Europa y los Estados Unidos. La extracción de psitácidos de la naturaleza ha comenzado a suscitar preocupación cuando se ha convertido en un negocio organizado, con decenas de miles de ejemplares capturados y exportados al exterior a Europa y los Estados Unidos (Pires y Clark, 2012).

En Perú en general, y en las regiones de Amazonas y San Martín en particular, existe un gran comercio ilegal de especies. Dentro de la fauna silvestre comercializada ilegalmente en las regiones de la Amazonía peruana, los psitácidos son el grupo que mayor amenaza sufren, estimándose que más del 56% del tráfico ilegal se realiza en especies de este orden (Shanee 2012).

Esta extracción ilegal de especies supone unos graves problemas ambientales, económicos y sanitarios. En primer lugar, el tráfico ilegal de vida silvestre ha afectado a las poblaciones de muchas especies y ha contribuido en general a la disminución de la biodiversidad en el planeta (Redford 1992, Sodhi et al. 2009, Bush et al 2014).

En las regiones amazónicas se evidencia la mayor venta de fauna silvestre, son las aves las que predominan, y los psitácidos los que ocupan las primeras listas; las especies más comercializadas en el mercado nacional; son *Brotogeris versicolurus*, *Forpus coelestis*, *Brotogeris cyanopectera*, *Dives warszewiczi*, *Sicalis flaveola*. Con información fidedigna lo demuestra la Estrategia Nacional para reducir el tráfico ilegal de fauna silvestre en el Perú 2017 – 2027 (MINAGRI, 2017).

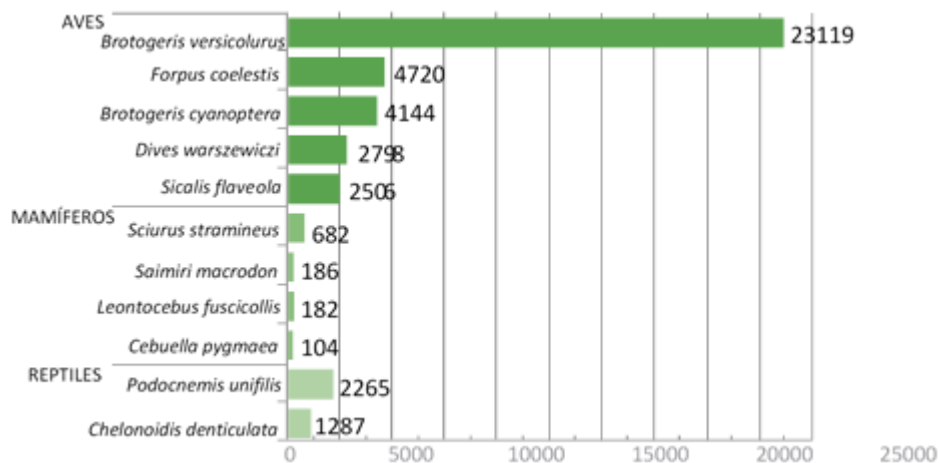


Figura 9. Especies más comercializadas a nivel nacional (2007 – 2012).

Fuente: WCS, MINAGRI, 2017.

La gran diversidad de especies, ha sido motivo suficiente para que en los últimos años se desarrolle el tráfico ilegal de fauna silvestre, pues permite ser un reto para las autoridades de control (MINAGRI, 2017)

El Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre (SERFOR), registra, entre los años 2000 y 2016, las aves silvestres fueron los animales más decomisados, con más de 28 mil individuos a nivel nacional. De ellas, existen algunas especies que tienen una mayor demanda y que son muy apreciadas (SERFOR, 2018)

Los ríos Marañón y Ucayali son vías de transporte de especies para el tráfico ilegal de fauna silvestre, así como los psitácidos, que se cree que son extraídos de las Áreas Naturales Protegidas cercanas como la Reserva Nacional Pacaya Samiria (MINAGRI, 2017).

Los loros tienen más demanda por sus características tales como, plumas coloridas, fácil adaptación al cautiverio y relativo fácil cuidado, *Brotogeris versicolurus* es la especie más traficada en los últimos 15 años con más de 15 mil individuos decomisados, así lo indica la Wildlife Conservation Society (SERFOR, 2018).

## **2.2. Marco legal**

### **2.2.1. Ley N° 29763 (2015). Ley Forestal y de Fauna Silvestre.**

Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre [SERFOR]

La ley “Promueve la conservación, protección, incremento y uso sostenible del patrimonio forestal y de fauna silvestre dentro del territorio nacional, integrando su manejo con el mantenimiento y mejora de los servicios de los ecosistemas forestales y otros ecosistemas de vegetación silvestre, en armonía con el interés social, económico y ambiental de la Nación. Asimismo, son objetivos de esta ley: impulsar el desarrollo forestal, mejorar su competitividad, generar y acrecentar los recursos forestales y de fauna silvestre y su valor para la sociedad” (WWF, 2015).

La presente Ley Forestal y de fauna silvestre ha sido elaborada en base a elementos del desarrollo sostenible; componente ambiental, social, económico, y ético, considerando la participación en la gestión forestal, consulta previa e informada, enfoque ecosistémicos, transparencia y rendición de cuentas.

A continuación, se mencionan algunos artículos de la Ley Forestal y de Fauna Silvestre, concernientes a la temática de la presente investigación.

Artículo 97. Centros de Rescate de fauna silvestre. - Los centros de rescate son instalaciones para el mantenimiento de especímenes de fauna silvestre provenientes de decomisos y hallazgos, para la recuperación de sus condiciones de salud y bienestar, procurando su reintroducción en su hábitat natural o su entrega en custodia a centros de conservación, zoológicos o zocriaderos (SERFOR, 2015).

La autoridad regional forestal y de fauna silvestre establece centros de rescate de acuerdo a las necesidades de cada jurisdicción, bajo administración directa o a través de

terceros autorizados. Para recibir especies CITES el centro de rescate debe contar con la autorización del SERFOR (SERFOR, 2015).

Artículo 145. Potestad Fiscalizadora y Sancionadora. - Otórgase potestad fiscalizadora y sancionadora a las autoridades regionales forestales y de fauna silvestre en el ámbito de su competencia territorial y conforme a la Ley 27867, Ley Orgánica de Gobiernos Regionales.

En los procedimientos administrativos sancionadores, la autoridad regional forestal y de fauna silvestre actúa como primera instancia y la alta dirección del gobierno regional, como segunda y última instancia (SERFOR, 2015).

El SERFOR fiscaliza y sanciona las infracciones a la legislación forestal y de fauna silvestre vinculadas a los procedimientos administrativos a su cargo, conforme a la presente Ley y su reglamento (SERFOR, 2015).

El SERFOR actúa en primera instancia administrativa, siendo la segunda y última instancia el Ministerio de Agricultura (SERFOR, 2015).

Artículo 147. Prevé la existencia de un Sistema Nacional de Control y Vigilancia Forestal y de Fauna Silvestre. - Dirigido a articular las acciones de los actores que lo integran: Ministerio Público, PNP, SUNAT, GORE, gobiernos locales, ciudadanía en general, Fuerzas Armadas, DICAPI y OEFA (SERFOR, 2015).

### **2.2.2. Decreto Supremo N° 004-2014-MINAGRI (2014).**

Decreto que aprueba la actualización de la lista de clasificación y categorización de las especies amenazadas de fauna silvestre legalmente protegidas. [MINAGRI] Ministerio de Agricultura

El presente Decreto Supremo aprueba la actualización de la lista de clasificación y categorización de las especies amenazadas de fauna silvestre legalmente protegidas; establecidas en las categorías de: En Peligro Crítico (CR), En Peligro (EN), y Vulnerable (VU). Se incorporaron las categorías de: Casi Amenazada (NT) y Datos Insuficientes (DD), como medida precautoria para asegurar la conservación de las especies establecidas en dichas categorías (MINAGRI, 2014)

### **2.2.3. Decreto Supremo N° 001-2008-MINAM (2008).**

Actualización del Reglamento para la implementación de la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestre [CITES] en el Perú, aprobado por Decreto Supremo N° 030-2005-AG. [MINAM] Ministerio del Ambiente.

CITES es la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres, su misión es asegurar que la fauna y la flora sometidas a comercio internacional no se exploten de manera insostenible (OSINFOR, 2015).

La Convención CITES es un instrumento de obligado cumplimiento, cuyo fin es conservar la diversidad biológica y contribuir a su utilización y comercio internacional sostenible, reduciendo considerablemente la pérdida de biodiversidad (OSINFOR, 2015).

Mediante Decreto Supremo N° 030-2005-AG del Ministerio de Agricultura, modificado con Decreto Supremo N° 001-2008-MINAM del Ministerio del Ambiente, se aprueba el Reglamento para la implementación de la Convención CITES en el Perú, donde se designan, entre otros, las Autoridades Administrativas, Científicas y de Observancia (OSINFOR, 2015).

### **2.2.4. Ley N° 27867 (2002) Ley Orgánica de los Gobiernos Regionales.**

Desempeñan funciones en relación a la gestión de la flora y fauna silvestre a nivel regional, en coordinación con los gobiernos locales.

### **2.2.5. Decreto Supremo N° 019-2015-MINAGRI (2015).**

Reglamento para la gestión de fauna silvestre de la Ley N° 2973 Forestal y de Fauna Silvestre. [MINAGRI] Ministerio de Agricultura

Decreto supremo que aprueba el reglamento para la gestión de fauna silvestre. El Reglamento tiene por objeto regular la gestión de fauna silvestre previsto en la Ley N° 2973, Ley Forestal y de Fauna Silvestre en referencia a los recursos de fauna silvestre y la diversidad biológica de fauna silvestre, incluyendo los recursos genéticos asociados (MINAGRI, 2015).

### **2.2.6. Resolución Ministerial N° 0334-2015-MINAGRI (2015).**

Calendario de Caza Comercial de Especies de Fauna Silvestre No Amenazadas de las Clases Aves, Reptiles y Mamíferos para el periodo 2015, fuera de las Áreas Naturales Protegidas por el Estado. (MINAGRI) Ministerio de Agricultura.

Se realizaron las consideraciones técnicas y legales para el establecimiento de las especies, ámbitos geográficos y pago por derecho de aprovechamiento por ejemplar cazado o capturado de las especies, precisando que, según la legislación vigente, las mismas no se encuentran amenazadas y la actividad comercial de caza o captura y comercialización de las mismas no afectan su supervivencia (MINAGRI, 2015).

### **2.2.7. Unión Internacional para la conservación de la Naturaleza (UICN)**

UICN, (2019) Birdlife Internacional.

La UICN es la autoridad mundial en cuanto al estado de la naturaleza y los recursos naturales, así como las medidas necesarias para protegerlos. Está organizada en seis comisiones dedicadas a la supervivencia de las especies, el derecho ambiental, las áreas protegidas, las políticas ambientales, sociales y económicas, la gestión de los ecosistemas, y la educación y la comunicación (Birdlife, 2019).

La Lista Roja de Especies Amenazadas de la UICN (también conocida como el Libro Rojo) es elaborada por la UICN y sirve de base para que muchos gobiernos y organizaciones creen sus propias listas rojas regionales y poder clasificar a las especies de su región que se encuentran bajo amenaza (Birdlife, 2019).

La versión 3.1 de la Lista Roja (UICN, 2019) es la actualmente vigente en relación a los criterios y categorías de amenazas de conservación de especies. Esta versión considera los siguientes nueve criterios, estructurados desde mayor a menor riesgo (las abreviaturas oficiales provienen del nombre original en idioma inglés):

- Extinta (EX),
- Extinta en estado silvestre (EW),
- En peligro crítico (CR),
- En peligro (EN),
- Vulnerable (VU),
- Casi amenazada (NT),
- Preocupación menor (LC),
- Datos insuficientes (DD),
- No evaluado (NE) (especie no evaluada para ninguna de las otras categorías).

De manera nominativa, las categorías VU, EN y CR integran al grupo de "especie amenazada". La lista incorpora también las categorías "no evaluado" (NE) para las especies que aún no han sido clasificadas y "datos insuficientes" (DD) para las especies que no poseen suficiente información para una clasificación rigurosa. Birdlife International, como autoridad de la Lista Roja, también considera las categorías de posiblemente extinto (PE) y posiblemente extinto en estado silvestre (PEW), categorías que posiblemente sean incorporadas como oficiales en breve (Birdlife, 2019).

## **2.3. Definición de términos**

### **2.3.1. Malaria**

Según el Organismo Mundial de la Salud, la malaria o paludismo mayormente conocida, es una enfermedad potencialmente mortal causada por parásitos del género Plasmodium que se transmiten al ser humano por la picadura de mosquitos hembra infectados del género Anopheles. Se trata de una enfermedad prevenible y curable (OMS, 2018).

### **2.3.2. Malaria aviar**

Al igual que los seres humanos, las aves también se infectan de parásitos de la malaria, es causada por parásitos Haemosporidios del filum Apicomplexa (Sporozoa: Haemosporidia) son un grupo de protistas heteroxenos que involucran a insectos dípteros hematófagos como vectores (Valkiūnas 2005).

### **2.3.3. Haemosporidios**

Son los parásitos causantes de la infección malárica, en las aves, la infección se da por parásitos del género Plasmodium, Haemoproteus y Leucocytozoon (Valkiūnas 2005).

### **2.3.4. Prevalencia**

La Real Academia Española, define a la prevalencia como la acción y efecto de prevaler, y en epidemiología, significa la proporción de personas que sufren una enfermedad con respecto al total de la población de estudio (RAE, 2020)

### **2.3.5. Infección**

Se define como al proceso de multiplicación de organismos patógenos, mediante una invasión en el huésped, no necesariamente involucra estar enfermo (Cisterna, 2007)

### **2.3.6. Parásitos**

Sobre el concepto de Parásitos en el Manual de Microbiología de los Alimentos, Carrillo y Audisio (2007) “Son los organismos que pasan toda o parte de su existencia a expensas del hospedante, causándole o no daño, y con quien tienen una dependencia obligada y unilateral.” (P48)

### **2.3.7. Hospedero**

La Real Academia Española, define a la persona que tiene huéspedes a su cargo y en términos biológicos como, vegetal o animal en que se aloja un parásito (RAE, 2020)

### **2.3.8. Vectores biológicos**

EcuRed contributors, define como a los vectores biológicos como “organismos vivos que pueden transmitir enfermedades infecciosas entre personas, o de animales a personas” (EcuRed, 2019).

### **2.3.9. Culicidae**

Según Valkiūnas (2005) dice:

Los mosquitos chupadores de sangre (Diptera: Culicidae) son vectores de parásitos de la malaria en aves. Solo las hembras de estos dípteros se alimentan de sangre y, en consecuencia, participan en la propagación de la infección. La mayor parte de la especie vector pertenece al género Culex, Aedes y Culiseta. (p. 28)

### **2.3.10. Patogenicidad**

Cisterna, (2007), define que aquellos microorganismos que producen daño en el huésped, son llamados patógenos, siendo la vía para desarrollar una enfermedad.

### **2.3.11. Condición Corporal**

Según Guzmán et al., (2005) dicen:

La Condición Corporal se define como la medida de las reservas energéticas o el estado nutricional de un individuo. En aves, puede evaluarse mediante diferentes métodos siempre y cuando estos describan alguna característica del estado fisiológico que tenga efectos sobre su supervivencia, el éxito reproductivo o, en suma, la eficacia biológica del animal.

## 2.4. Antecedentes de la investigación

### 2.4.1. Antecedentes internacionales

Palinauskas et al. (2010). Investigaron efectos de la coinfección primaria de *Plasmodium relictum* (linaje SGS1) y *Plasmodium ashfordi* (GRW2) en juveniles ingenuamente infectados experimentalmente de siskin *Spinus spinus*, piquituerto común *Laxia curvirostra* y estornino *Sturnus vulgaris*. Todas las especies de siskin y piquituertos eran susceptibles, pero los estorninos eran resistentes a ambas infecciones. Un patrón general de las coinfecciones fue la parasitemia intensa (más del 35% durante los picos) de ambos parásitos desarrollados en ambas especies hospederas susceptibles. No hubo efectos significativos de las coinfecciones sobre la masa corporal media de la mayoría de las aves infectadas. Valor medio del hematocrito disminuyó aproximadamente 1.5 y 3 veces en siskin y piquituertos en el pico de parasitemia, respectivamente. La mortalidad se registró entre las facturas cruzadas infectadas. Concluimos que las coinfecciones de *P. relictum* y *P. ashfordi* es altamente virulento y actúa sinérgicamente durante las infecciones primarias en algunos, pero no en todos Aves passeriformes.

Belo et al. (2008) examinaron aves cautivas psitácidas (n = 127) de tres jardines zoológicos en Brasil, para estimar y detectar la aparición de infección malaria. La infección malaria se evaluó mediante la asociación del examen directo de frotis de sangre con amplificación del gen 18SSU rRNA del género *Plasmodium*, demostrando una ocurrencia del 36%. Las especies de aves más infectadas fueron *Amazona aestiva* (28/73), *Ara ararauna* (6/10), y *Amazona amazónica* (3/10). Las bajas parasitemias observadas entre los infectados las aves sugieren una infección crónica. Los análisis de secuencia de 10 aislamientos indican una potencial aparición de cuatro linajes distintos de *Plasmodium*. Estos hallazgos proporcionan nuevos datos sobre infección por malaria en aves cautivas de psitacina, y enfatiza la necesidad de un mejor control de importación y exportación de estas aves.

Soares et al. (2017) buscaron infecciones haemosporodias en aves, analizando 363 muestras sanguíneas de aves capturadas cerca de la Bahía de Guantánamo Cuba y caracterizando linajes de parásitos mediante la variación de nucleótidos en el gen del citocromo b mitocondrial del parásito. Cincuenta individuos estaban infectados por seis linajes de *Haemoproteus* sp., incluyendo a un linaje caracterizado recientemente de *Haemoproteus* (*Parahaemoproteus*) sp. CUH01. Nueve individuos portaban el linaje de *P. relictum* GRW4,

incluyendo cinco semilleritos cubanos endémicos (*Tiaris canorus*) y a un parúlido de Cabo May (*Setophaga tigrina*).

Una secuencia del gen de la proteína de la superficie del merozoíto de uno de los semilleritos cubanos infectados con GRW4 fue idéntica a la del haplotipo hawaiano Pr9. Indicaron que las aves cubanas residentes y migratorias están infectadas con un linaje de malaria que ha afectado severamente a las poblaciones de varias aves hawaianas endémicas. Estos autores sugirieron que GRW4 puede estar asociada con la falta de varias especies en Cuba que son omnipresentes en el resto del Caribe.

