



**UNIVERSIDAD AGRARIA DEL ECUADOR**

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA  
CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA**

**TRABAJO DE TITULACIÓN COMO REQUISITO PREVIO PARA  
LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE  
MÉDICA VETERINARIA**

**DETERMINACIÓN DE HEMOPARÁSITOS Y PARÁSITOS  
GASTROINTESTINALES EN LA FAUNA SILVESTRE  
PRESENTE EN EL JARDÍN BOTÁNICO DE GUAYAQUIL**

**AUTORA**

**SALAZAR SUAREZ DAYSE NICOLE**

**TUTORA**

**DRA. PIÑA PAUCAR ANA LUCIA, MSc**

**GUAYAQUIL, ECUADOR**

**2024**



**UNIVERSIDAD AGRARIA DEL ECUADOR**  
**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**  
**CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA**

**APROBACIÓN DEL TUTOR**

El suscrito, docente de la Universidad Agraria del Ecuador, en mi calidad de Tutor, certifico que el presente trabajo de titulación: DETERMINACIÓN DE HEMOPARÁSITOS Y PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN LA FAUNA SILVESTRE PRESENTE EN EL JARDÍN BOTÁNICO DE GUAYAQUIL, realizado por la estudiante SALAZAR SUAREZ DAYSE NICOLE; con cédula de identidad N°0932260318 de la carrera MEDICINA VETERINARIA, Unidad Académica Guayaquil, ha sido orientado y revisado durante su ejecución; y cumple con los requisitos técnicos y legales exigidos por la Universidad Agraria del Ecuador; por lo tanto, se aprueba la presentación del mismo.

Atentamente,

---

Dra. Piña Paucar Ana Lucía, MSc.

Guayaquil, 1 de febrero del 2024



**UNIVERSIDAD AGRARIA DEL ECUADOR  
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA  
CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA**

**APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE SUSTENTACIÓN**

Los abajo firmantes, docentes designados por el H. Consejo Directivo como miembros del Tribunal de Sustentación, aprobamos la defensa del trabajo de titulación: “DETERMINACIÓN DE HEMOPARÁSITOS Y PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN LA FAUNA SILVESTRE PRESENTE EN EL JARDÍN BOTÁNICO DE GUAYAQUIL”, realizado por la estudiante SALAZAR SUÁREZ DAYSE NICOLE, el mismo que cumple con los requisitos exigidos por la Universidad Agraria del Ecuador.

Atentamente,

\_\_\_\_\_  
**DRA. SILVIA FLOR ALVAREZ, MSc  
PRESIDENTE**

\_\_\_\_\_  
**MVZ. CESAR CARRILLO CEDEÑO, MSc  
EXAMINADOR PRINCIPAL**

\_\_\_\_\_  
**MVZ. IVONNE ESPAÑA GARCIA, MSc  
EXAMINADOR PRINCIPAL**

\_\_\_\_\_  
**DRA. ANA LUCIA PIÑA PAUCAR, MSc  
EXAMINADOR SUPLENTE**

Guayaquil, 21 de agosto del 2024

## **DEDICATORIA**

A mi mamá, hermanas, familia y amigos que contribuyeron y apoyaron de alguna forma a culminar la carrera. A mi papá de quien heredé el amor por los animales y se que desde el cielo estaría orgulloso.

## **AGRADECIMIENTO**

A Dios por darme fuerza y sabiduría para avanzar en mi proyecto. A mi mamá y hermana Viviana, por ayudarme y cuidarme a lo largo de la carrera, a la Dra. Lucila Sylva y la Dra. Anita Piña por enseñarme, apoyarme y tenerme paciencia. También agradezco a mis amigos Andrés, Génesis y Rubén por apoyarme en este proyecto; a todos los aprecio mucho.

### **Autorización de Autoría Intelectual**

Yo, SALAZAR SUAREZ DAYSE, en calidad de autora del proyecto realizado, sobre “DETERMINACIÓN DE HEMOPARÁSITOS Y PARÁSITOS GASTROINTESTINALES DE LA FAUNA SILVESTRE PRESENTE EN EL JARDÍN BOTÁNICO DE GUAYAQUIL” para optar el título de MEDICA VETERINARIA, por la presente autorizo a la UNIVERSIDAD AGRARIA DEL ECUADOR, hacer uso de todos los contenidos que me pertenecen o parte de los que contienen esta obra, con fines estrictamente académicos o de investigación.

Los derechos que como autora me correspondan, con excepción de la presente autorización, seguirán vigentes a mi favor, de conformidad con lo establecido en los artículos 5, 6, 8; 19 y demás pertinentes de la Ley de Propiedad Intelectual y su Reglamento.

Guayaquil, 1 de febrero del 2024

---

SALAZAR SUAREZ DAYSE NICOLE  
C.I. 0932260318

## RESUMEN

El objetivo de este estudio fue determinar la presencia de hemoparásitos y parásitos gastrointestinales en la fauna silvestre presente en el Jardín botánico, ubicado en las orquídeas. Sitio en el cual se recolectaron muestras sanguíneas extraídas de la vena braquial (psitácidas) vena femoral (monos) y vena coccígea dorsal (tortugas) con las cuales se realizaron frotis sanguíneo y buffy-coat; mientras que con las muestras de heces tomadas del aislamiento de los ejemplares en estudio y se realizaron los siguientes métodos directo, flotación y de Baermann con la finalidad de detectar parásitos. Mediante el frotis sanguíneo se logró hallar hemoparásitos como *Haemogregarina sp* (*Chelonoidis denticulata*) y *Babesia sp* (*Saimiri sciureus s*); y en heces se halló *Isospora sp*, *Eimeria sp*, *Ascaridia sp*, *Capillaria sp*, *Entamoeba sp*, *Trichuris sp* y *Blastocystis sp*. De estos individuos positivos se pudo establecer que el 29,17% presentó diarreas, el 20,83% heces con alimento no digerido, el 33,33% presentó alteraciones en la piel, pelaje o caparazón, el 50,01% con adelgazamiento y el 12,5% presentó letargia en el momento de ser tomadas las muestras.

**Palabras claves:** *parásitos, hemoparásitos, fauna silvestre, signos, muestras.*

## ABSTRACT

The objective of this study was to determine the presence of hemoparasites and gastrointestinal parasites in wildlife present in the Botanical Garden, located in the orchids. Blood samples were collected from the brachial vein (psitacidae), femoral vein (monkeys) and dorsal coccygeal vein (turtles) with which blood smear and buffy-coat were performed; while with the stool samples taken from the isolation of the specimens under study and the following direct, flotation and Baermann methods were performed in order to detect parasites. By means of the blood smear, hemoparasites such as Haemogregarina sp (Chelonoidis denticulata) and Babesia sp (Saimiri sciureus s) were found; and in feces, Isospora sp, Eimeria sp, Ascaridia sp, Capillaria sp, Entamoeba sp, Trichuris sp and Blastocystis sp were found. Of these positive individuals, 29.17% presented diarrhea, 20.83% presented feces with undigested food, 33.33% presented alterations in the skin, fur or shell, 50.01% presented thinning and 12.5% presented lethargy at the time the samples were taken.

**Key words:** *parasites, hemoparasites, wildlife, signs, sample*

## ÍNDICE GENERAL

APROBACIÓN DEL TUTOR .....	II
APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE SUSTENTACIÓN .....	III
DEDICATORIA .....	iv
AGRADECIMIENTO .....	v
Autorización de Autoría Intelectual .....	vi
RESUMEN .....	vii
ABSTRACT.....	viii
ÍNDICE GENERAL.....	ix
ÍNDICE DE ANEXOS .....	xii
ÍNDICE DE TABLAS.....	xiii
<b>1. INTRODUCCIÓN .....</b>	<b>14</b>
1.1 Antecedentes del problema.....	14
1.2 Planteamiento y formulación del problema .....	15
1.2.1 Planteamiento del problema .....	15
1.2.2 Formulación del problema .....	16
1.3 Justificación de la investigación .....	16
1.4 Delimitación de la investigación .....	17
1.5 Objetivo general .....	17
1.6 Objetivos específicos.....	17
<b>2. MARCO TEÓRICO .....</b>	<b>18</b>
2.1 Estado del arte.....	18
2.2 Bases teóricas .....	19
2.2.1. Aves.....	20
2.2.1.1. Psitácidas .....	20
2.2.1.2. Hemoparásitos .....	20
2.2.1.3. Parásitos gastrointestinales .....	22
2.2.1.3.1. Protozoarios .....	22
2.2.1.3.2. Nemátodos.....	23
2.2.1.3.3. Cestodos.....	25
2.2.2. Mamíferos .....	26
2.2.2.1. Primates .....	26
2.2.2.3. Hemoparásitos .....	26
2.2.2.4. Parásitos gastrointestinales .....	27

2.2.2.4.1. <i>Protozoarios</i> .....	27
2.2.2.4.2. <i>Nematodos</i> .....	29
2.2.2.4.3. <i>Cestodos</i> .....	32
2.2.3. <i>Reptiles</i> .....	33
2.2.3.1. <i>Hemoparásitos</i> .....	33
2.2.3.2. <i>Parásitos gastrointestinales</i> .....	35
2.2.3.2.1. <i>Protozoos</i> .....	35
2.2.3.2.2. <i>Nematodos</i> .....	37
2.2.4. <i>Métodos diagnósticos</i> .....	38
2.2.4.1. <i>Métodos hematológicos</i> .....	38
2.2.4.2. <i>Métodos coproparasitológicos</i> .....	38
2.3 <i>Marco legal</i> .....	39
3. <b>MATERIALES Y MÉTODOS</b> .....	43
3.1 <i>Enfoque de la investigación</i> .....	43
3.1.1 <i>Tipo de investigación</i> .....	43
3.1.2 <i>Diseño de investigación</i> .....	43
3.2.1 <i>Variables</i> .....	43
3.2.1.1. <i>Variable independiente</i> .....	43
3.2.1.2. <i>Variable dependiente</i> .....	43
3.2.2 <i>Diseño experimental</i> .....	43
3.2.3 <i>Recolección de datos</i> .....	43
3.2.3.1. <i>Recursos</i> .....	43
3.2.3.2. <i>Métodos y técnicas</i> .....	44
3.2.4 <i>Análisis estadístico</i> .....	45
3.2.4.1. <i>Población y muestra</i> .....	45
4. <b>RESULTADOS</b> .....	46
4.1 <i>Diferenciación de hemoparásitos presente en las especies en el Jardín Botánico</i> .....	46
4.2 <i>Identificación de parásitos gastrointestinales presentes en la fauna silvestres del jardín botánico</i> .....	47
4.3 <i>Signos encontrados en la fauna silvestre afectada por de hemoparásitos y parásitos gastrointestinales</i> .....	49
5. <b>DISCUSIÓN</b> .....	50
6. <b>CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES</b> .....	52

<b>6.1</b>	<b>Conclusiones.....</b>	<b>52</b>
<b>6.2</b>	<b>Recomendaciones.....</b>	<b>52</b>
	<b>BIBLIOGRAFÍA .....</b>	<b>53</b>
	<b>ANEXOS .....</b>	<b>64</b>

## ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Tesista censando animales presentes en el jardín botánico .....	64
Anexo 2. Toma de muestras .....	64
Anexo 3. Análisis de muestras extraídas .....	64
Anexo 4. Técnicas coprológicas aplicadas .....	65
Anexo 5. Frotis sanguíneo con <i>Babesia sp</i> de <i>S. sciureus cassiquiarensis</i> .....	65
Anexo 6. Frotis sanguíneo de <i>C. denticulata</i> positiva a <i>Haemogregarina sp</i> ...	66
Anexo 7. Frotis sanguíneo de Psitácidas negativas a hemoparásitos .....	66
Anexo 8. Parásitos gastrointestinales encontrados en el estudio .....	66

## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. ....	46
<i>Total de positivos a hemoparásitos encontrados en la fauna silvestre del Jardín Botánico</i> .....	
Tabla 2. ....	46
<i>Presencia de hemoparásitos por técnica usada en la fauna silvestre del jardín botánico</i> .....	
Tabla 3. ....	47
<i>Total de positivos a parásitos gastrointestinales representado por especies de la fauna silvestre del Jardín Botánico</i> .....	
Tabla 4. ....	48
<i>Infecciones simples y múltiples de parásitos hallados en la fauna silvestre del jardín botánico</i> .....	
Tabla 5. ....	48
<i>Parásitos detectados en cada una de las técnicas empleadas en el estudio de la fauna silvestre del Jardín Botánico</i> .....	
Tabla 6. ....	49
<i>Signos encontrados por inspección física directa en la fauna silvestre estudiada del Jardín Botánico de Guayaquil</i> .....	

## 1. INTRODUCCIÓN

### 1.1 Antecedentes del problema

Ecuador es un país biodiverso que cuenta con la presencia de flora y fauna de que ha permitido que sea reconocido por llamar la atención de los turistas los cuales quedan encantados con los paisajes y la fauna que adornan su vista; por lo que queda mucho por estudiar en base a estas especies presentes en el país para su conservación y preservación (Moreno M. I., 2020).