Cardells et al., (2014) durante los años 2013 y 2014 estudiaron la necropsia de 90 tordos con el objetivo de valorar como afectan los parásitos a la condición corporal de los tordos, durante el examen macroscópico, se observó que 16.6% (15/90) estaban parasitados por algún tipo de helminto, se observó larvas parasitarias (microfilarias) en el interior de los vasos sanguíneos del pulmón en el 80% (12/15) de las aves y microquistes de *Sarcocystis turdusi* en el músculo del 20% (3/15). Todos los tordos presentaron una enteritis de leve a moderada; también se observó una aerosaculitis crónica en la mayoría de los animales, aunque dicha inflamación era bastante leve, considerando la alta carga parasitaria presente en la cavidad celómica en algunos casos. Los animales parasitados presentaban menor peso que los no parasitados, aunque no se encontraron diferencias significativas (prueba T;  $p > 0.05$ ) (Cardells, 2014).

#### **2.4.2. Antecedentes nacionales**

Marzal et al. (2015) analizaron más de 100 muestras de sangre de especies de aves nativas de América del Sur, mostrando la presencia de *P. relictum* SGS1 en aves neotropicales de dos áreas diferentes de Perú. En este estudio, *P. relictum* SGS1 también se diseminó geográficamente, y fue el linaje de parásitos más generalista y prevalente encontrado en el estudio, infectando a 13 individuos de ocho especies de aves (39.40% del total de infecciones). Debemos ser particularmente conscientes de la presencia de este parásito invasor en las aves de América del Sur porque puede representar un grave riesgo para la avifauna y una amenaza potencial para más de un tercio de todas las especies de aves en el mundo.

Marzal et al. (2018) analizaron varias hipótesis en el contexto hospedador–parásito para explicar el éxito de invasión del gorrión común (*Passer domesticus* Linnaeus, 1758) en Perú. En línea con la Hipótesis de Liberación de Enemigos, los gorriones de Perú mostraron

una menor prevalencia y diversidad genética de parásitos haemosporidios que los gorriones de su área original (España), indicando que la liberación de sus parásitos naturales podría haber favorecido su dispersión a nuevas áreas.

También mostramos que los gorriones peruanos tuvieron una mayor glándula uropigial y una mayor actividad bactericida en sus secreciones uropigiales que los gorriones españoles, lo que sugiere una selección dirigida por los patógenos en los mecanismos de defensa al colonizar nuevos ambientes. Finalmente, observaron que los gorriones que no estaban infectados por malaria tuvieron una mayor glándula uropigial y una mayor actividad bactericida en sus secreciones que los gorriones infectados con malaria, lo que podría indicar que las secreciones de la glándula uropigial pudieran actuar como un mecanismo de defensa frente a las infecciones por haemosporidios.

Ricopa y Villa (2015) determinaron la prevalencia y diversidad de hemoparasitos en aves de la Reserva Nacional Allpahuayo Mishana (RNAM) analizando un total de 240 muestras de sangre de aves pertenecientes a 22 familias y 64 especies de aves; donde se obtuvo 39 (16.25 %) de positividad y 201 (83.75 %) de negatividad. Solo 15 (23.4%) especies de aves estuvieron infectadas con alguna de las especies de hemoparásitos. Se identificaron 3 tipos de parásitos sanguíneos: Plasmodium (prevalencia del 10%), Haemoproteus (prevalencia del 2.9%) y microfilarias (prevalencia del 2.5%).

La prevalencia varió según especies de aves: *Cacicus cela* (familia Icteridae) (50 % individuos infectados) y *Lepidothrix coronata* (familia Pipridae) (37.5 % individuos infectados) fueron las más infectadas, mientras que el resto de las especies presentó prevalencias menores del 5 %. Las aves que vivían en bosque secundario presentaron una prevalencia de infección significativamente superior (26.2 %) que las aves que habitaban en el bosque primario (8.7 %). Además, el tipo de hábitat en el que vivía el ave explicaba de manera significativa la posibilidad de infección por hemoparásitos.

Inga (2017) identificó la diversidad de parásitos haemosporidios aviares en bosques amazónicos de Madre de Dios, en la Reserva Nacional Tambopata y el Parque Nacional Bahuaja Sonene. Las muestras positivas fueron 21, reflejando un 10% de prevalencia de infección por haemosporidios (*Plasmodium* 5,7%; *Haemoproteus* 2,9% y *Leucocytozoon* 1,5%), correspondientes a 8 familias y 17 especies de aves, donde la familia *Thraupidae* presentó la mayor prevalencia (3,3%) para *Plasmodium* y la familia *Columbidae* para *Haemoproteus* (1,4%).

Las aves que vivían en bosques deforestados presentaron mayor prevalencia de infección (14,3%). Además, el tipo de hábitat en el que vivía el ave explicaba de manera significativa la posibilidad de infección. Se determinaron 16 linajes genéticos de parásitos diferentes (11 *Plasmodium* spp, 3 *Haemoproteus* spp y 2 para *Leucocytozoon* spp), de los cuales el 37,5% fueron nuevos descubrimientos para la ciencia. La especificidad de hospedero varió entre los linajes, con unas especies claramente generalistas, mientras que los linajes de nuevo descubrimiento serían especialistas por su menor rango de amplitud hospedadora.

### **2.4.3. Antecedentes locales**

Salas et al. (2016) analizaron la prevalencia y diversidad genética de parásitos maláricos de los géneros *Haemoproteus* y *Plasmodium* en 89 individuos de 38 especies diferentes de aves en libertad y semi-cautividad en el Centro Urku de Estudios Amazónicos en Tarapoto, región de San Martín. La prevalencia fue mayor en la Pava de Spix *Penelope jacquau* (75%), y el Hormiguero de cola castaña *Myrmeciza hemimelaena* (50%). Se identificaron 13 especies parásitas diferentes (5 del género *Haemoproteus*; 8 del género *Plasmodium*). El 70% de estas especies parásitas halladas no habían sido descubiertas anteriormente, representando especies nuevas para la ciencia.

Mendo et al. (2016) analizaron la prevalencia de parásitos maláricos de los géneros *Haemoproteus* y *Plasmodium* en 92 ejemplares de pihuichos decomisados por tráfico ilegal por las Autoridad Regional del Gobierno de San Martín. Los ejemplares se encontraban en el centro de rescate del Área de Gestión de Fauna Silvestre del Gobierno Regional de San Martín. Ningún ejemplar analizado presentó infección malárica. Generalmente la ausencia de infección por malaria en aves puede explicarse por i) ausencia de vectores apropiados que transmitan la infección, ii) condiciones ambientales desfavorables para el desarrollo del ciclo de vida del vector, iii) defensas inmunes del hospedero que impiden la infección, o iv) incompatibilidad fisiológica entre el hospedero y el parásito.

## CAPÍTULO III: MATERIALES Y MÉTODOS

### 3.1. Lugar de ejecución

El presente estudio de investigación se desarrolló en las instalaciones de dos Centros de Rescate de Fauna Silvestre denominados Chullachaqui y Fundo Copa de la Autoridad Regional Ambiental de San Martín. El Centro de Rescate Fundo Copa se encuentra ubicado en el km 2 más 600 metros de la Carretera Interoceánica Norte Tarapoto Yurimaguas en el distrito de la Banda de Shilcayo, Región San Martín; las coordenadas geográficas son UTM 352336.92 m E y 9281634.63 m S.

El Centro de Rescate Chullachaqui se encuentra ubicado en el km 10 de la Carretera Interoceánica Norte Tarapoto Yurimaguas en el distrito de la Banda de Shilcayo, Región San Martín; las coordenadas geográficas son UTM 354267.99 m E y 9285136.91 m S. El análisis de las muestras sanguíneas del estudio tomadas de *Brotogeris versicolurus* se realizó en el Laboratorio de la Universidad de Extremadura a través del proyecto del Plan Nacional del Ministerio de Ciencia del Gobierno de España (referencia proyecto CGL 2015-64650P). El proyecto fue dirigido por el Dr. Alfonso Marzal Reynolds.

Se realizaron los permisos correspondientes ante la entidad administrativa de los recursos naturales Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre (SERFOR) y Autoridad Ambiental Regional de San Martín (ARA San Martín), para la extracción de muestras de sangre de los individuos de *Brotogeris versicolurus*, así mismo como su traslado correspondiente al Laboratorio de la universidad de Extremadura de España. En el presente mapa se presenta la ubicación de los puntos de las localidades, lugar donde se extrajo la muestra del proyecto de investigación

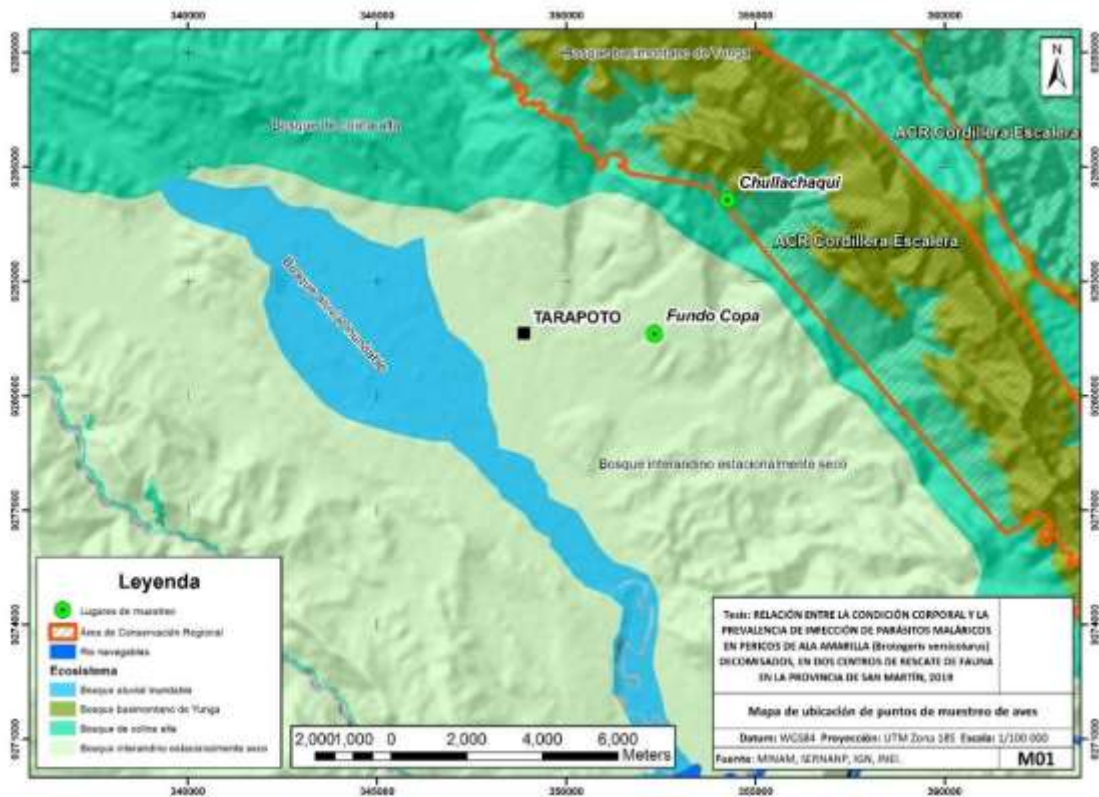


Figura 10. Mapa de ubicación de los puntos de muestreo.

Fuente: Elaboración propia, 2019.

### 3.2. Población y muestra

#### 3.2.1. Población

Estuvo conformada por las especies de aves procedentes del decomiso por la Autoridad Regional Ambiental de San Martín.

#### 3.2.2. Muestra

Estuvo conformada por los todos los individuos decomisados de *Brotogeris versicolurus* de las cuales se extrajo muestras sanguíneas y se tomaron las medidas para el cálculo de su condición corporal. El centro de rescate Chullachaqui presentaba (25) individuos producto del decomiso, mientras que en el centro de rescate Fundo Copa fueron (49). Se procedió a recolectar la muestra de todos los individuos en total. Estos individuos fueron procedentes del decomiso por la Autoridad Regional Ambiental de San Martín; el número total de la muestra fue 74 (Tabla 1).

Tabla 1. *Muestra del estudio*

Muestra	Localidad	Cantidad
Pericos de ala amarilla	Chullachaqui	25
<i>Brotogeris versicolurus</i>	Fundo Copa	49
Total		74

### 3.3. Diseño y tipo de investigación

El diseño de investigación fue no experimental transversal de tipo descriptivo, se basó en la recolección, medición y análisis de los datos de infección por malaria y de condición corporal en los pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus*.

### 3.4. Recursos necesarios

#### 3.4.1. Materiales

##### Material Biológico

- 25 individuos de *Brotogeris versicolurus* del centro Chullachaqui
- 49 individuos de *Brotogeris versicolurus* del centro Fundo Copa

##### Recursos Materiales

##### - Recopilación de información

- Útiles de oficina
- Libros, artículos, papers y todo el texto de consulta
- Material de almacenamiento de datos (USB)

##### - Captura de ejemplares

- Libro de aves de Perú
- Ficha de identificación
- Bolsa de telas (30 cm x 20 cm)
- Balanza digital para aves
- Vernier

##### - Toma de muestras

- Capilar heparinizado
- Aguja de 25G x 5/8
- Microtubo que contiene 500 ul de SET amortiguador (0.15 M NaCl, 0.05 M Tris, 0.001 M de anticoagulante EDTA, pH 8.0)
- Lámina portaobjetos
- Metanol (100%)
- Polvo coagulante (azol polvo sulfanilamida de 5 gr)
- Cajas porta laminas

**- Extracción de ADN**

- Dodecil sulfato sódico (SDS) al 20%
- Proteinasa K (20mg/ml)
- Fenol
- NaCl
- Isamil-alcohol
- Etanol
- Tris-EDTA 1Xte

**- Detección molecular de infección por parásitos maláricos**

- Nucleótido trifosfato
- Gel de agarosa
- Documentador de geles (BIORAD)
- EDTA
- Acetato de sodio

**- Secuenciación e identificación de los parásitos maláricos**

- Acetato de amonio
- Etanol
- Programa BioEdit
- Base de datos MalAvi
- Base de datos GenBank

- Agua destilada

### 3.4.2. Equipos

- Termociclador Amplitaq
- Revelador geles Biorad
- Secuenciador SEQUENCHER
- Ordenador portátil
- Microscopio
- Pipetas
- Multipipetas
- Cámara fotográfica
- Equipo de posicionamiento GPS

### 3.5. Recursos Humanos

Para el presente trabajo de investigación se contó con la colaboración del siguiente personal:

- 01 tesista
- 01 asesor de la Facultad de Ingeniería y Arquitectura (UPeU).
- 01 biólogo especialista

### 3.6. Formulación de hipótesis

- **Hi:** Existe relación entre la prevalencia de infección malárica y la condición corporal en pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* decomisados, en dos centros de rescate de fauna en la Provincia de San Martín, 2016.

- **Ho:** No existe relación entre la prevalencia de infección malárica y la condición corporal en pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* decomisados, en dos centros de rescate de fauna en la Provincia de San Martín, 2016.

### 3.7. Identificación de variables

#### Variable Dependiente

- Condición corporal

## Variables Independientes

- Infección malárica

### 3.7.1. Operacionalización de variables

A continuación, se presenta la tabla de Operacionalización de variables

Tabla 2. Operacionalización de variables de la investigación

Variables	Definición Conceptual	Valor	Indicadores	Tipo de variable
Variable independiente				
Infección malárica	Proceso de multiplicación de parásitos de la malaria, causada por parásitos Haemosporidios del filum Apicomplexa ( <i>Sporozoa: Haemosporidia</i> ) son un grupo de protistas heteroxenos que involucran a insectos dípteros hematófagos como vectores.	-Infectado -No infectado	Porcentaje de aves infectadas y no infectadas	-Nominal
Variable dependiente				
Condición Corporal	Se define como la medida de las reservas energéticas o el estado nutricional de un individuo. En aves, puede evaluarse mediante diferentes métodos siempre y cuando estos describan alguna característica del estado fisiológico que tenga efectos sobre su supervivencia, el éxito reproductivo o, en suma, la eficacia biológica del animal.	-Caquéctico -Bajo de peso -Buen estado -Sobrepeso	Índice de masa escalado	-Continua

Fuente: Elaboración Teresa Salas, 2019

### 3.8. Instrumentos de recolección de datos.

Para la recolección de los datos se tomaron en cuenta los datos de la especie, tales como (estado de la especie, nombre científico, nombre común, peso, tarso, y otras observaciones), los datos de peso y tarso permitirán sacar el cálculo de la medida del índice

de masa escalado para determinar la condición corporal de cada individuo de *Brotogeris versicolurus* (Peig y Green, 2009).

Para la recolección de los datos se utilizaron algunos instrumentos que se describen a continuación.

### **3.8.1. Equipo de posicionamiento GPS**

Para determinar la ubicación de los puntos de la toma de muestra de la investigación, se utilizó un equipo de posicionamiento GPS, marca Garmin modelo GPSMAP 64S. Se tomó la ubicación de las dos localidades Fundo Copa y Chullachaqui.

### **3.8.2. Balanza**

Debido a las características que presentan los individuos de *Brotogeris versicolurus* se utilizó una Balanza de resorte pesola especializada en precisión, para determinar los pesos de los individuos. Mide a partir de 0.01 g a 1000 g.

### **3.8.3. Vernier**

Para el cálculo de la medida del tarso de los individuos de *Brotogeris versicolurus*, se utilizó un vernier o pie de rey; esta herramienta permite obtener medidas en elementos pequeños o delgados, por ello para estudiar fauna silvestre se utiliza para tomar datos morfológicos de las especies a estudiar.

### **3.8.4. Cámara fotográfica**

La cámara fotográfica digital Sony Cybershot W690 - 16 Mpx - Zoom 10X - LCD 3", permitió tomar evidencia del estado de cada uno de los individuos de *Brotogeris versicolurus* de las diferentes localidades que fueron analizados, así también de todos los procesos realizados en la toma de la recolección de los datos.

## **3.9. Método de Análisis**

### **3.9.1. Etapa de gabinete inicial**

Para realizar la etapa inicial del proyecto de investigación se recopiló la información necesaria, de acuerdo a la identificación de la problemática y los objetivos a cumplir con el desarrollo de la investigación. La elaboración de la ficha identificación de campo se realizó en esta etapa, considerando todos los detalles que permitieron realizar la identificación y el diagnóstico de la especie.

A nivel nacional existe la Guía Manejo de Animales decomisados o Hallados en abandono, esta guía nos brindó los procedimientos básicos para el manejo y manipulación de los pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus*, para todo el procedimiento de la toma de las muestras, considerando aspectos de bienestar y salud de los individuos y de las personas involucradas, así mismo para realizar la categorización de la condición corporal de los individuos de *Brotogeris versicolurus* decomisados (WCS et al., 2016).

La guía la Guía Manejo de Animales decomisados o Hallados en abandono es una herramienta vital que nos permitió conocer el adecuado manejo de las especies de *Brotogeris versicolurus*.