Con el paso de los años, a la fauna silvestre presente en el Ecuador se le ha dado importancia como lo merece, a pesar que hay más especialistas sobre animales exóticos y silvestres, la población en general no toma en serio la preservación de estas especies; por lo que cae en mano no solo del estado sino también otras entidades promover la educación ambiental y orientar a la población sobre el cuidado de esta. Mientras que para el Médico Veterinario queda la responsabilidad de llevar un correcto control de enfermedades o alteraciones que puedan afectar la salud de estos animales, pues estos, podrían provocar pérdidas de los individuos y así disminuir el número de las poblaciones de estas especies que no solo están presentes en el Jardín Botánico de Guayaquil, sino también en otros centros y ciudades (Alvarado , Azua, & Chamorro, 2010).

El Jardín Botánico de Guayaquil es una reserva de 5 hectáreas ubicado en Guayaquil, Ecuador. Este lugar tiene como objetivo la conservación, investigación, divulgación y enseñanza de las especies que se encuentran bajo su cuidado. El Jardín Botánico fue creado por la asociación ecuatoriana de Orquideología en 1979 y luego de 10 años fue abierto al público, desde entonces ha recibido la visita de millares de personas nacionales y extranjeras. Después de algunos años empezó a recibir fauna silvestre, decomisada por tráfico ilegal o rescatada de lugares donde no se encontraban en buenas condiciones, lo cual hizo que la presencia de estas especies llamara la atención de visitantes y de instituciones educativas con el fin de incentivar el cuidado y preservación de estas especies (Jepson, 2011).

Actualmente el Jardín Botánico de Guayaquil presenta diferentes especies entre las que se encuentran papagayos, loros, mamíferos, mono ardilla y reptiles como tortugas molinos y charapas; de los cuales no han tenido o no tienen un control extensivo que permita evaluar el estado o la presencia de patógenos que puedan causar daño a su salud, aumentando el riesgo de que desaparezcan o hasta

provocar su extinción. Es fundamental el monitoreo de la carga parasitaria no solo para el control de las especies sino también para poder analizar los efectos que pueden provocar en el entorno la presencia de estos ya que se ha descrito que pueden interferir con el comportamiento y el desempeño reproductivo (Jepson, 2011).

Diversos estudios han demostrado la presencia de agentes parasitarios y hemoparasitarios en especies que se encuentran en cautiverio donde están expuestos a estrés, déficit en la higiene y manejo inadecuado, dieta y mala salud; condiciones que contribuyen a la aparición de signos que deterioran la vida de la fauna silvestre. La presencia de parásitos gastrointestinales y hemoparásitos son reportados y han sido estudiados en los últimos años teniendo un impacto considerable en la salud pública, como también en centros de rescate, rehabilitación o de paso y zoológicos; ya que estos lugares son donde usualmente es derivada la fauna silvestre rescatada o decomisada, ya que estos podrían desencadenar un problema sanitario provocando hasta la muerte de las especies afectadas (Alvarez, 2020).

## **1.2 Planteamiento y formulación del problema**

### ***1.2.1 Planteamiento del problema***

El control de las especies presentes en el jardín botánico se ha llevado a cabo con poca regularidad, siendo este motivo por el que se realizará exámenes de laboratorio, con la finalidad de detectar la presencia de agentes patógenos que estén en sangre o en el aparato digestivo que puedan afectar la salud de estos animales, cabe añadir que a pesar de los avances, hay ciertos lugares que acogen a fauna silvestre que no cuentan con un médico veterinario o un plan de medicina preventiva en un periodo establecido para asegurar el desarrollo, salud y nutrición que es importante para el subsistir de las especies. Ya que es de gran importancia su conservación y preservación puesto que es un lugar turístico conocido en la ciudad de Guayaquil.

También, por medio de este estudio se podrá tomar decisiones a partir de las respuestas obtenidas, ya que se determinará agentes patógenos presentes llegando a un diagnóstico para cada animal estudiado; para mejorar su salud física y mental ya que estas pueden disminuir la ingesta, llegando a provocar desnutrición, diarreas, deshidratación, estrés, entre otras alteraciones (Lopez &

Aramburú, 2019) y (Botero, Fernandez, & Forero, 2011). Cabe recalcar que los parásitos intestinales y los hallados en sangre como factores influyentes en el deterioro de la salud animal y la extensión en el tiempo de recuperación para la reintroducción de los animales, están involucrados como posibles riesgos zoonóticos para el personal de los centros de atención y valoración encargados de su manipulación (Benavides, 2014) y (Ponce & Morant, 2016).

### **1.2.2 Formulación del problema**

¿Qué hemoparásitos están presentes en las distintas especies en el Jardín Botánico?

¿Qué parásitos gastrointestinales están presentes en las especies del Jardín Botánico?

¿Qué signos se encuentran en la fauna silvestre afectada por hemoparásitos y parásitos gastrointestinales?

### **1.3 Justificación de la investigación**

La finalidad del presente estudio se basó en determinar de la presencia tanto de parásitos como de hemoparásitos en la fauna presente en el Jardín Botánico, mediante análisis sanguíneos y coproparasitológicos, puesto que la presencia de estos microorganismos en cada uno de los animales, provoca problemas de sanidad y de salud especialmente a aquellos que son mantenidos en cautiverio.

Por otro lado, se tiene el conocimiento que en los últimos años este centro no ha tenido una atención necesaria, periódica o un seguimiento completo de las especies que alberga, pues estas son importantes para el eco-turismo y la educación ambiental, pues sirve para dar a conocer cuáles son las especies que se encuentran en Ecuador y cuales no deberían ser removidas de su territorio original, por lo que su conservación juega un papel fundamental tal como menciona Lizaso (2014) que no podría haber salud humano si no hay salud animal y estas no existirían si el ambiente no es saludable, si está deteriorado y si no es sustentable.

Cabe tomar en cuenta el riesgo de zoonosis ya que al ser un lugar concurrido y aparte de las personas encargadas del mantenimiento del centro, podrían contraer algún tipo de parásito que afecte su salud. Tal como expresa (López, 2012) la transmisión de una zoonosis (de animal a humano), puede ser por dos vías: directa e indirecta, la primera se da cuando conviven circunstancial o sistemáticamente con

mascotas o animales de compañía, tomando en cuenta también a otras especies domesticas hasta las menos típicas como primates, reptiles, aves y mamíferos silvestres, especies que representan potencialmente una fuente de contagio para el hombre. La indirecta es atribuible cuando la transmisión debe ser intervenida por diferentes elementos del medio ambiente ya sea suelo, agua, alimento, materia orgánica proveniente de los animales y vectores. Por este motivo sería una buena razón para observar si parásitos estarían presentes en la ciudad de guayaquil específicamente en el jardín botánico.

#### **1.4 Delimitación de la investigación**

**Espacio:** El estudio se realizó en el Jardín Botánico de Guayaquil en la Avenida Francisco de Orellana y calle 24-B NE, Ciudadela Las Orquídeas. Parroquia Pascuales, ubicada en el cantón Guayaquil, provincia del Guayas.