### 3.9.2. Etapa de campo

#### 3.9.2.1. Captura de ejemplares

En primer lugar, se realizó la preparación de los instrumentos, materiales y equipos a utilizar para la toma de muestras, para seguidamente dirigirnos al área de ubicación de las jaulas de los pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus*, para proceder a la captura de la especie por unidad, se utilizó unas bolsas de tela (30 cm \* 20 cm) para colocar a la especie en espera a ser muestreadas, nos dirigimos al área de la toma de muestra.

En segundo lugar, se realiza el llenado de la ficha de identificación de campo, tomando los datos y medidas de la especie (nombre científico, nombre común, masa corporal, tarso y otras observaciones estado de la especie). Como parte de la evidencia se pasa a registrar una captura fotográfica de cada especie (Ralph et al. 1996).

En la siguiente figura (11) se aprecia la ubicación de la medida que se tomó del tarso de los individuos de *Brotogeris versicolurus*.

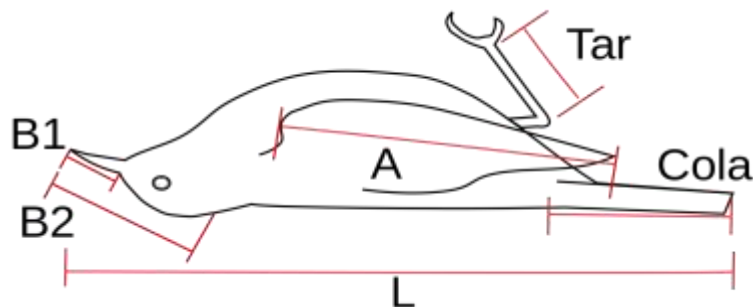


Figura 11. Medición morfométrica de las aves, longitud, alas, pico, cabeza, tarso y cola.

Fuente: File: BirdMorpho.svg, 2013.



Figura 12. Tomando la medida del tarso de *Brotogeris versicolurus* en la localidad de Chullachaqui.

Fuente: Imagen propia, (2016)

### 3.9.2.2. Toma de muestras

De cada individuo se procedió a extraer una muestra de sangre de la vena braquial, recogida en un capilar heparinizado (75 ul de volumen) y depositadas en 500 ul de SET buffer (0.15 M NaCl, 0.05 M Tris, 0.001 M EDTA, pH 8.0) para el análisis molecular (Sehgal & Marzal, 2011).



Figura 13. Extracción de la muestra de sangre de la vena braquial de *Brotogeris versicolurus* en la localidad de Fundo Copa.

Fuente: imagen propia, (2016)

Luego se procedió al marcado del ave haciendo un corte en la quinta pluma del ala izquierda, para evitar tomar la misma especie. Culminada la toma de muestras de todas las especies de pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus*, se trasladó a las especies a las jaulas de donde fueron tomadas. Las muestras se almacenaron a temperatura del ambiente hasta su posterior análisis en laboratorio.

### **3.9.3. Análisis molecular**

#### **3.9.3.1. Extracción de ADN**

Para la extracción del ADN de las muestras sanguíneas se utilizó el método de fenol-cloroformo (Sambrook et al., 2002). Las muestras de sangre fueron previamente digeridas con 13  $\mu$ l de dodecil sulfato sódico (SDS) al 20% y 7.5  $\mu$ l (20mg/ml) de Proteinasa K durante toda la noche a 56°C. A la mañana siguiente se añadió 500  $\mu$ l de fenol y 50 ml de NaCl a cada muestra, y se dejó a temperatura ambiente por un tiempo entre 40-60 minutos. Posteriormente, las muestras se centrifugaron a 11.000 rpm durante 15 minutos y se extrajo el sobrenadante, añadiéndolo a 500  $\mu$ l de isamil-alcohol.

Las muestras fueron nuevamente centrifugadas a 11.000 rpm durante 15 minutos, y el sobrenadante extraído de cada una de ellas. A continuación, se añadió 2 volúmenes de etanol absoluto y se mantuvo a -20°C durante una hora. Seguidamente se centrifugo las muestras a 11.000 rpm durante 10 minutos y se extrajo el sobrenadante, se dejó secar las muestras al aire durante toda la noche. Por último, se añadió 100  $\mu$ l de Tris-EDTA 1xTE para disolver las muestras de ADN.

#### **3.9.3.2. Detección molecular de infecciones por parásitos maláricos**

El ADN genómico diluido se utilizó como molde en una prueba de reacción en cadena de polimerasa (PCR) para la detección de parásitos mediante unos protocolos de PCR anidada descritos por Hellgren et al. (2004). La técnica de la PCR, es una técnica “in vitro” que imita la habilidad natural de la célula de duplicar el ADN. Es una técnica utilizada para crear un gran número de copias de un segmento de ADN, que utiliza ciclos de desnaturalización, apareamiento con cebadores y extensión por un ADN polimerasa termorresistente.

La primera PCR se desarrolló en volúmenes de 25  $\mu$ l, que incluyeron 50 ng de ADN genómico total, 1.25 mM de cada nucleótido trifosfato, 10x Taq buffer (TAKARA), 0.6 mM de cada primer y 0.5 unidades de Taq DNA polimerasa (TAKARA). La PCRs se desarrollan en

las siguientes condiciones: 30 segundos a 94 °C, 30 segundos a 50 °C, y 45 segundos a 72°C durante 20 ciclos. Antes de la reacción cíclica las muestras fueron incubadas a 94 °C durante 3 minutos, y a 72 °C durante 10 minutos una vez finalizados los ciclos. Se usaron 2 µl del producto de la primera PCR como molde para las segundas PCR anidadas para los distintos parásitos: PCR específica para *Haemoproteus* spp. – *Plasmodium* spp. (HaemF–HaemR2). Esta PCR se desarrolló en volúmenes de 25 µl con la misma proporción de reactivos que la PCR inicial. El perfil térmico usado también fue el mismo que en la PCR inicial, pero desarrollando 35 ciclos en lugar de los 20 ciclos iniciales.

La amplificación fue evaluada añadiendo 2,5 µl de la PCR final en un gel de agarosa al 2 % y revelado en un documentador de geles (BIORAD). Todos los experimentos PCR tuvieron un control negativo para cada 8 muestras.

### **3.9.3.3. Secuenciación e identificación de los parásitos maláricos**

Los parásitos detectados por una amplificación positiva se secuenciaron siguiendo los procedimientos descritos por Bensch et al. (2000). Para ello se secuenciaron fragmentos amplificados del extremo 5'- final con HaemF (*Haemoproteus* y *Plasmodium*). Con el fin de eliminar los excesos de sales, nucleótidos libres y primers, antes de la secuenciación de las muestras positivas de infección se sometieron a una precipitación diferencial con acetato de amonio. Para ello se añadió 11 ul de acetato de amonio (NH<sub>4</sub>Ac, 8M) y 33 ul de etanol absoluto (a temperatura ambiente) a 21 ul del producto de la PCR 2. Una vez mezclados todos los componentes se dejaron reposar las muestras durante 15 minutos. Transcurrido ese tiempo, las muestras fueron centrifugadas a 10.000 rpm durante 10 minutos.

A continuación, se extrajo y desecho el sobrenadante, añadiendo a cada muestra 150 ul de etanol al 70% (a temperatura de – 20 ° C). Posteriormente se centrifugo de nuevo las muestras a 10.000 rpm durante 5 minutos, desechándose de nuevo el sobrenadante. Por último, las muestras se dejaron secar durante toda la noche para eliminar todos los restos de etanol. A la mañana siguiente, se añadió 16 ul de agua destilada a cada muestra para disolverlas. Por último, se realizó una nueva precipitación con etanol, EDTA y acetato de sodio para obtener una buena señal de los nucleótidos durante la secuenciación.

Las secuencias de 478 pb obtenidas del citocromo b fueron editadas, alineadas y comparadas en una matriz de secuencia de identidad utilizando el programa BioEdit (Hall,

1999). Las infecciones múltiples fueron identificadas como un doble pico en el espectroferograma.

Los parásitos que difirieron en un nucleótido por una sustitución se consideraron que representan un linaje evolutivo independiente (Bensch et al., 2004; Ricklefs et al., 2005). Todos los linajes parásitos encontrados se compararon con la base de datos MalAvi (Bensch et al. 2009) y en la colección de disponibilidad pública de secuencias de ADN del GenBank para su correcta identificación.



Figura 14. Análisis de las muestras sanguíneas de *Brotogeris versicolurus* en el Laboratorio de biología de la Universidad de Extremadura de España.

Fuente: Alfonso Marzal, (2019).

### 3.9.4. Estimación de la Condición Corporal

La condición corporal (CC) se estimó empleando el Índice de masa escalado (IME), propuesto por Peig y Green (2009), por lo cual se tomaron las medidas de tarso y masa corporal de los individuos de *Brotogeris versicolurus*, se empleó equipos como vernier para el tarso y balanza de resorte para la masa corporal.

Tabla 3. Consideraciones para la medición de la condición corporal de *Brotogeris versicolurus*.

Localidad	N Mediciones	Datos para análisis	
		Longitud del tarso (mm) Se usó un vernier	Masa Corporal (g) Se usó una balanza de resorte

	1.
	2.
	3.
Chullachaqui	25.
	Promedio de datos por localidad
	1.
	2.
	3.
Fundo copa	49.
	Promedio de datos por localidad
Promedio total	

En la tabla (3) se presentan los datos para la medición de la condición corporal de la muestra sanguínea de (74) individuos de *Brotogeris versicolurus* en las localidades de Chullachaqui y Fundo copa.

Con los datos obtenidos de la tabla (3), se procedió a sacar el Índice de Masa Escalado (IME) de cada muestra.

Para el cálculo del índice de masa escalado (IME), de cada una de las muestras, seguimos el modelo aceptado de Peig y Green (2009), basado en un nuevo método de índice de condición que estandariza la masa corporal a un valor fijo de una medición de cuerpo lineal (en nuestro caso, la medición de la longitud del tarso) basada en la relación de escala entre masa y longitud, de acuerdo con la ecuación:

$$SBMI = Mi [Lo / Li] bSMA$$

Donde  $M_i$  y  $L_i$  son la masa corporal y la medición lineal del cuerpo (longitud del tarso, en nuestro caso) del individuo, respectivamente;  $L_0$  es el valor medio aritmético de la longitud del tarso para la población de estudio. El exponente de escala  $b_{SMA}$  se calcula por los residuos de la regresión estandarizada  $\ln M$  frente a  $\ln L$ .

Con el desarrollo de la fórmula, se obtuvo los datos del índice de masa escalado de cada una de las muestras tomadas de *Brotogeris versicolurus*.

#### **3.9.4.1. La categorización de la condición corporal**

La categorización de la condición corporal con valores del índice de masa corporal escalado, se realizó de acuerdo a la "Guía Manejo de Animales silvestres decomisados o hallados en abandono", del Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre (SERFOR); 2017, estas categorías comprenden de sobrepeso, aparentemente normal o en buen estado, delgado o bajo de peso y caquéctico o muy delgado.

#### **3.9.5. Etapa de gabinete final**

Con la obtención de los datos del índice de masa escalado de cada muestra, y la categorización de la condición corporal se procedió a realizar el análisis estadístico de las muestras y la identificación de los tipos de parásitos maláricos para comprobar la existencia de especies de malaria con potencial invasor en los ejemplares de *Brotogeris versicolurus* decomisados. Finalmente se realizó la redacción de la investigación cumpliendo con los objetivos planteados.

## CAPÍTULO IV:

### RESULTADOS Y DISCUSIONES

#### 4.1 Resultados

##### 4.1.1. Prevalencia de infección y localidades de estudio

Se analizaron setenta y cuatro (74) muestras de pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolorus* mantenidas en dos localidades cercanas a la ciudad de Tarapoto. En el centro de rescate denominado Chullachaqui fueron veinticinco (N = 25), y en el denominado Fundo Copa fueron cuarenta y nueve (N = 49) muestras sanguíneas. En la Tabla cuatro (4) se describe el número de pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolorus* de cada localidad para el análisis de las muestras sanguíneas.

Tabla 4. *Número total de individuos, de Brotogeris versicolorus para el análisis.*

Lugar	N° Aves	% Aves
Chullachaqui	25	34%
Fundo copa	49	66%
Total	74	100%

En la Tabla tres (5) se observa la prevalencia de infección hallada fue del 50%, lo que significa que 37 de las 74 muestras analizadas presentaron infección por malaria aviar. La prevalencia de infección entre las localidades de estudio, fue significativamente mayor en el Fundo Copa que en Chullachaqui.

Tabla 5. *Prevalencia de infección de las muestras sanguíneas de Brotogeris versicolorus analizadas.*

Localidad	Infectado	No infectado	N° muestras
Chullachaqui	7	18	25
Fundo Copa	30	19	49
Total	37	37	74

Para verificar si existe diferencias en la proporción de infectados entre dos grupos independientes (localidades de estudio), se analizaron mediante la prueba Test de Chi-cuadrado de Pearson (N = 74; Chi-cuadrado = 7.309; g.l = 1; P = 0.007).

Tabla 6. *Análisis estadístico de la Prueba de Test de Chi cuadrado de Pearson de Brotogeris Versicolurus.*

	Valor	g.l	Sig.asint (bilateral)
Chi-cuadrado de Person	7,309	1	,007
Razón de verosimilitud	7,500	1	,004
Asociación lineal por lineal	7,211	1	,006
N de casos válidos	74		

#### 4.1.1.1. Gráfico de la prevalencia de infección por malaria aviar según localidad de estudio.

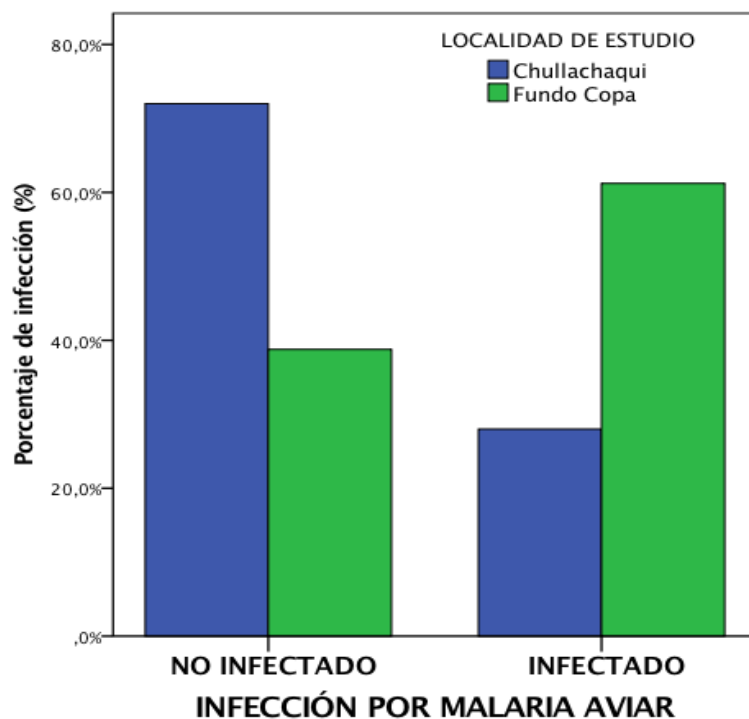


Figura 15. Prevalencia de infección por malaria aviar según localidad de estudio.

Fuente: Elaboración (2019)

Asimismo, se puede observar en la Figura diez (15) el grafico de barras la prevalencia de infección por malaria aviar en pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* según

localidad de estudio, determinando un mayor índice de infección en la localidad Fundo Copa (61.22%) en comparación con la localidad de Chullachaqui (28%) del total de muestras analizadas. El tamaño de muestra fue de 74 individuos.

#### 4.1.2. Análisis de la condición corporal en localidades de estudio

Para obtener los valores de la condición corporal (Índice de masa corporal escalado) de los individuos *Brotogeris versicolurus*, se tomaron las medidas del peso corporal y el tarso.

Tabla 7. Datos de la medida del peso corporal y el tarso de los individuos de *Brotogeris versicolurus*.

ID	Localidad	Infección	Tarso	Masa corporal
1	Chullachaqui	No_infectado	14.45	69
2	Chullachaqui	No_infectado	13.64	74
3	Chullachaqui	No_infectado	15.94	74
4	Chullachaqui	No_infectado	13.5	58
5	Chullachaqui	No_infectado	13.78	55
6	Chullachaqui	No_infectado	13.92	67
7	Chullachaqui	No_infectado	13.77	56
8	Chullachaqui	No_infectado	13.95	58
9	Chullachaqui	No_infectado	12.93	57
10	Chullachaqui	No_infectado	13.14	71
11	Chullachaqui	No_infectado	15.62	73
12	Chullachaqui	No_infectado	14.19	62
13	Chullachaqui	No_infectado	14.14	55
14	Chullachaqui	No_infectado	13.49	59
15	Chullachaqui	No_infectado	13.19	64
16	Chullachaqui	No_infectado	13.4	52
17	Chullachaqui	No_infectado	14.53	64
18	Chullachaqui	No_infectado	14.05	61
19	Chullachaqui	Infectado	14.74	61
20	Chullachaqui	Infectado	14.53	64
21	Chullachaqui	Infectado	13.73	63
22	Chullachaqui	Infectado	14.4	56

23	Chullachaqui	Infectado	14.53	62
24	Chullachaqui	Infectado	13.31	68
25	Chullachaqui	Infectado	14.29	70
26	Fundo_Copa	Infectado	14.1	63.5
27	Fundo_Copa	Infectado	13.86	60
28	Fundo_Copa	Infectado	14.14	52
29	Fundo_Copa	Infectado	14.48	62
30	Fundo_Copa	Infectado	14.47	54
31	Fundo_Copa	Infectado	13	64
32	Fundo_Copa	Infectado	14.02	59
33	Fundo_Copa	Infectado	14.08	58
34	Fundo_Copa	Infectado	14.43	52
35	Fundo_Copa	Infectado	14.08	69
36	Fundo_Copa	Infectado	13.59	60
37	Fundo_Copa	Infectado	13.74	53
38	Fundo_Copa	Infectado	13.87	67
39	Fundo_Copa	Infectado	14.25	61
40	Fundo_Copa	Infectado	14.76	60
41	Fundo_Copa	Infectado	14.32	54
42	Fundo_Copa	Infectado	14.42	56
43	Fundo_Copa	No_infectado	14.13	49
44	Fundo_Copa	Infectado	14.16	64
45	Fundo_Copa	Infectado	13.88	56
46	Fundo_Copa	Infectado	14.11	52
47	Fundo_Copa	No_infectado	13.56	57
48	Fundo_Copa	No_infectado	15	62
49	Fundo_Copa	No_infectado	13	48
50	Fundo_Copa	No_infectado	13.45	49
51	Fundo_Copa	Infectado	13.66	68
52	Fundo_Copa	Infectado	14.39	56
53	Fundo_Copa	Infectado	13.9	42
54	Fundo_Copa	Infectado	13.53	40
55	Fundo_Copa	Infectado	14.46	49

56	Fundo_Copa	No_infectado	13.46	64
57	Fundo_Copa	Infectado	13.87	54
58	Fundo_Copa	Infectado	14	55
59	Fundo_Copa	Infectado	14.35	51
60	Fundo_Copa	Infectado	14.98	55
61	Fundo_Copa	No_infectado	15.98	52
62	Fundo_Copa	Infectado	13.47	48
63	Fundo_Copa	No_infectado	13.04	62
64	Fundo_Copa	No_infectado	13.49	51
65	Fundo_Copa	No_infectado	14.07	65
66	Fundo_Copa	No_infectado	13.88	51
67	Fundo_Copa	No_infectado	13.47	65
68	Fundo_Copa	No_infectado	13.41	62
69	Fundo_Copa	No_infectado	13.83	63
70	Fundo_Copa	No_infectado	13.94	54
71	Fundo_Copa	No_infectado	14.81	65
72	Fundo_Copa	No_infectado	13.3	49
73	Fundo_Copa	No_infectado	14.65	46
74	Fundo_Copa	No_infectado	13.65	57
Total promedio			14.02	58.63

En la tabla (7), se presentan los datos de la masa corporal y el tarso de los individuos de *Brotogeris versicolurus*, también el nivel de infección de acuerdo a cada localidad de estudio; finalmente se observa en promedio del tarso con un valor de 14.02; así mismo el promedio del peso corporal con un valor de 58.63.