**Tiempo:** Noviembre a enero de 2024

**Población:** Fauna silvestre presente en el Jardín Botánico de Guayaquil.

#### **1.5 Objetivo general**

Determinar la presencia de Hemoparásitos y parásitos intestinales en la fauna silvestre presente en el Jardín Botánico de Guayaquil.

#### **1.6 Objetivos específicos**

Diferenciar hemoparásitos presentes en las distintas especies presentes en el jardín botánico.

Identificar parásitos gastrointestinales que estén presentes en las especies del jardín botánico.

Establecer signos que afectan a la fauna silvestre del jardín botánico con presencia de hemoparásitos y parásitos gastrointestinales.

#### **1.7 Hipótesis**

Existe una alta presencia de hemoparásitos como de parásitos gastrointestinales en la Fauna Silvestre presente en el Jardín Botánico de Guayaquil.

## 2. MARCO TEÓRICO

### 2.1 Estado del arte

El parasitismo en poblaciones de animales salvajes se lo atribuye como un factor fundamental que podría afectar la fecundidad y supervivencia, además de la conservación de la vida silvestre, reduciendo significativamente las poblaciones existentes. Todo esto es influenciado por la presencia de vectores como las garrapatas, mosquitos, pulgas que se han adaptado a las diferentes especies como hospedero y cuya prevalencia es especialmente alta en aquellas que viven de manera silvestre. Estudios realizados a nivel mundial, estos ectoparásitos son los causantes de una cantidad importante de agentes patógenos por lo que su estudio es de gran relevancia, ya que la presencia de patógenos en animales silvestres contribuye en el incremento de enfermedades emergentes y reemergentes siendo amenazada la salud pública (Jiménez & Torres, 2013).

El parasitismo es considerado como una asociación de organismos en el cual uno es considerado parásito y huésped, donde el parásito se beneficia o aprovecha el alimento, el entorno para reproducirse y crecer, perjudicando al hospedador al cual puede provocarle diversas patologías en su organismo, comportamiento, hasta provocar la muerte. En nuestra naturaleza es común encontrarse con esto ya que el entorno favorece al crecimiento de estos vectores y que así continúen prevaleciendo con el tiempo (Santacruz, Orjuela, Benavides, & Martines, 2003).

Estos vectores también pueden transmitir hemoparásitos los cuales son agentes infecciosos que pueden transmitir diferentes vectores hematófagos que se alojan en sus formas evolutivas en el sistema circulatorio o en el tejido sanguíneo. Los hemoparásitos son de gran importancia porque pueden ser de carácter zoonótico, representando una gran importancia para la salud pública y para la del animal. El diagnóstico y el tratamiento podrían ser difíciles de llevar a cabo puesto que en los animales silvestres suele ser un poco complicado el manejo pudiéndole causar estrés y agravar el cuadro. Cuando el hemoparásito ingresa en el hospedador, puede afectar haciendo que el individuo manifieste infecciones persistentes, convirtiéndolos en reservorios y también pueden que presenten coinfecciones (Ruiz, Candellero, Zimmermann, & Jaime, 2019). Otro riesgo de la presencia de hemoparásitos radica en que estos, atacan las células sanguíneas como leucocitos, glóbulos rojos o plaquetas (Racines, 2023).

Los parásitos gastrointestinales, son microorganismos que viven dentro de los seres vivos con la finalidad de obtener beneficios para su desarrollo. Algunos parásitos adultos pasan toda su vida dentro o sobre sus hospederos los cuales se denomina parásitos permanentes, los temporales o intermitentes son solo los que se alimentan del hospedero y luego abandonan el lugar (Villalva, 2017).

La presencia de parásitos, tanto como su transmisión y viabilidad pueden variar de acuerdo a factores ambientales, los cuales se pueden definir como abióticos refiriéndose a la temperatura, humedad y clima el cual es importante ya que influye en el ciclo biológico y en el desarrollo del parásito; y los factores bióticos que se considera al tipo de alimentación con plantas las cuales pueden contribuir a la propagación del parásito en el huésped o en algunos casos inhibir la proliferación microbiológica (Villalva, 2017).

## 2.2 Bases teóricas

En cuanto en aves silvestres López (2012), determinó que en el zoológico de “Benito Juárez” en México en Psittasidas del género *ara* y *amazona* en las cuales habían presentes parásitos de los siguientes géneros: *Eimeria*, *Ascaridia* y *Heteraki*, en este mismo estudio se determinó que no había presencia de hemoparásitos para las psitácidas del estudio. Mientras que en el estudio “Determinación de parásitos gastrointestinales y hemoparásitos en aves del orden Psittaciformes de la fundación ecológica rescate de Jambelí en la provincia de Santa Elena” en Ecuador elaborado por Vinuesa (2022), estableció la presencia de los géneros *Capillaria*, *Ascaridia* y *Trichostrongylus* en 70 individuos muestreados, mientras que en hemoparásitos estableció que ninguna de las 25 especies muestreadas presentaba parásitos en sangre al igual que el estudio citado anteriormente. Otro estudio realizado en Guayaquil, demostró que los tipos de parásitos que más se hallaron fueron del género *Eimeria*, *Giardia*, *Ascaridia*, *Capillaria* y en cuanto a cestodos se encontró solo en 3 aves (Rizzo, 2020).

En monos ardillas se ha descrito la presencia de hemoparásitos del género de *Plasmodium vivax* y *falciparum* especies causantes de malaria y *Trypanosoma cruzi* causante del Chagas (Salinas, Parra, & Martínez, 2021) y (Matamoros, Velazquez, & Pashov, 1990). Según Sibaja (2006), en su estudio “identificación de los parásitos gastrointestinales y ectoparásitos de animales silvestres en cautiverio de Costa Rica” se encontró *Giardia duodenalis* en los tres individuos estudiados al igual que

Suarez, Rojas, Durán, & Lozano (2018) en un estudio hecho en Bogotá, determinaron la presencia de parásitos intestinales por medio de análisis coproparasitológicos donde encontraron también el género *Toxoplasma gondii* y otros géneros como: isospora, giardia y trichomona.

En los reptiles se han descrito la presencia de diversos agentes patógenos que afectan la salud de estos, las como menciona en el estudio de prevalencia parasitaria en tortugas *Geochelone carbonaria* y *Geochelone denticulata* en el centro de recepción y rehabilitación de fauna silvestre de la dama en Engativá donde se encontraron tanto hemoparásitos como parásitos gastrointestinales. En cuanto a hemoparásitos se encontró del género de *Haemogregarina* y para parásitos gastrointestinales se encontró el género Oxiuro, Strongylus, Rabditoides, Ophiotaenia, Entamoeba y trichomona (Ruiz, 2019). Por otro lado, Mora (2023), en su estudio encontró Entamoeba *histolytica*, *Entamoeba coli* y *oxiuridos* como los parásitos más recurrentes en las especies de tortugas.