Tabla 8. Datos del Índice de masa corporal escalado considerando la localidad e infección de los individuos de *Brotogeris versicolurus*.

ID	Localidad	Infección	Índice de masa corporal escalado
1	Chullachaqui	No_infectado	68.69689388
2	Chullachaqui	No_infectado	74.2680743
3	Chullachaqui	No_infectado	72.67674775
4	Chullachaqui	No_infectado	58.29364887
5	Chullachaqui	No_infectado	55.1209494
6	Chullachaqui	No_infectado	67.05305816
7	Chullachaqui	No_infectado	56.12881201
8	Chullachaqui	No_infectado	58.02856349
9	Chullachaqui	No_infectado	57.63314265
10	Chullachaqui	No_infectado	71.62806745
11	Chullachaqui	No_infectado	71.89701138
12	Chullachaqui	No_infectado	61.88362952
13	Chullachaqui	No_infectado	54.92370964
14	Chullachaqui	No_infectado	59.30481993
15	Chullachaqui	No_infectado	64.53206883
16	Chullachaqui	No_infectado	52.31731143
17	Chullachaqui	No_infectado	63.66997723
18	Chullachaqui	No_infectado	60.96947662
19	Chullachaqui	Infectado	60.56452644
20	Chullachaqui	Infectado	63.66997723
21	Chullachaqui	Infectado	63.1704522
22	Chullachaqui	Infectado	55.78086974
23	Chullachaqui	Infectado	61.68029044
24	Chullachaqui	Infectado	68.47906216
25	Chullachaqui	Infectado	69.80044657
26	Fundo_Copa	Infectado	63.43689381
27	Fundo_Copa	Infectado	60.0835801
28	Fundo_Copa	Infectado	51.92787093
29	Fundo_Copa	Infectado	61.70985136

30	Fundo_Copa	Infectado	53.75245137
31	Fundo_Copa	Infectado	64.66235075
32	Fundo_Copa	Infectado	58.98800097
33	Fundo_Copa	Infectado	57.95379304
34	Fundo_Copa	Infectado	51.78154026
35	Fundo_Copa	Infectado	68.94502965
36	Fundo_Copa	Infectado	60.24810436
37	Fundo_Copa	Infectado	53.13801838
38	Fundo_Copa	Infectado	67.08660518
39	Fundo_Copa	Infectado	60.84980766
40	Fundo_Copa	Infectado	59.56043866
41	Fundo_Copa	Infectado	53.83036459
42	Fundo_Copa	Infectado	55.77010945
43	Fundo_Copa	No_infectado	48.93684431
44	Fundo_Copa	Infectado	63.89867058
45	Fundo_Copa	Infectado	56.06676936
46	Fundo_Copa	Infectado	51.94320341
47	Fundo_Copa	No_infectado	57.25328364
48	Fundo_Copa	No_infectado	61.40795651
49	Fundo_Copa	No_infectado	48.49676306
50	Fundo_Copa	No_infectado	49.27348993
51	Fundo_Copa	Infectado	68.2324407
52	Fundo_Copa	Infectado	55.78625628
53	Fundo_Copa	Infectado	42.04166179
54	Fundo_Copa	Infectado	40.19011404
55	Fundo_Copa	Infectado	48.78005979
56	Fundo_Copa	No_infectado	64.35056311
57	Fundo_Copa	Infectado	54.06980119
58	Fundo_Copa	Infectado	54.99972696
59	Fundo_Copa	Infectado	50.82500181
60	Fundo_Copa	Infectado	54.4849038
61	Fundo_Copa	No_infectado	51.0523588
62	Fundo_Copa	Infectado	48.25794038

63	Fundo_Copa	No_infectado	62.61490778
64	Fundo_Copa	No_infectado	51.26348842
65	Fundo_Copa	No_infectado	64.95463072
66	Fundo_Copa	No_infectado	51.06080781
67	Fundo_Copa	No_infectado	65.34929426
68	Fundo_Copa	No_infectado	62.37186502
69	Fundo_Copa	No_infectado	63.10676349
70	Fundo_Copa	No_infectado	54.03197909
71	Fundo_Copa	No_infectado	64.49348487
72	Fundo_Copa	No_infectado	49.35036202
73	Fundo_Copa	No_infectado	45.71050747
74	Fundo_Copa	No_infectado	57.2006624
Total promedio			58.61828325

La tabla (8) representa los valores del índice de masa corporal escalado (condición corporal) considerando la localidad y el estado de infección de los individuos de *Brotogeris versicolurus*.

Tabla 9. *Valores medios, desviación estándar y valores mínimos y máximos del índice de condición corporal escalado según infección malárica.*

	N	Media	Desviación estándar	Mínimo	Máximo
No infectado	37	59,4948	7,49626	45,71	74,27
Infectado	37	57,7418	7,08281	40,19	69,80
Total	74	58, 6183	7,29591	40,19	74,27

En la tabla (9) se presentan los valores medios, desviación estándar y valores mínimos y máximos del índice de condición corporal escalado según infección por malaria aviar.

Tabla 10. *Valores medios, desviación estándar y valores mínimos y máximos del índice de condición corporal escalado según localidad de estudio.*

	N	Media	Desviación estándar	Mínimo	Máximo
Chullachaqui	25	62,889	6,2738	52,32	74,27
Fundo Copa	49	56,4404	6,85026	40,19	68,95
Total	74	58,6183	7,29591	40,19	74,27

En la tabla (10) se presentan a los valores medios, desviación estándar y valores mínimos y máximos del índice de condición corporal escalado según infección por malaria aviar.

#### 4.1.2.1. Categorización de la Condición corporal

De acuerdo a los cuartiles (valores que dividen una muestra de datos en cuatro partes iguales) de la variable cuantitativa condición corporal se procedió a la categorización siguiendo las categorías de condición corporal propuestas por la “Guía Manejo de Animales silvestres decomisados o hallados en abandono”, del Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre (SERFOR); 2017, en sobrepeso, aparentemente normal o en buen estado, delgado o bajo de peso y caquéctico o muy delgado.

Tabla 11. *Valores de la categorización de la condición corporal de Brotogeris versicolurus*

	Caquéctico	Bajo de peso	Buen estado	Sobrepeso
Valor de Condición Corporal Escalada	< 53.01	Entre 53.01 y 57.79	Entre 57.79 y 63.61	> 63.61

En la tabla (11) se presenta el cuadro de los valores de categorización de la condición corporal de acuerdo al SERFOR, estos valores se realizaron de acuerdo a los resultados del índice de masa escalado de *Brotogeris versicolurus*. Por lo cual se consideraron a valores menores de < 53.01 como condición corporal en estado caquéctico; valores entre 53.01 y 57.79 como bajo peso; valores entre 57.79 y 63.61 como buen estado, y valores mayores a > 63.61 como sobrepeso.

Tabla 12. *Cantidad de individuos de Brotogeris versicolurus a nivel de infección distribuidas de acuerdo a la categorización de la condición corporal.*

Categorización de la Condición Corporal						
		Caquéctico	Bajo de peso	Buena condición	Sobrepeso	Total
No infectado	,00	9	7	9	12	37
Infectado	1,00	8	10	11	8	37
Total		17	17	20	20	74

De acuerdo a los valores de categorización de la condición corporal que se realizó de los individuos de *Brotogeris versicolurus*, la tabla (12) representa la cantidad distribuidas por nivel de infectado y no infectado. En la categoría de caquéctico se tienen en total diecisiete (17) individuos, nueve (9) individuos no infectados y ocho (8) infectados, estos valores se asemejan en cantidad con la diferencia de uno (1). Como categoría de bajo de peso en total se tiene diecisiete (17) individuos, siete (7) individuos no infectados y diez (10) infectados, se determina que hay una cantidad mayor de individuos con bajo peso que se encuentran infectados. En la categoría de buena condición se tienen en total veinte (20) individuos, nueve (9) individuos no infectados y once (11) infectados, se determina que hay una mayor cantidad de individuos con buena condición que se encuentran infectados. Y finalmente en la categoría sobrepeso en total se tienen veinte (20) individuos, doce (12) individuos no infectados y ocho (8) infectados, la cantidad de no infectados es mayor a la de infectados.

Tabla 13. Cantidad de individuos de *Brotogeris versicolurus* a nivel de localidad distribuidas de acuerdo a la categorización de la condición corporal.

Categorización de la condición corporal						
		Caquéctico	Bajo de peso	Buena condición	Sobrepeso	Total
Localidad	Chullachaqui	1	5	8	11	25
	Fundo Copa	16	12	12	9	49
Total		17	17	20	20	80

Se ha distribuido la cantidad de individuos de acuerdo a la categorización de la condición corporal a nivel de localidad, en la localidad de Fundo Copa el mayor número de individuos se encuentran en la categoría de caquéctico con un valor de dieciséis (16) y el

menor número se encuentra en la categoría sobrepeso con un valor de nueve (9). En la localidad de Chullachaqui el mayor número de individuos se encuentran en la categoría de sobrepeso con un valor de once (11) y el menor número se encuentran en la categoría caquético con un valor de uno (1).

#### **4.1.3. Relación entre la prevalencia de infección malaria y condición corporal**

Para determinar la relación entre la variable independiente prevalencia de infección malárica y variable dependiente condición corporal, a continuación, se presentan los datos de ambas variables en la tabla (14), el cuadro de muestra la cantidad de individuos de *Brotogeris versicolurus* analizados de acuerdo a la localidad de estudio y al nivel de infección, así mismo se muestran la clasificación de acuerdo a la categorización de la condición corporal en aves infectadas y aves no infectadas.

Del total de la muestra de 74 individuos de *Brotogeris versicolurus*, 25 fueron analizados en la localidad de Chullachaqui, de las cuales 7 individuos estuvieron infectados y 18 no estuvieron infectados. En la localidad de Fundo Copa fueron 49, de las cuales 30 individuos estuvieron infectados y 19 no estuvieron infectados.

De acuerdo a la clasificación en la categorización de la condición corporal, los valores muestran que no existe diferencia significativa entre los datos, teniendo una cantidad similar en aves infectadas y no infectadas.

Tabla 14. Datos de la categorización condición corporal de acuerdo al nivel de infección y localidad de estudio.

Lugar	Total aves	Aves infectadas	Aves No Infectadas	Condición corporal							
				Aves Infectadas				Aves No Infectadas			
				Caquéctico ( $< 53.01$ )	Bajo de peso (Entre 53.01 y 57.79)	Buen estado (Entre 57.79 y 63.61)	Sobrepeso ( $> 63.61$ )	Caquéctico ( $< 53.01$ )	Bajo de peso (Entre 53.01 y 57.79)	Buen estado (Entre 57.79 y 63.61)	Sobrepeso ( $> 63.61$ )
Chullachaqui	25	7	18	0	1	3	3	1	4	5	8
Fundo Copa	49	30	19	8	9	8	5	8	3	4	4
Total	74	37	37	8	10	11	8	9	7	9	12

Para establecer la relación entre las variables prevalencia de infección malárica e condición corporal, se realizó la prueba de chi-cuadrado de Pearson. Se utilizó los estadísticos de chi-cuadrado para comprobar si las variables están asociadas y el valor de p para evaluar la significancia de los estadísticos de chi-cuadrado.

Tabla 15. *Prueba de Test de Chi cuadrado de Pearson para determinar la relación entre la prevalencia de infección malaria y condición corporal*

	Valor	df	Significación. asint (bilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	1,588 <sup>a</sup>	3	,662
Razón de verosimilitud	1,597	3	,660
Asociación lineal por lineal	,268	1	,605
N de casos válidos	74		

a. 0 casillas (0,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 8,50.

De acuerdo a los datos obtenidos de la prueba de chi cuadrado de Pearson de la tabla quince (15), como p valor se obtuvo 0,662, de acuerdo a la comparación del p valor con el nivel de significancia. Un nivel de significancia de 0.05 indica un riesgo de 5% de concluir que existe una asociación entre las variables cuando no hay una asociación real.

Según nuestros resultados el valor p es mayor que el nivel de significancia, no podemos rechazar la hipótesis nula, no existe suficiente evidencia para concluir que las variables están asociadas. Nuestro resultado demuestra una probabilidad baja no significativa, proporcionando evidencia más fuerte a favor de la hipótesis nula. Se determina el no rechazo de la hipótesis nula, no existe ninguna asociación entre las dos variables categóricas.

Se desarrolló la medida de relación estadística coeficiente de contingencia para expresar intensidad de relación entre las variables, de acuerdo al cálculo de la fórmula, se obtuvo el valor de 0.145. El rango de valores que establece el coeficiente de contingencia está de (0 hasta 1), y según el valor obtenido se determina que no hay relación entre las variables.

#### **4.1.3.1. Relación entre la condición corporal y localidad de estudio**

Para establecer la relación entre las variables condición corporal e localidad de estudio, se realizó la prueba de chi-cuadrado de Pearson. Se utilizó los estadísticos de chi-cuadrado para comprobar si las variables están asociadas y el valor de p para evaluar la significancia de los estadísticos de chi-cuadrado.

Tabla 16. *Prueba de Test de Chi cuadrado de Pearson para determinar la relación entre la condición corporal y localidad de estudio.*

<b>Pruebas de chi-cuadrado</b>			
	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	12,742 <sup>a</sup>	3	,005
Razón de verosimilitud	14,494	3	,002
Asociación lineal por lineal	12,514	1	,000
N de casos válidos	80		

a. 0 casillas (0,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 6,25.

De acuerdo a los datos obtenidos de la prueba de chi cuadrado de Pearson de la tabla dieciséis (16), como p valor se obtuvo 0,005 de acuerdo a la comparación del p valor con el nivel de significancia. Un nivel de significancia de 0.05 indica un riesgo de 5% de concluir que existe una asociación entre las variables cuando no hay una asociación real.

Según nuestros resultados el valor p es menor que el nivel de significancia, por lo cual se concluye que las variables condición corporal y localidad de estudio están asociadas.

#### **4.1.4. Análisis estadístico ANOVA de la condición corporal, infección malárica y localidad de estudio.**

Se investigó si la condición corporal de los pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolorus* variaba según la infección por malaria aviar, para lo cual se consideraron como variable dependiente el índice de condición corporal, mientras que la localidad de estudio y la infección por malaria aviar fueron como factores predictores (variables independientes).

Tabla 17. *Análisis estadístico ANOVA para la condición corporal y la infección malárica.*

	Suma de cuadrados	gl	Medía cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	,526	1	,526	1,053	,492
Dentro de grupos	27,177	72	,377		
Total	27,703	73			

Estos resultados fueron obtenidos mediante un test de Análisis de la Varianza (ANOVA) (N = 74; g.l. = 1; F = 1.053; P = 0.492)

De acuerdo a los resultados obtenidos en el análisis estadístico ANOVA de la tabla (17), la infección por malaria aviar no explicó de manera significativa la variación en el índice de condición corporal, teniendo valores similares de condición corporal los pericos infectados y los no infectados.

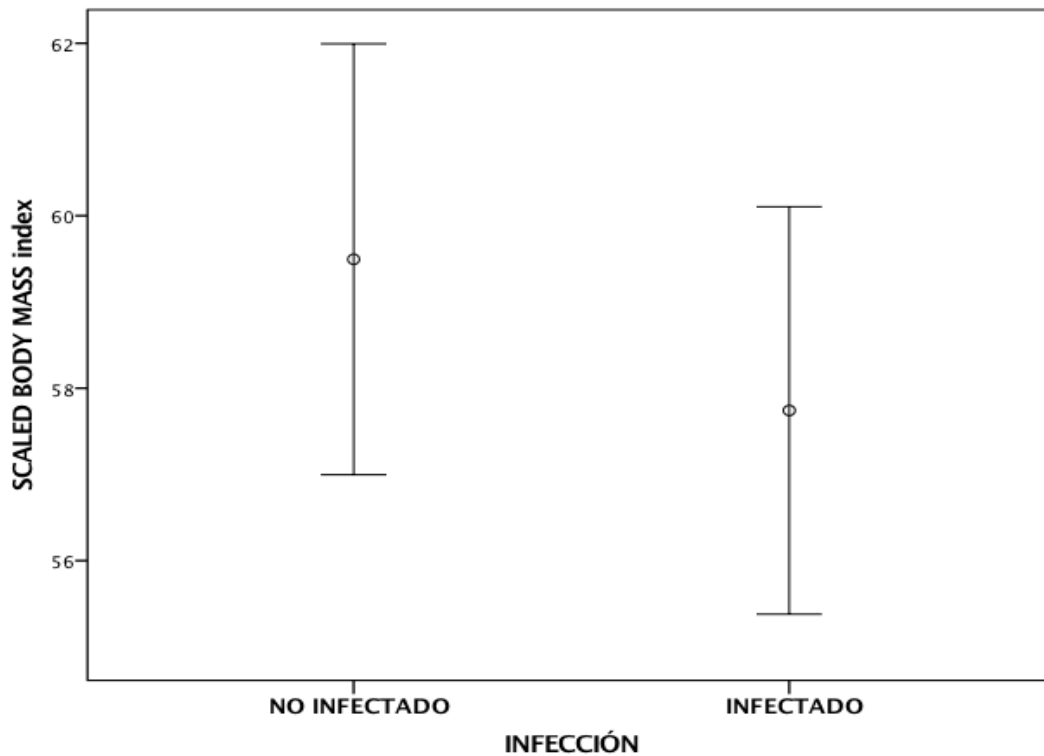


Figura 16. Gráfico de barras mostrando el índice de condición corporal según la infección por malaria aviar.

En la figura (16) se muestran los valores medios del índice de condición corporal (centro de la barra) según la infección por malaria aviar, más la medida de dispersión de los datos (límites superior e inferior de las barras). Las barras muestran la media  $\pm$  95% del intervalo de confianza. El tamaño de la muestra fue 74 individuos.

#### 4.1.4.1. Análisis sobre la localidad de estudio según infección malárica

Tabla 18. *Análisis estadístico ANOVA para la localidad de estudio y la condición corporal*

	Suma de cuadrados	gl	Medía cuadrática	F	Sig.
			687,927	15,489	,000
Entre grupos	687,927	1			
Dentro de grupos	3197,884	72	44,415		
Total	3885,812	73			

Estos resultados fueron obtenidos mediante un test de Análisis de la Varianza (ANOVA) (N = 74; g.l. = 1; F = 15.489; P < 0.001), (tabla 18).

Comprobamos que la localidad de estudio explico de manera significativa la variación en el índice de condición corporal, presentando los pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolorus* de Chullachaqui un índice de condición corporal mayor que los individuos de Fundo Copa.

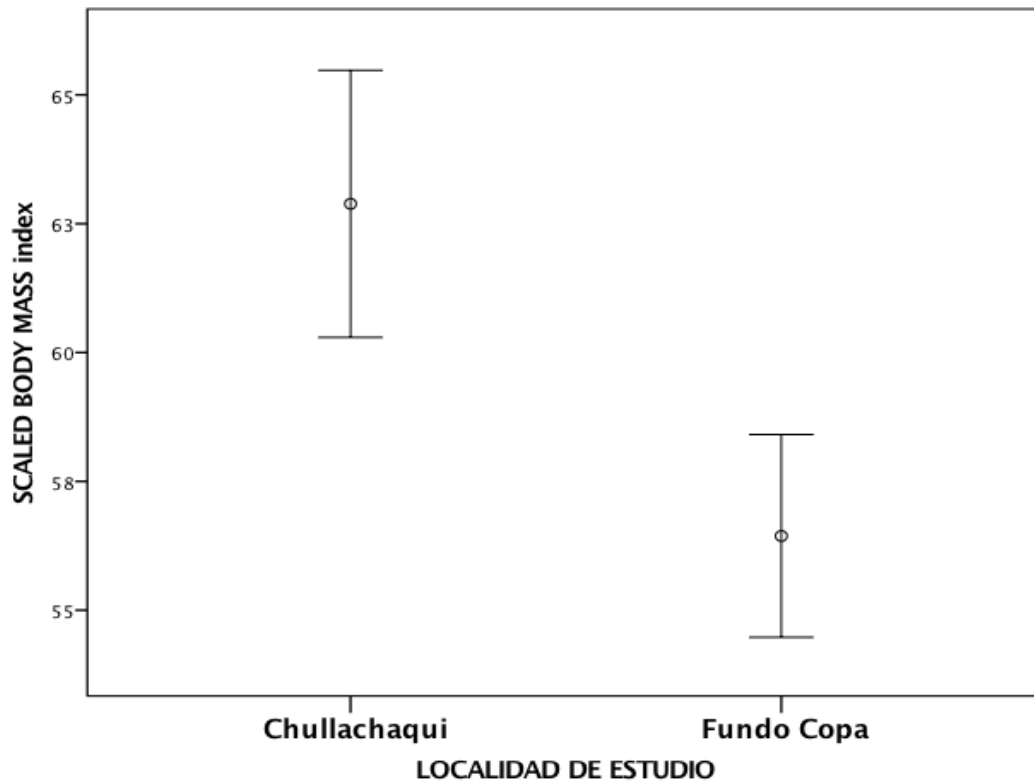


Figura 17. Gráfico de barras mostrando el índice de condición corporal (*Scaled Body Mass index*) según la localidad de estudio.

Se muestran los valores medios del índice de condición corporal (centro de la barra) según localidad de estudio, más la medida de dispersión de los datos (límites superior e inferior de las barras). Las barras muestran la media  $\pm$  95% del intervalo de confianza. El tamaño de la muestra fue 74 individuos.

#### 4.1.5. Diversidad genética y patogenicidad de la infección de malaria aviar

Mediante el análisis molecular de las secuencias de ADN de los parásitos hallados en los individuos infectados, pudimos determinar que todos los ejemplares infectados presentaron infección por un único haemosporidio aviar, *Plasmodium relictum* GRW4.

Se encontró un total de 37 muestras que presentaron infección por el linaje *Plasmodium relictum* GRW4, de las cuales siete (7) muestras fueron encontradas en la localidad de Chullachaqui, y treinta (30) muestras fueron encontradas en la localidad de Fundo Copa.

## 4.2. Discusiones

En el presente trabajo de investigación se determinó la relación entre la prevalencia de infección malárica y la condición corporal de pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* decomisados en dos centros de rescate de fauna en la provincia de San Martín.

Los principales hallazgos de la presente investigación son: 1) no existe ninguna asociación entre las dos variables categóricas prevalencia de infección malárica y condición corporal debido a los resultados calculados,  $p$  valor 0,662 y coeficiente de contingencia 0.145. 2) la mitad de los pericos de ala amarilla procedentes de decomiso estuvieron infectados por parásitos maláricos; 3) no se encuentra diferencia entre la condición corporal de infectados y no infectados por malaria aviar; (ANOVA, valor de significancia a 0.492), 4) en todos los ejemplares infectados encontramos un linaje de malaria aviar con un alto potencial invasor *Plasmodium relictum* GRW4. A continuación, se discutirán estos resultados con detalle.

Teniendo en cuenta nuestros resultados, aceptamos la hipótesis nula que establece que no existe relación entre la prevalencia de infección malárica y la condición corporal en pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* decomisados, en dos centros de rescate de fauna en la Provincia de San Martín. Diversos estudios han comprobado que los parásitos maláricos merman los recursos de los que disponen los hospederos, provocando importantes efectos nocivos sobre sus estrategias vitales, la condición corporal (Valkiūnas et al., 2006) y el éxito reproductor (Merino et al., 2000; Marzal et al., 2005; Tomás et al., 2007). En cambio, nuestros resultados no concuerdan con los encontrados en estos estudios. Proponemos varias hipótesis alternativas para explicar nuestros resultados.

En primer lugar, podría ser que los parásitos maláricos no mermasen la condición corporal de nuestra especie de estudio. En este sentido, otros estudios previos tampoco encontraron efectos negativos de la infección por parásitos maláricos en sus hospederos aviares (Dufva & Allander 1995; Fallis & Desser 1997; Dawson & Bortolotti 2000), si bien estudios más recientes han reportado efectos negativos de estos parásitos en otras especies de aves (Valkiūnas et al., 2006; Marzal et al. 2008).

En segundo lugar, pudiera ser que la malaria causase una gran mortalidad entre los ejemplares más débiles (Marzal et al. 2016). Así, los pericos con peor condición corporal sufrieran una alta intensidad de infección y muriesen (Dawson & Bortolotti 2000; Valkiūnas, 2005; Marzal et al., 2008), solo sobreviviendo los ejemplares con mejor condición corporal.

Estos ejemplares infectados supervivientes tendrían una mejor condición corporal que les permitiese mantener la infección a niveles crónicos o latentes (de baja intensidad y patogenicidad). En cambio, los pericos de peor condición no pueden frenar la infección, aumentando los niveles de infección por malaria y provocando la muerte de su hospedero antes de llegar a los centros de decomiso.

La mitad de los pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* analizados presentaron una infección por parásitos haemosporidios. Hasta donde alcanza nuestro conocimiento el presente estudio es el primer reporte de infección por malaria en esta especie de aves, no estando registrada ninguna infección (4.007) (6%) o una prevalencia de infección (Minas Gerais y database, Bensch et al. (2009). Versies en la fauna aviar autramos un linón por haemosporidios en esta especie en la base de datos mundial de malaria en aves) (MalAVi database, Bensch et al. (2009). Versión 2.4.1 de septiembre de 2019).

Esta prevalencia de infección (50% de los ejemplares analizados) es superior a la encontrada en otros estudios en Psittaciformes. Por ejemplo, Chagas et al. (2017) analizaron 45 muestras de psitácidos cautivos en el zoo de Sao Paulo (Brasil), encontrando que el 11.1% de los ejemplares analizados estuvieron infectados por haemosporidios. Por otro lado, Belo (2007) analizó 127 psitácidos cautivos en dos zonas de Brasil (Minas Gerais y Ceará), encontrando una prevalencia de infección del 34.6%.

La mayor prevalencia de infección encontrada en nuestro estudio puede deberse a las diferencias en las condiciones de cautiverio en las aves de nuestro estudio en comparación con los ejemplares mantenidos en zoos de los estudios antes citados. En nuestro estudio pudimos comprobar las malas condiciones de salud general hallada en las aves decomisadas, donde una gran parte de ellas presentaban graves trastornos causados por infecciones por microbios como *Mycoplasma* (observación personal). Esta infección por *Mycoplasma* es conocida por ser frecuente en aves y favorecer la infección secundaria por malaria (Dhondt y Dobson 2017). Por ello, la alta proporción de pericos de ala amarilla decomisados que presentaron infección por *Mycoplasma* puede favorecer la alta prevalencia de infección encontrada en este trabajo.

En nuestro estudio solo hemos podido comparar los pericos que llegaron al centro de decomiso, y quizás por ello no obtuvimos diferencias significativas en la comparativa del índice de condición corporal entre los pericos no infectados por malaria y los infectados por malaria (pero, posiblemente, de gran calidad y escasa intensidad de infección).

La infección hallada en los pericos de ala amarilla decomisados fuera de baja intensidad., esto es bastante frecuente en aves silvestres, donde las infecciones por malaria aviar generalmente halladas presentan infecciones crónicas de baja intensidad de parasitemia (Valkiūnas, 2005). Dado que los efectos negativos de los parásitos maláricos en la condición corporal están directamente relacionados con la intensidad de infección (Palinauskas et al. 2008), la baja intensidad de infección podría causar efectos mínimos en la condición corporal y no hallaríamos diferencias en la condición corporal entre infectados y no infectados.

En cambio, sí encontramos diferencias en la condición corporal según la localidad de estudio entre los pericos, presentando los *Brotogeris versicolurus* de Chullachaqui mejor condición que los estudiados en el Fundo Copa. Estas diferencias pueden deberse a la densidad de los animales decomisados en las jaulas de decomiso donde se encontraban. Así, en el Fundo Copa los ejemplares se encontraban hacinados, con una gran cantidad de pericos jaulas de pequeño tamaño. En cambio, en el centro Chullachaqui los animales decomisados se encontraban en espacios más amplios, sin condiciones de hacinamiento. En este sentido, se ha observado que el hacinamiento local de las aves incrementa con el aumento del tamaño del grupo, provocando una condición corporal baja (Freire et al. 2003), lo que concuerda con nuestros resultados.

A partir de los hallazgos encontrados, aceptamos que existen parásitos de malaria con potencial invasor en los pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* decomisados. En concreto, encontramos que estos pericos fueron infectados por *Plasmodium relictum* GRW4, un parásito haemosporidio con alto potencial invasor y que ha sido el causante de grandes mortalidades en la fauna aviar autóctona en los ambientes en los que ha sido introducido (Marzal et al. 2011).

Las traslocaciones, accidentales o intencionadas, de animales suponen un alto riesgo sanitario. Esto es debido a que cada translocación de animales salvajes se asocia con cierto riesgo de consecuencias nocivas debido a enfermedades infecciosas (Leighton 2002). Los animales que se trasladan pueden transportar nuevas enfermedades al entorno de destino o pueden adquirir enfermedades nuevas para ellos durante el procedimiento de translocación o del entorno de destino. De esta manera, el movimiento de patógenos y enfermedades a nuevos ambientes puede tener efectos nocivos importantes en la vida silvestre, la agricultura o la salud pública. Así, *P. relictum* GRW4 es el linaje parásito responsable de epizootias devastadoras en Hawái y Nueva Zelanda (Howe et al. 2012; Beadell et al. 2006).

## CAPITULO V.

### CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

#### 5.1. Conclusiones

- La relación entre la prevalencia de infección malárica y la condición corporal de pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* decomisados en dos centros de rescate de fauna, en la Provincia de San Martín; es baja no significativa, obteniéndose un coeficiente de contingencia de 0.145 y un p-valor de 0,662.

- La prevalencia de infección por malaria aviar en pericos de ala amarilla *Brotogeris versicolurus* decomisados es alta, presentando infección malárica el 50% de los ejemplares analizados.

- Al analizar las diferencias en condición corporal entre ejemplares infectados y no infectados por malaria aviar el test estadístico de Análisis de Varianza arrojó un resultado no significativo (valor de significancia a 0.492), por lo que concluimos que no hay evidencia científica de efectos patogénicos de la infección de malaria aviar en la condición corporal de individuos analizados. Esta ausencia de efectos negativos sobre la condición corporal de *Brotogeris versicolurus* analizados pudiera ser causada por una alta mortalidad de individuos con altas intensidades de infección o por la usencia de un efecto real de la infección.

- Existe un alto riesgo potencial de salud en el comercio ilegal de pericos de alas amarilla *Brotogeris versicolurus*, como muestra la presencia del linaje *Plasmodium relictum* GRW4, especie con alto potencial invasor, en los pericos de ala amarilla decomisados.

#### 5.2. Recomendaciones

- La translocación intencional de pericos mediante el comercio ilegal de especies supone una amenaza para la salud global por el riesgo de expansión de especies parásitas invasoras. Por ello se resalta la importancia de la labor de las instituciones e autoridades competentes en fauna silvestre, MINAM, SERFOR, OSINFOR, SERNANP, Autoridad Regional Ambiental, y otras entidades competentes en función a la fauna silvestre; realizar el adecuado cumplimiento de sus funciones, e implementar nuevos mecanismos para el adecuado manejo y control de la fauna silvestre con procedencia del tráfico ilegal.

- A la Autoridad Regional Ambiental, OSINFOR y SERFOR, tomar las medidas correctivas y/o sancionadoras a los centros de custodia temporal de fauna silvestre,

proporcionar que las condiciones de cautiverio de las especies decomisadas para mejorar el bienestar animal a los ejemplares incautados y evitar la proliferación de enfermedades, Recomendación para el manejo de los animales decomisados, realizar un análisis epidemiológico exhaustivo antes de ser liberados de nuevo en su medio, para minimizar el riesgo de introducción de patógenos en poblaciones. (IUCN/SCC 2002).

-Se requiere continuar con la investigación sobre el desarrollo de estudios experimentales, modificando la intensidad de infección por malaria aviar en pericos de ala amarilla para comprobar los efectos negativos de los haemosporidios en *Brotogeris versicolurus*.

## REFERENCIAS

- Allander, K. & Bennett, GF (1994). Prevalencia e intensidad de las infecciones hematozoan en una población de grandes tetras *Parus major* de Gotland, Suecia. *Revista de Biología aviar*, Vol. 25, pp. 69-74
- Atkinson, Carter & van riper, Charles. (1991). Pathogenicity and epizootiology of avian haematozoa: *Plasmodium*, *Leucocytozoon*, and *Haemoproteus*. *Bird-parasite interactions*. 19-48.
- Barracough TG, Balbi KJ, Ellis RJ (2012). Evolving concepts of bacterial species. *Evolutionary Biology*.;39:148–57.
- Beadell JS, Ishtiaq F, Covas R, Melo M, Warren BH, Atkinson CT, et al. (2006) Global phylogeographic limits of Hawaii's avian malaria. *Proceeding of the Royal Society B: Biological Science*.;273:2935–44.
- Belo N (2007). Ocorrência de *Plasmodium* spp em aves silvestres da família Psittacidae mantidas em cativeiro no Brasil. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Minas Gerais. <http://hdl.handle.net/1843/VETC-7AUN8A>
- Bennett, GF, Peirce, MA y Ashford, RW (1993). Hematozoarios aviar, la mortalidad y patogenicidad. *Journal of Natural History Londres*, vol. 26, pp. 993-1001
- Birdlife International (2019). Unión Internacional para la conservación de la Naturaleza (UICN), [Internet] [Consultada el 15 de octubre de 2019] Disponible en <https://globally-threatened-bird-forums.birdlife.org/>.
- Brightsmith Donald J., Taylor Johny and Phillips Timothy D. The Roles of Soil Characteristics and Toxin Adsorption in Avian Geophagy. *Biotropica*. 2008; 40(6): 766–774.
- Brown ME. 1996. Assessing body condition in birds. En: Nolan V, Ketterson ED, editores. *Current Ornithology*. New York: Plenum Press. p. 67–135.
- Callaway RM, Ridenour WM. (2004) Novel weapons: Invasive success and the evolution of increased competitive ability. *Frontiers in Ecology and Environment*. 436–43. *Current Topics in Malaria*.
- Calisher CHC. (2000) West Nile virus in the New World: Appearance, persistence, and adaptation to a new econiche—an opportunity taken. *Viral Immunology*. 13:411– 4.

- Cardells J, Ortega J, Martínez-Herrero M, Martínez Scharfhausen M, et al., (2014) Influencia del estado parasitario de los tordos (*Turdus* spp.) sobre su condición corporal.
- Carrillo L y Audisio M, (2007), Manual de Microbiología de los alimentos, 48.
- Chagas CR, Valkiūnas G, de Oliveira Guimarães L, et al. Diversity and distribution of avian malaria and related haemosporidian parasites in captive birds from a Brazilian megalopolis. *Malar J.* 2017; 16(1):83. Published 2017 Feb 17.
- Chen L, Gorman JJ, Mckimm-Breschkin J, Lawrence LJ, Tulloch PA, Smith BJ, Colman PM, Lawrence MC, (2001) The structure of the fusion glycoprotein of Newcastle disease virus suggests a novel paradigm for the molecular mechanism of membrane fusion. *Structure (Camb)*: 255-66.
- Cisterna R., (2007), El alfa y omega en Microbiología, 26.
- Collar, N. J., Gonzaga, L. P., Krabbe, N., Madroño Nieto, A., Naranjo, L. G., Parker, T. A. & Wege, D. C. 1992. Threatened birds of the Americas: the ICBP/IUCN Red Data Book. International Council for Bird Preservation, Cambridge, U.K. 1150 pp.
- Derraik JGB. (2006) Bitten birds. Piecing together the avian malaria puzzle. *Biosecurity New Zeal.* 16–7.
- Derraik JGB. (2004) A survey of the mosquito (Diptera: Culicidae) fauna of the Auckland Zoological park. *New Zealand Entomology.* 27:51–5.
- Derraik JGB. (2004) Exotic mosquitoes in New Zealand: A review of species intercepted, their pathways and ports of entry. *Australian and New Zealand Journal of Public Health.* 433–44.
- Diamond J. Guns (1997) Germs, and steel: The fates of human societies. Revision of Mexican Sociology. New York, USA: Random House.
- Dhondt AA, Dobson AP. Stress Hormones Bring Birds, Pathogens and Mosquitoes Together. *Trends Parasitol.* 2017;33(5):339–341. doi:10.1016/j.pt.2017.01.001
- Dawson, RD y Bortolotti, GR (2000). Efectos de los parásitos hematozoan en condiciones y las tasas de cernícalos americanos volver. *Alca*, Vol. 117, pp. 373-380.