## **2.2.1. Aves**

### **2.2.1.1. Psitácidas**

Las psitácidas forman parte de un grupo popular de aves, a pesar de esto, dentro de la sociedad no es muy conocido probablemente por falta de comunicación. Dentro de las familias de psitácidas se encuentran loros, periquitos o los guacamayos, de los cuales se destacan 370 especies y 80 géneros de aves en el mundo. Pertenecen al reino *animalia*, filo *chordata*, clase *aves*, orden *psitaciformes* familia *psittacidae* (Heredia, 2021). Estas se caracterizan por presentar cuerpos compactos, cuello corto, cabeza redonda con un pico muy fuerte y ganchudo, sus patas son denominadas zigodáctilas ya que poseen dos dedos hacia el frente y dos dedos hacia atrás, siendo estas las características más notables junto con sus coloridos y combinaciones contrastantes en su plumaje. Son aves muy ruidosas y poseen un cerebro de gran tamaño con una gran capacidad de aprendizaje y un complejo comportamiento social; su alimentación se basa en semillas y algunos frutos (Heredia, 2021). Los géneros a estudiar son: *Ara*, *Amazona*, *Pionus* y *Psittacara*.

### **2.2.1.2. Hemoparásitos**

Se ha descrito el género *Haemoproteus* es un grupo de parásitos sanguíneos que son transmitidos por vectores y son de los parásitos más comunes,

distribuyéndose mundialmente provocando descenso en la productividad y una alta mortalidad en las aves silvestres. Su clasificación taxonómica es la siguiente: Filo *Apicomplexa*, Clase *Aconoidasida*, Orden *Haemosporida*, Familia *Haemoproteidae* (Villalva, 2017).

Este género puede ser identificado en sangre periférica como gametocito, pudiendo variar la morfología presentándose como anillos, alargados similar a una salchicha o media luna rodeando el núcleo de los eritrocitos lo que dará paso a la formación de halter. Los *Haemoproteus* llegan a medir 13 a 15 micras por 3.4 a 6.5 micras (macrogametocitos) y 10 a 12 micras por 1.5 a 5 micras (microgametocitos) (Unzaga, 2017).

*Leucocytozoon*, Este género, es un protozooario que está presente en muchas especies, pero solo algunas pueden ser patógenas para sus hospederos. Su ciclo biológico es similar a especies de los géneros *Plasmodium* y *Haemoproteus*, pero se diferencia en que es transmitido por moscas negras de la familia *Simuliidae*. Se describen tres especies de mayor importancia en poblaciones silvestres las cuales son *L. simondi*, *L. marchouxi* y *L. Toddi*. Los signos clínicos pueden ser variables de acuerdo a la condición física y edad del hospedero, los juveniles pueden manifestar inapetencia, debilidad, disnea y la muerte dentro de las primeras 24 horas, en adultos los signos son más leves como debilidad y baja mortalidad (Villalva, 2017). Este género se clasifica de la siguiente forma; Filo: *Apicomplexa*, Clase: *Aconoidasida*, Orden: *Achromatorida*, Familia: *Leucocytozoidae*. La forma del parásito está influenciada por las presiones que hay en la célula donde pueden llegar hasta presentarse en forma de haba y elongado (Villalva, 2017).

El género *Plasmodium* es causante de la malaria aviar que es transmitida por la hembra del mosquito, presentando un amplio rango de hospederos. Su clasificación es la siguiente: Filo *Apicomplexa*, Orden: *Haemosporida*, Familia *Plasmodiidae*. Estos se distinguen de otros hemosporidios por la presencia de la fase asexual de la reproducción en los eritrocitos circulantes. Entre los signos que suelen presentar están anemia, letargia, anorexia, plumaje erizado, crestas pálidas, heces verdosas, diarrea. En otras especies de aves se describe la presencia de parálisis hasta convulsiones e hipertensión arterial con edemas (Spencer, Gómez, & Collovini, 2016)

El ciclo biológico de estos hemoparásitos comprenden desde la transmisión por un vector hematófago, este se alimenta de sangre contaminada la cual pasará al

tubo digestivo donde se realiza la fase sexual del parásito desarrollándose el ookinete, después pasarán a las glándulas salivales y se desarrollarán a esporozoitos, los cuales llegan rápidamente al hígado del hospedador a través de la picadura y es aquí donde ocurre la esquizogonia hepática o ciclo extra-eritrocitario dando origen al merozoito. Este merozoito será liberado en el torrente sanguíneo donde invadirán los eritrocitos y aquí ocurre otra fase asexual llamada esquizogonia eritrocítica en el cual se liberarán más de 32 nuevos merozoitos provenientes de un esquizonte maduro en 48 horas aproximadamente. Este esquizonte, estalla dispersando nuevos merozoitos que invadirán otros eritrocitos y también liberarán gametocitos que serán ingeridos por el mosquito al picar al hospedador infectado (Villalva, 2017).

### **2.2.1.3. Parásitos gastrointestinales**

#### **2.2.1.3.1. Protozoarios**

Los protozoarios son células eucariotas simples caracterizadas por ser pequeños organismos unicelulares que pueden formar colonias con pocos o varios individuos. Su morfología es ovalada, alargada, esférica u ovaladas. Se pueden encontrar en vida libre como también parasitando al hombre, reproduciéndose más aun cuando el hospedador está inmunodeprimido (Valencia, 2017) y (Alvarez, 2020). Este protozoario se aloja en el intestino delgado mediante discos de succión causando enteritis, mala absorción con manifestaciones de diarrea crónica, pérdida de peso, letargia, pudiendo causar hasta la muerte en ejemplares jóvenes (Delgado, 2015).

La reproducción en protozoarios se presenta de forma sexual o asexual, esta última se da por fisión binaria, múltiple o esquizogonia y quistes, mientras que la sexual se da por gametogonia donde forma un cigoto para después proceder a dividirse y formar una esporogonia que luego de la fusión de los gametos dará origen a un ooquiste maduro y así crear un esporozoito el cual podría estar o no encapsulado (Rizzo, 2020).

En aves silvestres se han encontrado protozoarios del Género *Eimeria* que es usualmente el causante de la coccidiosis, el cual se presenta cuando el hospedador consume los ooquistes esporulados manifestando así diversos cuadros clínicos como subclínicos y uno de los principales es la diarrea como también anemia (Escobar, López, & Ramírez, 2010). Según expresa Heredia (2021) que la *Eimeria*

se clasifica de la siguiente manera: Filo: *Apicomplexa*. Clase *Conoidasida*, orden *Eucoccidiorida*, Familia *Eimeriidae*. Una de las especies de *Eimeria* de importancia es *E. Dunsingi* que está presente en psitácidas (Escobar, López, & Ramírez, 2010).