- Durrant KL, Beadell JS, Ishtiaq F, Graves GR, Olson SL, Gering E, et al. (2006) Avian Haematozoa in South America: A comparison of temperate and tropical zones. *Ornithological Monographs*. 60:98.
- Dufva, R. & Allander, K. (1995). La variación intraespecífica en la coloración del plumaje refleja la respuesta inmune en el carbonero común ( *Parus major*) los machos. *Ecología funcional*, Vol. 9, pp. 785- 789
- Dufva, R. (1996). parasitismo sangre, la salud, el éxito reproductivo, y el volumen de los huevos en las hembras tetras grandes *Parus major*. *Revista de Biología aviar*, Vol. 27, pp. 83-87
- EcuRed (2019) Vectores biológicos. Consultado el 01:57, febrero 25, 2020 en [https://www.ecured.cu/index.php?title=Vectores\\_biol%C3%B3gicos&oldid=3376007](https://www.ecured.cu/index.php?title=Vectores_biol%C3%B3gicos&oldid=3376007)
- Fallis, AM & Desser, SS (1977). En especies de *Leucocytozoon*, *Haemoproteus*, y *Hepaticystis*. En *protozoos parásitos*, JP Kreier (Ed.), Pp. 239-266, Academic Press, ISBN 0 04 591021 9, Nueva York, EE. UU
- Forshaw J. (2006). *Parrots of the world: An identification guide*. Preston University Press. New Jersey, Estados Unidos. pp. 400.
- Forshaw J. (2010). *Parrots of the world*. UK- London: A&C Black Publishers;.p 254-255.
- Freire, R. et al., (2003). Behaviour and welfare of individual laying hens in a non-cage system. *British Poultry Science* 44:1, 22-29.
- Freitas J. (2019) “El comercio internacional de fauna silvestre Loreto, Perú”, para optar el Grado de Maestro Magister, Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.
- García-Longoria L, Hellgren O, Bensch S, De Lope F, Marzal A. (2015) Detecting transmission areas of malaria parasites in a migratory bird species. *Parasitology*; 1–6.
- Genbank página web (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/nucest/CT485923>).
- García-Longoria L, Magallanes S, de Lope F, Marzal A (2015). Biological invasions of malaria parasites and their bird hosts. in Waterman R (Ed.) *Biological invasions. Patterns, Management and Economic Impact*. Nova-Publisher, New York.

- Howe L, Castro IC, Schoener ER, Hunter S, Barraclough RK, Alley MR. (2012) Malaria parasites (*Plasmodium* spp.) infecting introduced, native and endemic New Zealand birds. *Parasitology Research*. 110:913–23.
- Homberger, D. 2006. Classification and status of wild populations of parrots. pp 3-11. En:Luescher A. (ed.). *Manual of Parrot Behavior*. Blackwell Publishing.Oxford.
- Inga G, (2017) Diversidad de parásitos haemosporidios aviarios en bosques amazónicos de Madre de Dios, en la Reserva Nacional Tambopata y el Parque Nacional Bahuaja Sonene, para optar el título profesional, Universidad Alas Peruanas.
- IUCN 2019. The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2019-2. <http://www.iucnredlist.org>. Consultada el 15 de octubre de 2019
- Izzo, J. B. (2010). "PC Pets for a Price: Combating Online and Traditional Wildlife Crime Through International Harmonization and Authoritative Policies". *William and Mary Environmental Law and Policy Journal* 34 (3).
- Korpimäki, E., Tolonen, P. & Bennett, GF (1995). parásitos de la sangre, la selección sexual y seces reproductivo de cernícalos europeos. *Ecoscience*, Vol. 2, pp 335-343
- Lacorte GA, Flix GMF, Pinheiro RRB, Chaves AV, Almeida-Neto G, Neves FS, et al. (2013) Exploring the diversity and distribution of neotropical avian malaria parasites—A molecular survey from Southeast Brazil. *PLoS One*.
- Leighton FA. (2002) Health risk assessment of the translocation of wild animals. *Rev Sci Tech* 21: 187–195
- Levin II, Outlaw DC, Vargas FH, Parker PG. (2009) *Plasmodium* blood parasite found in endangered Galapagos penguins (*Spheniscus mendiculus*). *Biological Conservation*. 142:3191–5.
- Levin II, Zwiars P, Deem SL, Geest EA, Higashiguchi JM, Iezhova TA, et al. (2013) Multiple lineages of avian malaria parasites (*Plasmodium*) in the Galapagos Islands and evidence for arrival via migratory birds. *Conservation Biology*. 27:1366–77.
- Lowe S, Browne M, Boudjelas S, De Poorter M. (2000) 100 of the World's Worst Invasive Alien Species. A selection from the Global Invasive Species Database. *Invasive Species Spec. Gr. a Spec. Gr. Species Surviv. Comm. World Conservation Union*. 12:12.

- Luescher, A. U. 2006. Manual of parrot behavior. Blackwell Publishing Ltd. Estados Unidos. pp. 330
- MalAvi. (2020) Una Base de datos para parásitos de Haemosporidios aviáres.
- Martínez J. (2010) Interrelaciones entre hospedadores, vectores y parásitos sanguíneos en poblaciones de aves silvestres. Tesis doctoral para optar al grado de Doctor en Ciencias Biológicas, Universidad de Alcalá, Madrid.
- Martínez-De-La-Puente, J.; Merino, S.; Tomás, G.; Moreno, J.; Morales, J.; Lobato, E.; García Fraile, S. & Belda, EJ (2010). El parásito de la sangre *Haemoproteus* reduce la supervivencia en un ave silvestre: Un experimento de la medicación. *Biology Letters*, Vol. 6, pp 663-665
- Marzal, A., Lope, F., Navarro, C. et al. (2005). Malarial parasites decrease reproductive success: an experimental study in a passerine bird. *Oecologia* 142: 541. <https://doi.org/10.1007/s00442-004-1757-2>
- Marzal, A., Bensch, S., Reviriego, M., Balbontin, J. and De Lope, F. (2008), Effects of malaria double infection in birds: one plus one is not two. *Journal of Evolutionary Biology*, 21: 979-987.
- Marzal A., Ricklefs RE, Valkiūnas G, Albayrak T, Arriero E, Bonneaud C, et al. (2011) Diversity, loss, and gain of malaria in a globally invasive bird. *PLoS One*.;6:8.
- Marzal A. (2012). Recent Advances in Studies on Avian Malaria Parasites. 10.5772/33730.
- Marzal A., García L., Cárdenas J., Sehgal R. (2015) Invasive avian malaria as an emerging parasitic disease in native birds of Peru. *Biological Invasions*.17:39–45.
- Marzal, A., Møller, A. P., Espinoza, K. , Morales, S. , Luján C., Cárdenas J., Mendo L., Álvarez A., González M., García L., de Lope F., Mendoza C., Iannaccone J. and Magallanes, S. (2018), Variation in malaria infection and immune defence in invasive and endemic house sparrows. *Anim Conserv*, 21: 505-514. doi:10.1111/acv.12423
- Medina-Vogel, G. (2010). Ecología de enfermedades infecciosas emergentes y conservación de especies silvestres. *Archivos de medicina veterinaria*, 42(1), 11-24. <https://dx.doi.org/10.4067/S0301-732X2010000100003>

Mendo L, Mendoza C, Guerra C, Vecco D, Cárdenas J, Marzal A. (2016), Ausencia de infección por parásitos maláricos en pihuichos (*Brotogeris versicolurus*) en Tarapoto, San Martín.

Merino, S.; Moreno, J.; Sanz, JJ & Arriero, E. (2000). Son parásitos de la sangre aviar altamente patógena ¿En la naturaleza? Un experimento de la medicación en el herrerillo (*Parus caeruleus*). *Actas de la Royal Society de Londres. B*, Vol. 267, pp. 2507-2510

Merino S, Moreno J, Vásquez RA, Martínez J, Sánchez-Monsálvez I, Estados CF, et al. (2008) Haematozoa in forest birds from Southern Chile: Latitudinal gradients in prevalence and parasite lineage richness. *Australian Ecology.*;33:329–40.

Miller GD, Hofkin BV, Snell H, Hahn A, Miller RD. (2001) Avian malaria and Marek's disease: Potential threats to Galapagos penguins *Spheniscus mendiculus*. *Marine Ornithology.*;29:43–6.

[MINAGRI] Ministerio de Agricultura. (2015). Resolución Ministerial N°0334-2015-MINAGRI, [Internet], [Consultado el 10 de enero 2020], [Disponible en <http://minagri.gob.pe/portal/resoluciones-ministeriales/rm-2015/13179-resolucion-ministerial-n-0334-2015-minagri>].

[MINAGRI] Ministerio de Agricultura. (2014). Decreto Supremo N°004-2014-MINAGRI, [Internet], [Consultado el 20 de febrero 2020], [Disponible en <http://minagri.gob.pe/portal/decreto-supremo/ds-2014/10837-decreto-supremo-n-004-2014-minagri>].

[MINAGRI] Ministerio de Agricultura. (2015). Decreto Supremo N°019-2015-MINAGRI, [Internet], [Consultado el 10 de enero 2020], [Disponible en <https://www.minagri.gob.pe/portal/decreto-supremo/ds-2015/13918-decreto-supremo-n-019-2015-minagri>].

[MINAGRI] Ministerio de Agricultura. (2015). Resolución Ministerial N° 0334-2015-MINAGRI. Calendario de Caza Comercial de Especies de Fauna Silvestre No Amenazadas de las Clases Aves, Reptiles y Mamíferos para el periodo 2015, fuera de las Áreas Naturales Protegidas por el Estado, [Internet], [Consultado el 10 de febrero 2020],

[Disponible en <http://minagri.gob.pe/portal/resoluciones-ministeriales/rm-2015/13179-resolucion-ministerial-n-0334-2015-minagri>].

[MINAGRI] Ministerio de Agricultura. (2017). Estrategia Nacional para reducir el tráfico ilegal de fauna silvestre en el Perú 2017 - 2017 y su Plan de Acción 2017 - 2017. Lima, Perú.

[MINAM] Ministerio del Ambiente. (2014). Dictamen de Extracción no perjudicial de las poblaciones de Psitácidos de importancia comercial a ser comprendidos en el Calendario de Caza Comercial de Especies de fauna silvestre no amenazadas – 2014. Peru.

Olson SL, James HF. (1982) Fossil birds from the Hawaiian Islands: Evidence for wholesale extinction by man before western contact. *Science*. 217:633–638.

[OSINFOR] Organismo de supervisión de los Recursos forestales y de fauna silvestre (2015). Decreto Supremo N°001-2008-MINAM, [Internet], [Consultado el 20 de enero 2020], [Disponible en <https://www.osinfor.gob.pe/acuerdos/cites/>].

OMS (2018) Paludismo. Consultado el 25, 2020 en <https://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/malaria>.

Palinauskas V, Valkiūnas G, Bolshakov C V, Bensch S. (2008) *Plasmodium relictum* (lineage PSGS1): Effects on experimentally infected passerine birds. *Experimental Parasitology*.120:372–80.

Peig, J. y Green, AJ (2009), Nuevas perspectivas para estimar la condición corporal a partir de datos de masa / longitud: el índice de masa escalado como método alternativo. *Oikos*, 118: 1883-1891.

Peig, J. y Green, AJ (2010), El paradigma de la condición corporal: una reevaluación crítica de los métodos actuales basados en la masa y la longitud. *Ecología Funcional*, 24: 1323-1332. doi: 10.1111 / j.1365-2435.2010.01751.x

Pérez C., (2014) “Frecuencia Histopatológica de lesiones en pulmón, hígado, riñón y bazo en pihuichos ala amarilla (*Brotogeris versicolurus*) provenientes de decomisos durante el period de octubre a noviembre del 2009. Lima-Perú”. Tesis para obtener el Título Profesional de Médico Veterinario de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

- Pires, Stephen & Clarke, Ronald. (2012). Are parrots CRAVED? An analysis of parrot poaching in Mexico. *Journal of Research in Crime and Delinquency*. 49. 122-146. 10.1177
- Prenter J, MacNeil C, Dick JTA, Dunn AM. (2004) Roles of parasites in animal invasions. *Trends in Ecology and Evolution*.; 385–90.
- Ralph CJ, Geupel GR, Pyle P, Martin TE, De Sante DF, Milá B. 1996. Manual de métodos de campo para el monitoreo de aves terrestres. General technical report. Albany, California: Pacific Southwest Research Station, Forest service, United States Department of agriculture.
- Ratti, O.; Dufva, R. & Alatalo, RV (1993). parásitos de la sangre y masculino de la aptitud de la pied mosquero. *Oecologia*, Vol. 96, pp. 410-414
- Ritchie T., (1987) Interacción entre parásitos de la malaria que infectan al mismo huésped vertebrado. *Parasitología* 96: 607–39.
- Redford, K. (1992). The empty forest. *Bioscience*, 42 (6), 412-422
- Ricopa L, y Villa Z, (2016) “Prevalencia y diversidad de hemoparásitos en aves capturadas en el Reserva Nacional Allpahuayo Mishana (RNAM), Iquitos-Perú, 2013.”, Universidad Nacional de la Amazonia Peruana.
- Rodriguez Mahecha José Vicente et al. Loros, pericos & guacamayos. Unidad de Conservación de Especies- Centro de Conservación de la Biodiversidad de los Andes. 1era Ed. Colombia; 2005. p 47-110.
- Salas T, Marzal A, Sehgal R, Cardenas J, Gonzales H, Guerra C, et al. (2016) Prevalencia y diversidad genética de parásitos maláricos de aves en la region de San Martín (Perú).
- Santiago-Alarcon D, Outlaw DC, Ricklefs RE, Parker PG. (2010) Phylogenetic relationships of haemosporidian parasites in New World Columbiformes, with emphasis on the endemic Galapagos dove. *International Journal of Parasitology*. 40:463–70.
- Sehgal N.R & Marzal A.R., 2011. Estudios de Haemosporidios aviares con Microscópio óptico. *Malaria RCN*. Research coordination Network.
- Stevenson, Robert & Woods, William. (2006). Condition indices for conservation: New uses for evolving tools. *Integrative and comparative biology*. 46. 1169-90. 10.1093/icb/icl052.

- [SERFOR] Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre (2015). Ley N° 29763 Ley Forestal y de Fauna Silvestre. Consultado el 20 de febrero 2020, Disponible en <https://www.serfor.gob.pe/wp-content/uploads/2016/03/LFFS-Y-SUS-REGLAMENTOS.pdf>
- [SERFOR] Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre (2005). Reglamento para la implementación de la CITES en el Perú. Consultado el 14 de noviembre, 2019, en [https://www.serfor.gob.pe/wp-content/uploads/2016/04/DS-N\\_-030-2005-AG-Reglamento-para-la-implementacion-de-la-CITES-Per\\_.pdf](https://www.serfor.gob.pe/wp-content/uploads/2016/04/DS-N_-030-2005-AG-Reglamento-para-la-implementacion-de-la-CITES-Per_.pdf).
- [SERFOR] Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre, Wildlife Conservation Society. (2018). Tráfico ilegal de AVES en Perú.
- Shyamal, L. (2013), Medición morfométrica de las aves, longitud, alas, pico, cabeza, tarso y cola. Consultado el 28 de mayo, 2020, en [https://es.wikipedia.org/wiki/Archivo:BirdMorpho\\_es.svg](https://es.wikipedia.org/wiki/Archivo:BirdMorpho_es.svg).
- Soares, L., Marra, P., Gray, L. and Ricklefs, R. E. (2017), The malaria parasite *Plasmodium relictum* in the endemic avifauna of eastern Cuba. *Conservation Biology*, 31: 1477-1482.
- Sodhi N. (2010) Birds. In: *Encyclopedia of Invasive Introduced Species*. Simberloff D. & Rejmanek M., editors. University of California Press. California, USA;
- Schulenberg, T. S., Stotz, D. F., Lane, D. F., O'Neill, J. P., & Parker III, T. A. (2010). *AVES DE PERÚ*. Lima, Perú.
- Travis EK, Vargas FH, Merkel J, Gottdenker N, Miller RE, Parker PG. (2006) Hematology, serum chemistry, and serology of Galapagos penguins (*Spheniscus mendiculus*) in the Galapagos Islands, Ecuador. *Journal of Wildlife Diseases*.;42:14–20.
- Tomás, G.; Merino, S.; Martínez, J.; Moreno, J. & Sanz, JJ (2005). los niveles de proteína de estrés y infección del parásito de la sangre en las tetas azules ( *Parus caeruleus*): un experimento de campo medicación. *Annales Zoologici Fennici*, Vol. 42, pp. 45-56
- Tompkins DM, Gleeson DM. (2006). Relationship between avian malaria distribution and an exotic invasive mosquito in New Zealand. *Journal of Royal Society of New Zealand*; 36:51–62.

[UNOP]. Union de ornitólogos del Perú. [Internet], [Consultado 20 de febrero 2020]. Disponible en <https://sites.google.com/site/boletinunop/checklist>.

Valkiūnas G. (2005) Avian malaria parasites and other haemosporidia. Boca Raton.

Valkiūnas, G.; Žičkus, T.; Shapoval, AP & Iezhova, TA (2006a). Efecto de *Haemoproteus belopolskyi* (Haemosporida: Haemoproteidae) de la masa corporal del Blackcap *Sylvia atricapilla*. *Journal of Parasitology*, Vol. 92, pp. 1123-1125.

Vié, J.-C.; Hilton-Taylor, C.; Stuart, S.N. (2009). *Wildlife in a Changing World – An Analysis of the 2008 IUCN Red List of Threatened Species* (PDF). Gland, Switzerland: IUCN. ISBN 978-2-8317-1063-1. Retrieved 2 May 2016.

WCS; SEFOR; MINAGRI. (2016) Manejo de animales silvestres decomisados o hallados en abandono. 2da edición. Lima, Perú.

Wakelin, D. (1996). *Immunology to parasite*, 2nd ed. Cambridge Univ. Press.

Waterman SH, Margolis HS, Sejvar JJ. Surveillance. (2015). For dengue and dengue-associated neurologic syndromes in the United States. *American Journal of Tropical Medicine Hygiene*. 92:996–8.

Weatherhead, PJ y Bennett, GF (1992). Ecología de parasitismo de tordos cabeza café por hematozoarios. *Canadian Journal of Zoology*, Vol. 70, pp. 1-7

Webster RG, Govorkova. (2006) EA. H5N1 influenza—Continuing evolution and spread. *The New England Journal of Medicine*. 2174–7.

Whiteman NK, Goodman SJ, Sinclair BJ, Walsh T, Cunningham AA, Kramer LD, et al. (2005) Establishment of the avian disease vector *Culex quinquefasciatus* Say, 1823 (Diptera: Culicidae) on the Galapagos Islands, Ecuador. *Ibis (Lond. 1859)*.147:843–7.

Williamson MH, Fitter A. (1996) The characters of successful invaders. *Biological Conservation*.78:163–7.

[WWF] World Wildlife Fund, Ley N° 29763 Ley Forestal y de Fauna Silvestre. [Internet], [Consultado 20 de febrero 2020], [Disponible en <https://www.wwf.org.pe/?257396/Ley-Forestal-y-de-Fauna-Silvestre>]

Xeno Canto Compartiendo cantos de aves de todo el mundo. [Internet], [Consultado 20 de febrero 2020]. Disponible en <https://sites.google.com/site/boletinunop/checklist>.

Anexo a: Formato de toma de datos de campo

Distrito:	La banda de Shilcayo	Provincia:	San Martín	Región:	San Martín
Nombre del tesista:	Teresa Rayud Sulas Kengifo			Institución a la que pertenece:	UPeU
Nombre del Especialista	Alfonso Parat Reynolds			Institución a la que pertenece:	Universidad de Extremadura
Fecha:	25 de Mayo 2016				

ID	Familia	Especie	Localidad	Sexo	Esperma	Tarso	Peso	Observaciones
1	Psittacidae	Protogeris- versicolorus	Chullochoqui	NA		14.45	69	Presencia de mycoplasma
2	Psittacidae	Protogeris- versicolorus	Chullochoqui	NA		13.64	74	
3	Psittacidae	Protogeris- versicolorus	Chullochoqui	NA		15.94	74	
4	Psittacidae	Protogeris- versicolorus	Chullochoqui	NA		13.5	58	Presencia de Mycoplasma
5	Psittacidae	Protogeris- versicolorus	Chullochoqui	NA		13.78	55	
6	Psittacidae	Protogeris- versicolorus	Chullochoqui	NA		13.92	67	
7	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Chullochoqui	NA		13.77	56	Presencia de Mycoplasma
8	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Chullochoqui	NA		13.75	58	
9	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Chullochoqui	M	Si	12.93	57	
10	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Chullochoqui	M	Si	13.14	71	
11	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Chullochoqui	NA		15.62	73	Presencia de mycoplasma
12	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Chullochoqui	M	Si	14.19	62	
13	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Chullochoqui	NA		14.14	55	
14	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Chullochoqui	NA		13.49	59	Presencia de mycoplasma
15	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Chullochoqui	M		13.19	67	



Distrito:	La Banda de Shilcayo	Provincia:	San Martín	Región:	San Martín
Nombre del tesista:	Teresa Raquel Solís Rengifo			Institución a la que pertenece:	UPV
Nombre del Especialista:	Alfonso Marzal Reynols			Institución a la que pertenece:	Universidad de Extremadura
Fecha:	26 de Mayo 2016				

ID	Familia	Especie	Localidad	Sexo	Esperma	Tarso	Peso	Observaciones
1	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.1	63.5	
2	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.86	60	Presencia de Mycoplasma
3	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.14	52	
4	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.48	62	
5	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.47	54	Presencia de Mycoplasma
6	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	F		13	64	
7	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	F		14.02	59	
8	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.08	58	
9	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.43	52	Presencia de Mycoplasma
10	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.08	69	
11	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.59	60	
12	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.74	53	
13	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.87	67	Presencia de Mycoplasma
14	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.25	61	
15	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.76	60	

Distrito:	La Banda de Shilcayo	Provincia:	San Martín	Región:	San Martín
Nombre del tesista:	Teresa Raquel Selva Rengifo			Institución a la que pertenece:	UPeU
Nombre del Especialista:	Alfonso Morat Reynolds			Institución a la que pertenece:	Universidad de Extremadura.
Fecha:	26 de mayo del 2016				

ID	Familia	Especie	Localidad	Sexo	Esperma	Tarso	Peso	Observaciones
16	Pittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.32	54	
17	Pittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.42	56	
18	Pittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.13	49	Presencia de micoplasma
19	Pittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.16	64	
20	Pittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.88	56	
21	Pittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.11	52	Presencia de micoplasma
22	Pittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.56	57	
23	Pittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		15	62	Presencia de micoplasma
24	Pittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13	48	
25	Pittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.45	49	
26	Pittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.66	68	
27	Pittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.39	58	
28	Pittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.9	42	
29	Pittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.53	40	
30	Pittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.46	49	

Distrito:	La Banda de Shilayo	Provincia:	Son Martín	Región:	Son Martín
Nombre del tesista:	Teresa Raquel Salas Rengifo	Institución a la que pertenece:	UPeU		
Nombre del Especialista	Alfonso Marzal Reynolds	Institución a la que pertenece:	Universidad de Extremadura		
Fecha:	26 de mayo 2016				

ID	Familia	Especie	Localidad	Sexo	Esperma	Tarso	Peso	Observaciones
31	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.46	64	Presencia de Mycoplasma
32	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.87	54	
33	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14	55	Presencia de Mycoplasma
34	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.35	51	
35	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.9	52	
36	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.68	52	
37	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.98	55	Presencia de Mycoplasma
38	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		15.98	52	
39	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.58	52	Presencia de Mycoplasma
40	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.47	48	
41	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.85	52	
42	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.25	54	Presencia de Mycoplasma
43	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		14.05	53	
44	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.07	62	
45	Psittacidae	Protogeris versicolorus	Fundo copa	NA		13.49	51	Presencia de Mycoplasma



Anexo b. Cuadro de datos calculado del índice de masa corporal escalado de las muestras de *Brotogeris versicolurus*.

ID	LOCALIDAD	INFECCIÓN	TARSO	MASA CORPORAL	LN TARSO	LN MASA CORPORAL	TARSO PROMEDIO	BSMA	INDICE DE MASA CORPORAL ESCALADO
1	Chullachaqui	No_infectado	14.45	69	2.670694415	4.234106505	13.9995	0.139	68.69689388
2	Chullachaqui	No_infectado	13.64	74	2.613006652	4.304065093			74.2680743
3	Chullachaqui	No_infectado	15.94	74	2.768831673	4.304065093			72.67674775
4	Chullachaqui	No_infectado	13.5	58	2.602689685	4.060443011			58.29364887
5	Chullachaqui	No_infectado	13.78	55	2.623218266	4.007333185			55.1209494
6	Chullachaqui	No_infectado	13.92	67	2.633326655	4.204692619			67.05305816
7	Chullachaqui	No_infectado	13.77	56	2.622492313	4.025351691			56.12881201
8	Chullachaqui	No_infectado	13.95	58	2.635479508	4.060443011			58.02856349
9	Chullachaqui	No_infectado	12.93	57	2.559550193	4.043051268			57.63314265
10	Chullachaqui	No_infectado	13.14	71	2.575661013	4.262679877			71.62806745
11	Chullachaqui	No_infectado	15.62	73	2.748552144	4.290459441			71.89701138
12	Chullachaqui	No_infectado	14.19	62	2.652537491	4.127134385			61.88362952
13	Chullachaqui	No_infectado	14.14	55	2.64900766	4.007333185			54.92370964
14	Chullachaqui	No_infectado	13.49	59	2.60194867	4.077537444			59.30481993
15	Chullachaqui	No_infectado	13.19	64	2.579458967	4.158883083			64.53206883
16	Chullachaqui	No_infectado	13.4	52	2.595254707	3.951243719			52.31731143
17	Chullachaqui	No_infectado	14.53	64	2.676215478	4.158883083			63.66997723
18	Chullachaqui	No_infectado	14.05	61	2.642622396	4.110873864			60.96947662
19	Chullachaqui	Infectado	14.74	61	2.690564887	4.110873864			60.56452644
20	Chullachaqui	Infectado	14.53	64	2.676215478	4.158883083			63.66997723
21	Chullachaqui	Infectado	13.73	63	2.61958322	4.143134726			63.1704522
22	Chullachaqui	Infectado	14.4	56	2.667228207	4.025351691			55.78086974
23	Chullachaqui	Infectado	14.53	62	2.676215478	4.127134385			61.68029044
24	Chullachaqui	Infectado	13.31	68	2.588515632	4.219507705			68.47906216
25	Chullachaqui	Infectado	14.29	70	2.659559992	4.248495242			69.80044657

26	Fundo_Copa	Infectado	14.1	63.5	2.646174797	4.151039906			63.43689381
27	Fundo_Copa	Infectado	13.86	60	2.629006994	4.094344562			60.0835801
28	Fundo_Copa	Infectado	14.14	52	2.64900766	3.951243719			51.92787093
29	Fundo_Copa	Infectado	14.48	62	2.672768387	4.127134385			61.70985136
30	Fundo_Copa	Infectado	14.47	54	2.672077541	3.988984047			53.75245137
31	Fundo_Copa	Infectado	13	64	2.564949357	4.158883083			64.66235075
32	Fundo_Copa	Infectado	14.02	59	2.640484882	4.077537444			58.98800097
33	Fundo_Copa	Infectado	14.08	58	2.644755351	4.060443011			57.95379304
34	Fundo_Copa	Infectado	14.43	52	2.669309373	3.951243719			51.78154026
35	Fundo_Copa	Infectado	14.08	69	2.644755351	4.234106505			68.94502965
36	Fundo_Copa	Infectado	13.59	60	2.609334228	4.094344562			60.24810436
37	Fundo_Copa	Infectado	13.74	53	2.620311287	3.970291914			53.13801838
38	Fundo_Copa	Infectado	13.87	67	2.629728234	4.204692619			67.08660518
39	Fundo_Copa	Infectado	14.25	61	2.656756907	4.110873864			60.84980766
40	Fundo_Copa	Infectado	14.76	60	2.691920819	4.094344562			59.56043866
41	Fundo_Copa	Infectado	14.32	54	2.661657162	3.988984047			53.83036459
42	Fundo_Copa	Infectado	14.42	56	2.668616132	4.025351691			55.77010945
43	Fundo_Copa	No_infectado	14.13	49	2.648300197	3.891820298			48.93684431
44	Fundo_Copa	Infectado	14.16	64	2.650421088	4.158883083			63.89867058
45	Fundo_Copa	Infectado	13.88	56	2.630448955	4.025351691			56.06676936
46	Fundo_Copa	Infectado	14.11	52	2.646883766	3.951243719			51.94320341
47	Fundo_Copa	No_infectado	13.56	57	2.607124283	4.043051268			57.25328364
48	Fundo_Copa	No_infectado	15	62	2.708050201	4.127134385			61.40795651
49	Fundo_Copa	No_infectado	13	48	2.564949357	3.871201011			48.49676306
50	Fundo_Copa	No_infectado	13.45	49	2.598979106	3.891820298			49.27348993
51	Fundo_Copa	Infectado	13.66	68	2.614471854	4.219507705			68.2324407
52	Fundo_Copa	Infectado	14.39	56	2.666533521	4.025351691			55.78625628
53	Fundo_Copa	Infectado	13.9	42	2.63188884	3.737669618			42.04166179
54	Fundo_Copa	Infectado	13.53	40	2.604909442	3.688879454			40.19011404

55	Fundo_Copa	Infectado	14.46	49	2.671386217	3.891820298			48.78005979
56	Fundo_Copa	No_infectado	13.46	64	2.599722324	4.158883083			64.35056311
57	Fundo_Copa	Infectado	13.87	54	2.629728234	3.988984047			54.06980119
58	Fundo_Copa	Infectado	14	55	2.63905733	4.007333185			54.99972696
59	Fundo_Copa	Infectado	14.35	51	2.663749942	3.931825633			50.82500181
60	Fundo_Copa	NA	13.9	52	2.63188884	3.951243719			52.05158126
61	Fundo_Copa	NA	13.68	56	2.615934912	4.025351691			56.17999555
62	Fundo_Copa	Infectado	14.98	55	2.706715978	4.007333185			54.4849038
63	Fundo_Copa	No_infectado	15.98	52	2.77133794	3.951243719			51.0523588
64	Fundo_Copa	NA	13.58	56	2.608598122	4.025351691			56.23731791
65	Fundo_Copa	Infectado	13.47	48	2.60046499	3.871201011			48.25794038
66	Fundo_Copa	NA	13.85	52	2.628285233	3.951243719			52.0776605
67	Fundo_Copa	NA	13.25	54	2.583997552	3.988984047			54.41459407
68	Fundo_Copa	NA	14.05	53	2.642622396	3.970291914			52.97347968
69	Fundo_Copa	No_infectado	13.04	62	2.568021556	4.127134385			62.61490778
70	Fundo_Copa	No_infectado	13.49	51	2.60194867	3.931825633			51.26348842
71	Fundo_Copa	No_infectado	14.07	65	2.644044871	4.17438727			64.95463072
72	Fundo_Copa	No_infectado	13.88	51	2.630448955	3.931825633			51.06080781
73	Fundo_Copa	No_infectado	13.47	65	2.60046499	4.17438727			65.34929426
74	Fundo_Copa	No_infectado	13.41	62	2.596000697	4.127134385			62.37186502
75	Fundo_Copa	No_infectado	13.83	63	2.626840146	4.143134726			63.10676349
76	Fundo_Copa	No_infectado	13.94	54	2.634762405	3.988984047			54.03197909
77	Fundo_Copa	No_infectado	14.81	65	2.695302628	4.17438727			64.49348487
78	Fundo_Copa	No_infectado	13.3	49	2.587764035	3.891820298			49.35036202
79	Fundo_Copa	No_infectado	14.65	46	2.684440335	3.828641396			45.71050747
80	Fundo_Copa	No_infectado	13.65	57	2.613739522	4.043051268			57.2006624

Anexo c: Documentos de depósitos, y transporte de las muestras de estudio por las entidades competentes para el desarrollo de la investigación.



UNIVERSIDAD RICARDO PALMA

FORMAMOS SERES HUMANOS PARA UNA CULTURA DE PAZ

Museo de Historia Natural

"Vera Alleman Haeghebaert"

### CONSTANCIA

### DEPÓSITO DE MATERIAL BIOLÓGICO


La Directora del Museo de Historia Natural de la Universidad Ricardo Palma deja constancia que:

**Doctor Alfonso Marzal Reynolds** identificado con Pasaporte **AAA 586484**, Departamento de Anatomía, Biología Celular y Zoología de la Universidad de Extremadura, ha realizado el **depósito de 560 muestras de plumas, sangre y frotis de aves**, del periodo de colecta: Mayo - Junio 2016, en el departamento de San Martín con los códigos del P16001 al P16560 de. El material biológico es dejado en condición de custodia, el cual será enviado a España para su determinación y posterior devolución al Museo.

Se emite la presente constancia para los fines que el interesado considere pertinente.

Surco, 06 de Mayo de 2016

UNIVERSIDAD RICARDO PALMA  
MUSEO DE HISTORIA NATURAL

  
L.C. MERCEDES GÓZALES DE LA CRUZ  
DIRECCIÓN

Surco, 06 de junio de 2016

**OFICIO N° 046-2016-MHN-D**

**A QUIEN CORRESPONDA**

**Atención:** Identificación taxonómica

De mi mayor consideración:

Por medio de la presente, deseo saludarlo y a la vez poner en su conocimiento, que el Museo de Historia Natural de la Universidad Ricardo Palma en el marco de su programa de investigaciones viene realizando estudios científicos interdisciplinarios sobre la fauna de invertebrados parásitos de aves silvestres del Perú.

De acuerdo con la bibliografía científica existente y los estudios realizados por investigadores de nuestra institución, se llega a la conclusión que es altamente probable la existencia de nuevas especies que necesitan una determinación taxonómica especializada y que además hace imposible determinar cuántas especies han sido colectadas y por lo tanto diferenciarlas adecuadamente para su depósito en nuestra colección taxonómica en el área de zoología. Además, considerando que en el Perú no existen investigadores especializados en estos grupos taxonómicos, se hace necesario que estos sean enviados a laboratorios especializados para su determinación taxonómica.

Por las razones expuestas, hemos tenido a bien autorizar el envío de material taxonómico pertenecientes al orden Haemosporina que engloban organismos endoparásitos y artrópodos ectoparásitos de aves domésticas y silvestres colectadas en diversas zonas de nuestro país como Lima, Huánuco, Tarapoto e Iquitos, cuyos permisos de colecta han sido gestionados por las autoridades locales correspondientes en coordinación con el Museo de Historia Natural de la Universidad Ricardo Palma, al cual podrán ser requeridos los documentos mencionados.

Este material (560 muestras biológica conservadas en agua fosfatada SET, 70 muestras biológicas conservadas en formalina, 70 muestras biológicas conservadas en tampón fosfato, 560 extensiones biológicas en portaobjetos) está siendo transportado por el investigador Profesor Alfonso Marzal Reynolds, del departamento de Anatomía, Biología Celular y Zoología de la Universidad de Extremadura, España, para su determinación taxonómica, habiendo siendo entregado en calidad de custodia al investigador mencionado para su transporte en las mejores condiciones que permitan su estudio futuro sin mayores complicaciones. Dichas muestras fueron colectadas según el permiso concedido por el SERFOR con número de resolución 200-2016-SERFOR/DGGSPFFS, cuya copia se adjunta.

Por medio de una carta de entendimiento firmada por la Universidad de Extremadura y el Museo de Historia Natural, el investigador extranjero se compromete a enviar el material luego de su identificación taxonómica para su respectivo depósito en nuestra institución.

Agradeciendo de antemano su atención a la presente, aprovecho la oportunidad para expresarle mi gran estima y consideración personal.

Atentamente,



Dr. José Iannaccone Oliver  
**Presidente del COPANEO 2016**

Surco, 06 de junio de 2016

**OFICIO N° 046-2016-MHN-D**

**A QUIEN CORRESPONDA**

**Atención:** Identificación taxonómica

De mi mayor consideración:

Por medio de la presente, deseo saludarlo y a la vez poner en su conocimiento, que el Museo de Historia Natural de la Universidad Ricardo Palma en el marco de su programa de investigaciones viene realizando estudios científicos interdisciplinarios sobre la fauna de invertebrados parásitos de aves silvestres del Perú.