El Género *Giardia* se encuentra distribuido por todo el mundo, pero se presenta más frecuente en zonas tropicales y subtropicales. Según Alcaraz (2017), menciona que este género se clasifica de la siguiente manera: Filo: *Sarcomastigophora*, Clase: *Zoomastigophorea*, Orden: *Diplomonadida*, Familia: *Hexamitidae*. Las especies encontradas en aves son *G. intestinales* o *G. duodenalis* que son cepas que afectan a los animales, pero, aun así, pueden llegar hasta infectar al hombre (Alcaraz, 2017). Otras especies descritas son *G. entérica*, *G. muris*, *G. agilis*, *G. psittaci*, siendo este último de importancia para el actual estudio (Choloquinga, 2019). Los quistes son ovalados redondeados de 11-14 micras de longitud por 7-10 micras de ancho. Los trofozoítos tienen forma piriforme llegando a medir 12-15 micras de longitud por 5-9 micras de ancho, estos poseen un disco ventral que le sirve para adherirse a las células del epitelio intestinal y 8 flagelos, 2 axonemas y 2 cuerpos mediales. Se ha descrito que poseen dos núcleos los cuales albergan 5 cromosomas cada uno (Delgado, 2015).

El Género *Cryptosporidium* e *Isospora* está asociado con enfermedades diarreicas y del aparato urinario en aves silvestres, también se ha descrito que hospedadores inmunocompetentes causa diarreas agudas y severas pero autolimitante, mientras que en inmunocomprometidos causa una enfermedad crónica que puede progresar (Lostau nau, 2009). Este protozoario ha sido identificado en más de 50 países y se han estudiado en 170 especies de animales que pueden ser infestados, alcanzando una mortalidad elevada (Ocampo, Cardozo, López, Álvarez, & Pérez, 2011). Menciona Oettinger (2018) que *Cryptosporidium* se clasifica en: Filo: *Apicomplexa*, Clase: *Conoidasida*, Orden: *Eucoccidiorida*, Familia: *Cryptosporidiidae*. La *Isospora* según Gingrich, Scorza, & Clifford (2010) se clasifica de la siguiente manera: Filo: *Apicomplexa*, Clase: *Conoidasida*, Orden: *Eucoccidiorida*, Familia: *Eimeriidae*.

#### **2.2.1.3.2. Nemátodos**

Forman uno de los grupos más importantes de parásitos representativos en las aves, son diversos y se encuentran en el aparato gastrointestinal de estas. Se estima que hay medio millón de especies de nematodos que viven al libre albedrío

en océanos, agua dulce y suelo. Estos nematodos pueden provocar diversos signos como diarrea mucosa o líquida, apatía, pérdida en el color del plumaje, pérdida de peso, regurgitación y signos severos como úlceras en la mucosa intestinal, anemia y muerte del individuo (Martínez, Gutiérrez, & Pineda, 2015).

Morfológicamente, los nematodos son gusanos que carecen de segmentación, tienen un aspecto cilíndrico alargado simétrico bilateralmente, a diferencia de las hembras que desarrollan dilataciones corporales globulosas. El tamaño puede variar llegando hasta 1 metro de longitud (Moreno A. G., 2013).

El ciclo de vida de los nematodos inicia cuando el hospedador ingiere los huevos por alimentos contaminados o ingieren lombrices que podrían ser portadores intermediarios. Los huevos se pueden desarrollar a estadio larvario en 11 a 12 días en el medio ambiente, las lombrices de tierra pueden ingerir estos huevos larvados alcanzando aquí el estadio infectivo en 9 días, quedando libres de la cubierta del huevo en el tubo digestivo de las lombrices. Estos huevos son expulsados sin embrionar y alcanzan la madurez infectante gracias a las condiciones ambientales en unas semanas llegando hasta unos meses. Una vez el hospedador ingiera los huevos, avanzan hasta el intestino para eclosionar a las larvas con madurez infectante las cuales penetran la mucosa con su extremo cefálico, luego de tres mudas estas llegan a la madurez sexual tardando de 5 a 9 semanas (Martínez, Gutiérrez, & Pineda, 2015).

En aves se han descrito del Género *Capillaria* que infecta diversas aves, entre ellas las domésticas y las silvestres, donde hasta un 60% de la población de aves podría estar infectadas. Se clasifican de la siguiente forma según Choloquina (2019): Filo: *Nematoda*, Clase: *Adenophorea*, Orden: *Trichurida*, Familia: *Trichinellidae* Los adultos pueden llegar a medir de 1 a 8 cm de longitud y son muy finos, los machos presentan una espícula cubierta con una envoltura. Los huevos alcanzan unos 25 a 55 micras con una forma de tonel, cubierta gruesa y opérculos polares (Choloquina, 2019).

El Género *Ascaridia* provoca una infección en el intestino de las aves silvestres, donde las más jóvenes son las principales afectadas. Se clasifica de la siguiente forma según su taxonomía Filo: *Nematoda*, Clase: *Secernentea*, Orden: *Ascaridida*, Familia: *Ascaridae*. La ascaridia adulta llega a medir de 5 hasta 40cm de longitud, las hembras llegan a medir más, poseen un color representativo blanco rosa. En su cabeza poseen 3 labios prominentes (Morcón, 2012).

El Género *Trichostrongylus* en aves se ha encontrado *T. tenuis* que afecta intestino delgado y ciego de estas. Entre los signos que se pueden presentar están: hemorragias, enteritis, pérdida de proteínas plasmáticas, pérdida de peso, también pueden llegar a provocar la muerte del animal. (Arias, Arece, & Carrión, 2011) Según la Universidad Antonio Nariño, los *trichostrongylus* se clasifican de la siguiente manera: Filo: *Nematoda*, Clase: *Secernentea*, Orden: *Strongylida*, Familia: *Trichostrongylidae*. En cuanto a su morfología, los adultos presentan un color rojo pardo y pueden alcanzar 11 mm de longitud. *T. tenuis* presentan espículas de diferentes tamaños. Los huevos miden alrededor de 40 a 80 micras con una membrana final (Arias, Arece, & Carrión, 2011).

El género *strongyloides*, solo parasita aves y otras gallináceas (Marie & Petri, 2022). Los *strongyloides* se clasifican de la siguiente forma: filo: *Nematoda*, Clase: *Adenophorea*, Orden: *Rhabditida*, Familia: *Rhabditidae*. En cuanto su morfología los adultos son pequeños y filiformes no mayor a 6 mm de longitud, poseen un largo esófago y solo las hembras son parasitarias. Los adultos activos sexualmente viven en vida libre y muestran una morfología ligeramente diferente al de las hembras. Los huevos que miden unas 38 a 55 micras (Choloquina, 2019).

### **2.2.1.3.3. Cestodos**

Los cestodos se caracterizan por presentar un cuerpo plano, dividido en cabeza también llamado escólex, cuello que suele estar ausente en algunas especies y cuerpo o estróbilo. En la cabeza se encuentra los órganos de fijación como hendiduras llamadas botrios. Las especies que poseen un solo segmento del cuerpo se denominan monozoicas mientras que las que poseen varios segmentos (proglotidos) se llaman polizoicos. Cada segmento posee los dos órganos reproductores. Los cestodos se caracterizan por no poseer aparato digestivo, por lo cual están adaptados para alimentarse por medio de la absorción de los nutrientes del hospedador (Pardo, 2007).

En su ciclo biológico intervienen hospedadores intermediarios como hormigas, caracoles, moscas, babosas y otros insectos. Las heces de las aves infectadas se diseminan las proglótides en la vegetación circundante, es aquí donde son ingeridos por los hospedadores intermediarios en donde en su interior se desarrollan los cisticercoides, entonces es aquí donde las aves se infectan al ingerir estos insectos infectados. Estos cisticercoides son liberados y se envaginan,

pierden la cola para adherirse en la mucosa del intestino delgado para posteriormente desarrollar su estróbilo. Dentro de 6 semanas aparecen proglótides grávidas (Pardo, 2007).

El cestodo descrito es del Género Raillietina, el cual su presencia es bastante frecuente en aves en el cual tiene predilección por el intestino delgado. Su infestación puede ser leve usualmente sin presencia de signos aparentes, pero pueden aparecer nódulos en la serosa intestinal volviéndose tumores considerables con consecuente pérdida de peso alterando los parámetros reproductivos, también se presentan diarreas con sangres, caquexia y anemia (Lizaso, 2014). Las especies presentes en aves silvestres se mencionan *R. Cesticillus* y *R. tetragona*. El cuerpo de la Raillietina posee una cabeza pequeña y globosa con varios ganchos y varias ventosas para sujetarse a la pared intestinal. Las proglótides son más anchos que largos y los huevos alcanzan unas 95 a 75 micras con la presencia de una envoltura fina y transparente (Pardo, 2007).

### **2.2.2. Mamíferos**

En el Ecuador, los mamíferos habitan en todas las regiones naturales en el cual, cumplen varios roles importantes para el funcionamiento de los ecosistemas. Los mamíferos pertenecen al grupo de los vertebrados y se caracterizan por nacer del vientre materno, por poseer pelo en todo el cuerpo y por alimentar a sus crías con leche proveniente de las glándulas mamarias. Este grupo es capaz de regular la temperatura de su cuerpo sin importar el clima del exterior (Brito, 2021).

#### **2.2.2.1. Primates**

Mono ardilla *Saimiris sciureus cassiquiarensis*: también llamado mono bariso, mono payaso o machín. Este primate se encuentra presente en bosques primarios, tienen preferencia a bosques con vegetación densa, abundantes lianas y ramas delgadas junto a los cuerpos de agua. Su alimentación se basa en insectos como orugas, grillos, frutos maduros, néctar y flores. Es considerado uno de los más inteligentes y su pueden llegar a vivir 21 años (Botero, Fernández, & Forero, 2011).

#### **2.2.2.3. Hemoparásitos**

Se ha encontrado el género Trypanosoma en sangre de primates, específicamente especies de *T. cruzi*, el cual para continuar desarrollándose en el ciclo biológico necesita de un vector hematófago para poder diseminar la

enfermedad y que un animal se contagie. Su ciclo empieza cuando un insecto triatominae, defeca cerca de la herida creada para la picadura que será la entrada de los tripomastigotes que invadirán las células subyacentes para reproducirse por fisión binaria e ir al torrente sanguíneo para infectar otros tejidos (Falasca, Grana, & Buccolo, 1987).

Género *Anaplasma* es el causante de la anaplasmosis por medio de microorganismos intraeritrocítico ubicado en la periferia de este. Presenta forma de coco o esférica y su diámetro es de 0,3 micras. La transmisión puede ser biológica o mecánica en cual, la primera se da en la garrapata donde dentro de esta se reproduce anaplasma las garrapatas implicadas son de los géneros: *Boophilus*, *Dermacentor*, *Ixodes*, *Amblyoma* y *Rhipicephalus*. En cuanto a la transmisión mecánica implica a moscas hematófagas de los géneros *Stomoxys* y *Haemotobia* y mosquitos de los géneros *Anopheles* y *Psorophora* (Muñoz, 2008). Este género pertenece a la familia: *Anaplasmataceae*, orden: *Rickettsiales* y en cuanto a El ciclo biológico implica a un hospedador intermediario (garrapatas) en el cual madura y este microorganismo crece en el interior del neutrófilo. Después tiene un periodo latente de 3 a 6 semanas, una fase aguda de 4 a 9 días de la parasitemias en eritrocitos y una fase crónica de baja parasitemias pudiendo persistir de forma indefinida (Muñoz, 2008).

#### **2.2.2.4. Parásitos gastrointestinales**

##### **2.2.2.4.1. Protozoarios**

Los protozoarios son organismos diversos, heterótrofos unicelulares, la mayor parte de su vida pasan en formas asexuales, aunque algunos en la forma sexuada por medio de meiosis y fusión de gametos que dará lugar a los cigotos, la mayor parte de protozoarios es de vida libre y todos los animales superiores pueden estar o no infectados por más de un protozoario (Alvarez, 2020).

El ciclo biológico se divide en tres fases: la esquizogonia o reproducción asexual se da cuando el esporozoito penetra la célula epitelial del intestino delgado desarrollándose a trofozoíto que se transformará en esquizonte. Este esquizonte maduro sobre sale a la luz intestinal liberando a merozoitos que entran a otras células. La gametogonia o reproducción sexual empieza cuando estos merozoitos se diferencian sexualmente convirtiéndose en microgametocitos (macro) que fecundarán a los macrogametocitos (hembra) desarrollándose el cigoto. La

**esporogonia** es la fase de maduración del cigoto dentro del ooquiste fuera del hospedador, que al contacto con el oxígeno se forma en esporonte transformándose en cuerpos ovoides o elipsoides desarrollándose a esporocisto el cual se divide en dos esporozoitos los cuales serán ingeridos y al estar en contacto con los fermentos proteolíticos del páncreas en el intestino salen del ooquiste y penetrarán las células empezando un nuevo ciclo (Mamani, 2019).