De acuerdo con la bibliografía científica existente y los estudios realizados por investigadores de nuestra institución, se llega a la conclusión que es altamente probable la existencia de nuevas especies que necesitan una determinación taxonómica especializada y que además hace imposible determinar cuántas especies han sido colectadas y por lo tanto diferenciarlas adecuadamente para su depósito en nuestra colección taxonómica en el área de zoología. Además, considerando que en el Perú no existen investigadores especializados en estos grupos taxonómicos, se hace necesario que estos sean enviados a laboratorios especializados para su determinación taxonómica.

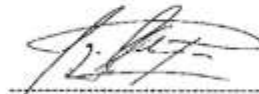
Por las razones expuestas, hemos tenido a bien autorizar el envío de material taxonómico pertenecientes al orden Haemosporina que engloban organismos endoparásitos y artrópodos ectoparásitos de aves domésticas y silvestres colectadas en diversas zonas de nuestro país como Lima, Huánuco, Tarapoto e Iquitos, cuyos permisos de colecta han sido gestionados por las autoridades locales correspondientes en coordinación con el Museo de Historia Natural de la Universidad Ricardo Palma, al cual podrán ser requeridos los documentos mencionados.

Este material (560 muestras biológica conservadas en agua fosfatada SET, 70 muestras biológicas conservadas en formalina, 70 muestras biológicas conservadas en tampón fosfato, 560 extensiones biológicas en portaobjetos) está siendo transportado por el investigador Profesor Alfonso Marzal Reynolds, del departamento de Anatomía, Biología Celular y Zoología de la Universidad de Extremadura, España, para su determinación taxonómica, habiendo siendo entregado en calidad de custodia al investigador mencionado para su transporte en las mejores condiciones que permitan su estudio futuro sin mayores complicaciones. Dichas muestras fueron colectadas según el permiso concedido por el SERFOR con número de resolución 200-2016-SERFOR/DGGSPFFS, cuya copia se adjunta.

Por medio de una carta de entendimiento firmada por la Universidad de Extremadura y el Museo de Historia Natural, el investigador extranjero se compromete a enviar el material luego de su identificación taxonómica para su respectivo depósito en nuestra institución.

Agradeciendo de antemano su atención a la presente, aprovecho la oportunidad para expresarle mi gran estima y consideración personal.

Atentamente,



Jorge Cárdenas Callirgos  
Coordinador General de GHI-Perú





En uso de las atribuciones conferidas por el artículo 53° del Reglamento de Organización y Funciones del Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre-SERFOR, aprobado por Decreto Supremo N° 007-2013-MINAGRI, el mismo que en su literal "g" del mencionado artículo señala como una de las funciones de la Dirección General de Gestión Sostenible del Patrimonio Forestal y de Fauna Silvestre, la de otorgar permisos de investigación o de difusión cultural con o sin colecta de flora y fauna silvestre y sus recursos genéticos.

**SE RESUELVE:**

**Artículo 1°.-** Otorgar la autorización con fines de investigación científica de fauna silvestre, al señor Jorge Manuel Cárdenas Callirgos, correspondiéndole el Código de Autorización N° AUT-IFS-2016-024.

**Artículo 2°.-** La autorización indicada en el artículo precedente incluye la captura temporal de aves, de ejemplares de diferentes especies neotropicales y ejemplares de aves exóticas, de las especies: *Passer domesticus*, *Sicalis flaveola* y *Columba livia*; para toma de datos morfométricos; colecta de ectoparásitos; colecta de muestras de sangre, plumas, heces y contenido de la glándula uropigial para la realización de análisis moleculares sin fines comerciales; y colecta de muestras de semen, para los casos que sea posible realizar la colecta, precisándose que la muestra de semen colectada deberá ser fijada en formaldehído al 10%. Asimismo, la colecta definitiva de especímenes de aves, si ocurriese la muerte accidental de éstos durante la sujeción y manipulación, en el distrito de Rupa Rupa, provincia de Leoncio Prado y distrito de Tomay Kichwa, provincia de Ambo, departamento de Huánuco; en el Centro URKU, distrito y provincia de Tarapoto, departamento de San Martín, y en la provincia y departamento de Lima, en las instalaciones o jurisdicciones de los siguientes establecimientos e instituciones: Parque Zonal Huiracocha, distrito de San Juan de Lurigancho, Parque Zonal Cahuide, distrito de Ate-Vitarte, Parque Zonal Huáscar, distrito de Villa El Salvador, Parque Zonal Lloque Yupanqui, distrito de Los Olivos, Parque Zonal Cápac Yupanqui, distrito de Rímac, Parque de Los Anillos, distrito de Ate-Vitarte, Parque de la Exposición, distrito de Lima, Estación de Anillamiento Santa Eulalia, distrito de Huarochirí, Estación de Anillamiento Universidad Nacional Agraria La Molina, distrito de La Molina, y Estación de Anillamiento Universidad Nacional Federico Villarreal, distrito de El Agustino; fuera de Áreas Naturales Protegidas, solicitada como parte del proyecto titulado: "Interacción hospedador-patógeno y cambio global: Patrones geográficos e invasión malárica", por el periodo de tres (03) años; contados a partir del día siguiente de la notificación de la presente resolución, y en el que participarán los siguientes investigadores:

NOMBRE	FUNCIÓN	NACIONALIDAD	DOCUMENTO	N°
JORGE MANUEL CÁRDENAS CALLIRGOS	Investigador Principal	Peruana	DNI	09679016
ALFONSO MARZAL REYNOLDS	Co-investigador	Española	PAS	AAA586484
SERGIO MAGALLANES ARGANY	Co-investigador	Nicaragüense	PAS	AAJ767377
CHARLENE MILAGROS LUJÁN VEGA	Co-investigadora	Peruana	DNI	43021183
DANIEL GONZALO WU AQUIJE	Voluntario	Peruana	DNI	72567253
MARÍA JOSÉ SEVILLA ACOSTA	Voluntaria	Peruana	DNI	70453262
MÓNICA LALHESKA CAMA ROMERO	Voluntaria	Peruana	DNI	73213806
ANA CLAUDIA GRANDE RAMÍREZ	Voluntaria	Peruana	DNI	75546091
LEONARDO RENZO FERNÁNDEZ ALCÁNTARA	Voluntario	Peruana	DNI	72000598
YESSICA ELIZABETH VILCA HERRERA	Voluntaria	Peruana	DNI	70066870
KARLA JIMENA QUI/SPE RAMOS	Voluntaria	Peruana	DNI	70335453



**Artículo 8°.-** Notificar la presente Resolución al señor Jorge Manuel Cárdenas Callirgos y transcribirla a la Dirección General de Información y Ordenamiento Forestal y de Fauna Silvestre y a la Administración Técnica Forestal y de Fauna Silvestre de Lima del SERFOR; a la Dirección Regional de Agricultura del Gobierno Regional de Huánuco; y a la Dirección Ejecutiva de Administración y Conservación de los Recursos Naturales del Gobierno Regional de San Martín.

**Artículo 9°.-** Disponer la publicación de la presente Resolución en el Portal Web del Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre: [www.serfor.gob.pe](http://www.serfor.gob.pe).

Regístrese y comuníquese

A handwritten signature in black ink, appearing to read "Mirbel Alberto Epiquién Rivera".

**Bigo. Mirbel Alberto Epiquién Rivera**  
Director General  
Dirección General de Gestión Sostenible del  
Patrimonio Forestal y de Fauna Silvestre  
Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre – SERFOR



Dpto. de Anatomía, Biología Celular y Zoología

Área de Zoología

Facultad de Ciencias (Biológicas)

Campus Universitario. Avda. de Elvas s/n

06071. Badajoz ESPAÑA

Tif. y Fax: (34) 924 289 417

**Dr. ALFONSO MARZAL REYNOLDS, PROFESOR TITULAR DEL DEPARTAMENTO DE ANATOMÍA, BIOLOGÍA CELULAR Y ZOOLOGÍA DE LA UNIVERSIDAD DE EXTREMADURA**

**CERTIFICA** que la señorita **Teresa Raquel Salas Rengifo** forma parte de mi equipo de investigación desde el año 2012, fecha de comienzo de las labores de investigación conjuntas de mi laboratorio de investigación en Tarapoto.

Y, en virtud de la Resolución de Dirección General de Gestión Sostenible del Patrimonio Forestal y de Fauna Silvestre (SERFOR/DGGSPFFS) de la República del Perú, con número de referencia 200-2016-SERFOR/DGGSPFFS, donde se me autoriza mediante el informe técnico emitido por SERFOR/DGGSPFFS número 0530-2016- SERFOR/DGGSPFFS-DGSPFS (fecha 2 de junio del 2016), donde se nos autoriza el análisis de malaria aviar para determinar la presencia e impacto de parásitos invasores en aves silvestres del Perú.

**AUTORIZO** a la señorita **Teresa Raquel Salas Rengifo**, como miembro de mi equipo de investigación, a el análisis de las 80 muestras de *Drotogeris versicolorus* obtenidas.

Y para que así conste, se expide la presente certificación en Badajoz a 21 de diciembre de 2018

Dr. Alfonso Marzal

Alfonso Marzal, PhD.

Department of Zoology

University of Extremadura

Avda. Elvas s/n 06071 BADAJOZ SPAIN

tel/fax 0034 924289300 ext 86119

e-mail: [amarzal@unex.es](mailto:amarzal@unex.es)

## Anexo e: Panel Fotográfico



Figura 18: Identificación de *Brotogeris versicolurus* en el Libro de Aves de Perú.



Figura 19: Condiciones de cautiverio de *Brotogeris versicolurus* en el Fundo Copa



*Figura 20.* Captura de los individuos para la toma de muestras en Chullachaqui.



*Figura 21.* Captura de los individuos para la toma de muestras en Chullachaqui.



Figura 22. Especies de *Brotogeris versicolurus* a la espera de poder ser analizados



Figura 23. Observación del estado del individuo de *Brotogeris versicolurus*.



Figura 24: Toma de la medida del tarso de individuos de *Brotogeris versicolurus*.



Figura 25. Toma de muestra de la vena braquial de la *Brotogeris versicolurus*.



Figura 26. Proceso de la extracción de la muestra de sangre de *Brotogeris versicolurus*.

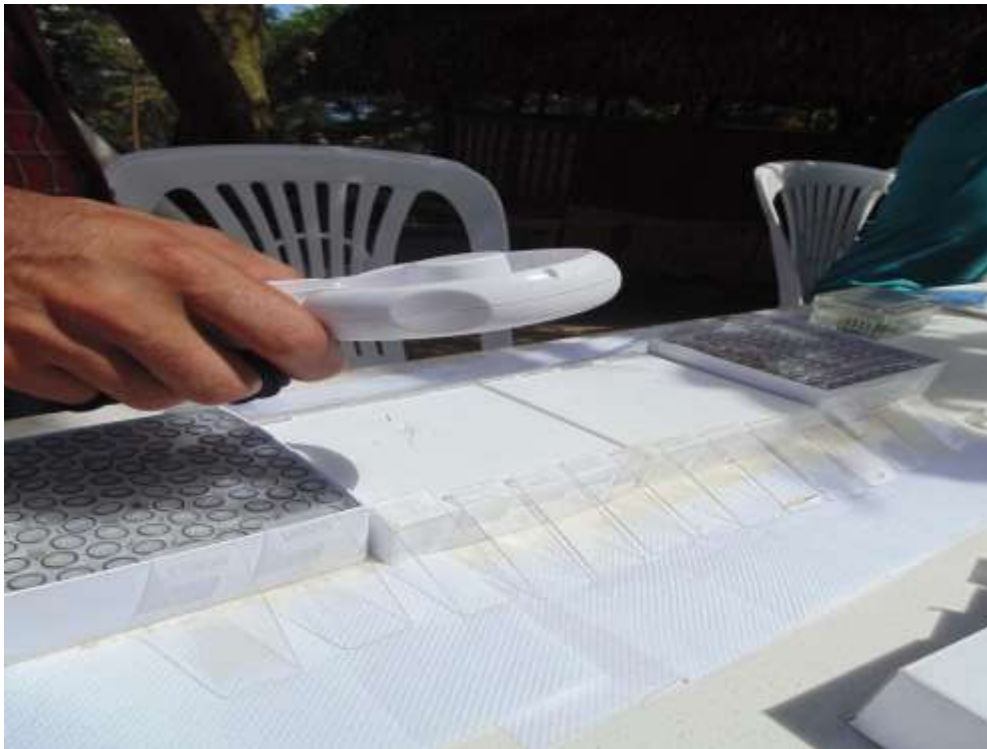


Figura 27. Secado de las láminas con muestra de sangre de *Brotogeris versicolurus*.

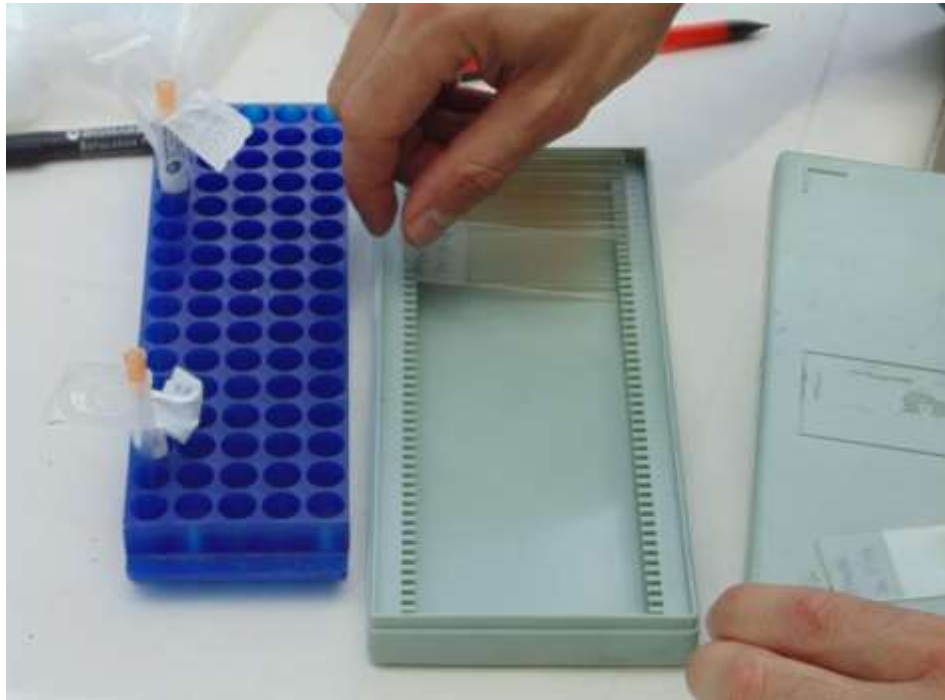


Figura 28. Ubicando las láminas con muestras de sangre de *Brotogeris versicolurus* para su posterior análisis.



Figura 29. Equipo de trabajo apoyando en la toma de muestra de los individuos de *Brotogeris versicolurus*.



Figura 30. Parte del equipo de trabajo multidisciplinario apoyando el proyecto de investigación.



Figura 31. Presencia de parásitos maláricos en las muestras de sangre analizadas de *Brotogeris versicolurus*.

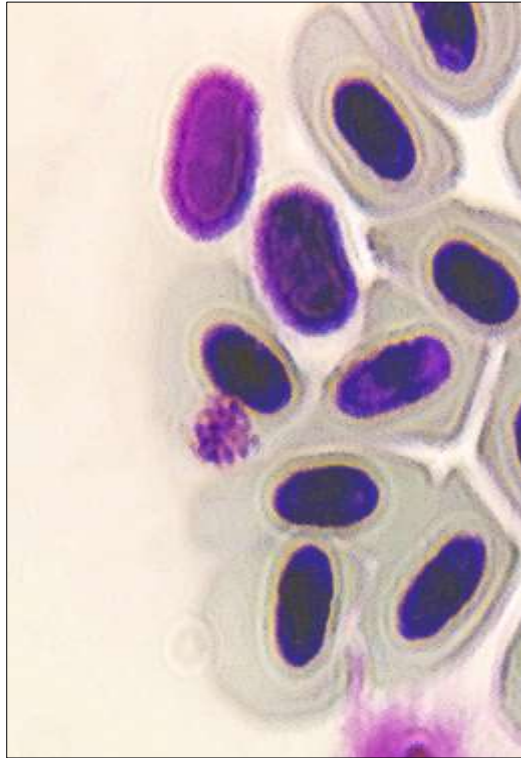


Figura 32. Presencia de parásitos maláricos en las muestras de sangre analizadas de *Brotogeris versicolurus*.

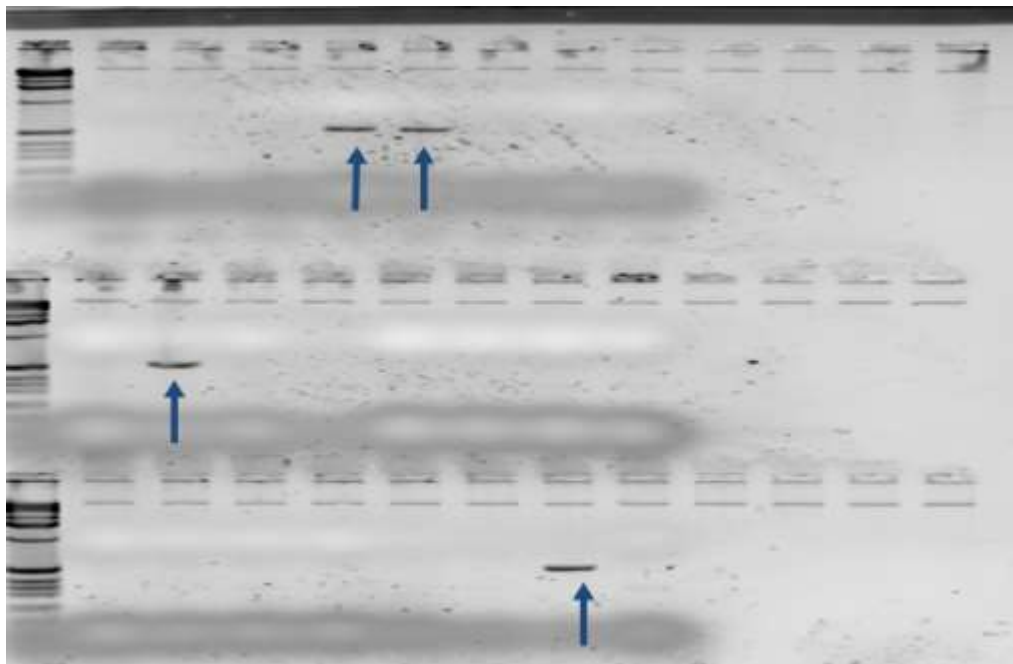


Figura 33. Resultados de la muestra analizadas corridas en electroforesis en gel de agarosa revelados mediante un documentador de geles.