Los protozoarios descritos son del género *Eimeria*, que parasita células del epitelio intestinal, estos suelen ser extremadamente patógenos y se encuentra distribuidos por todo el mundo. El número de ooquistes ingeridos y las reinfecciones condicionan la gravedad de los signos que manifiesta el hospedador siendo lo más afectados los animales jóvenes mientras los adultos presentan una resistencia alta y ocasionalmente padecen de la enfermedad. Los animales jóvenes después del destete manifiestan anorexia, polidipsia, palidez de las mucosas y deshidratación, la enfermedad puede durar de 7 a 10 días. Se clasifica Filo: Apicomplexa, Clase: Sporozoea, Orden: Eucoccidiida, Familia: Eimeridae (Matamoros, Velazquez, & Pashov, 1990).

El género *balantidium*, habita en el ciego y parte del colon, se distribuye a nivel mundial sin embargo es más frecuente en los trópicos, regiones templadas y nórdicas. La balantidiosis puede provocar hemorragias, anorexia, pirexia, heces con ligera constipación pastosa, blanda o mucoides. Puede presentar dolor a nivel del colón, adelgazamiento, deshidratación y debilidad (Mamani, 2019). Se clasifica de la siguiente forma; Filo: *Ciliophora*, Clase: *Kinetofragminophorea*, Orden: *Trichostomatida*, Familia: *Balantidiidae* (Mamani, 2019). El *balantidium* es un parásito ciliado, posee un macronúcleo arriñonado y un micronúcleo esférico situado en la concavidad del macronúcleo. En su forma quística es esférica y ovoide con un diámetro de 40 a 60 micras, es de color amarillo verdoso y el trofozoíto mide 150 x 120 micras (Mamani, 2019).

La presencia del género *toxoplasma* ha sido descrito en monos ardillas, específicamente la especie *toxoplasma gondii*, en los cuales provoca toxoplasmosis caracterizándose por ser una enfermedad aguda y fatal con la presencia de signos como enrojecimiento ocular y espuma serosanguinolenta proveniente de la nariz. El *toxoplasma* es un protozoo que, si el huésped logra contrarrestar la infección, este parásito se enquista en los tejidos (músculo esquelético, cardíaco entre otros) en cual será ingerido por un felino para continuar

con su ciclo. En cuanto a su taxonomía se describe; Filo: Apicomplexa, Clase: Coccidiomorpha, Orden: Coccidiia, Familia: Eimeridae (Méndez, Martínez, Saucedo, & Ramírez, 2011)

El toxoplasma gondii tiene forma arqueada o de semiluna, con polos o extremos diferentes uno agudo y otro romo donde el núcleo es de gran tamaño, redondo u ovalado, bien delimitado y se encuentra en el centro de la célula. La mayoría de ooquistes de toxoplasma son subesféricos de tamaño variable llegando a medir de 5 hasta 100 micras (Hortua, 2004).

El ciclo de vida del toxoplasma se divide en dos fases. La asexual se realiza en el huésped intermediario que puede ser por endodiogenia o por endopoligenia y la sexual que da únicamente en el intestino de los felinos, con preferencia en los gatos donde se forman los ooquistes. La infección empieza con la ingestión de los ooquistes y la liberación de los bradizoitos que infectarán los macrófagos del huésped en los que formarán un pseudoquiste (taquizoitos), estos destruirán estas células y podrán penetrar otros macrófagos y repetir la división o bien pueden penetrar células de otros tejidos formando quistes con pared en parte formada por el parásito. Dentro de los quistes se encuentran los bradizoitos aún más pequeños que los taquizoitos. Estos quistes permanecen viables toda la vida del huésped siendo los responsables de los anticuerpos formados en humanos y animales (Hortua, 2004).

La segunda fase es la entérica o gamogónica que se da en el intestino del felino el cual adquiere los quiste mediante la ingesta, liberando así los merozoitos que penetraran las células intestinales en donde se localizará en una vacuola de la célula, aquí se da la multiplicación tanto esquizogónica o gamogónico, que dará lugar a los macro y microgametos, femeninos y masculinos respectivamente donde la fusión de estos dará lugar a un cigoto formando un ooquiste y en 5 días este esporula y se vuelve infeccioso, este puede durar de 1 a 20 días dependiendo la temperatura (Hortua, 2004).

#### **2.2.2.4.2. Nematodos**

La presencia de este parásito del Género Ancylostoma, se destaca en primates como el mono ardilla, este parasito se puede adquirir vía oral o percutánea siendo la causante de anquilostomiasis provocando signos como diarreas mucosanguinolentas, pérdida de peso, anemia. Estos parásitos se localizan en el

intestino delgado. Su clasificación taxonómica es la siguiente: Filo: Nematoda, Clase: Secernentea, Orden: Strongylida, Familia: Ancylostomatidae (Botero, Fernandez, & Forero, 2011). Estos producen huevos ovalados de una cubierta fina que pueden ser detectados fácilmente en las heces, las larvas son redondas, de cuerpo corto que mide de 8 a 20 y de 0,4 a 0,8 milímetros de longitud y diámetro respectivamente. Las hembras son más alargadas que los machos los cuales en su extremo posterior poseen lóbulos para la copula mientras que las hembras su cola termina en punta. Este género posee una boca con una placa cortante que le permite aferrarse a la mucosa intestinal (Abril, 2017).

Su ciclo biológico es directo, ya que las larvas filariformes penetran la piel del hospedador para así, a través de la circulación sanguínea y vasos linfáticos llegar a diferentes órganos como corazón y pulmones, aquí penetran los alveolos y ascienden por el árbol bronquial hasta llegar a la epiglotis y ser deglutidas para en el intestino delgado convertirse en adultas y adherirse a la pared intestinal para alimentarse y desarrollarse (Marie & Petri, 2022).

Género trichuris es también conocido como gusano de látigo, esta infección puede ser asintomático, pero cuando la carga es alta son patógenos, las larvas en el intestino pueden provocar irritación, mientras que los vermes adultos en el intestino grueso succionan sangre, dañando la mucosa produciendo anemia, mal aspecto de la piel, abdomen dilatado, retraso en el crecimiento, adelgazamiento, deshidratación, disentería, diarrea líquida con moco y sanguinolenta pudiendo llegar hasta la muerte (Mamani, 2019). Los huevos poseen una cubierta de coloración café y dos opérculos en sus polos. Los machos miden 30 a 40mm, y terminan en la cola enrollada en espiral, las hembras miden 60 a 80mm (Mamani, 2019). En el ciclo biológico los huevos de trichuris alcanzan el estado infectante en alrededor tres semanas en buenas condiciones, pero puede estar interferido por bajas temperaturas ya que su desarrollo depende de la composición del suelo y temperatura. El hospedador se infecta al ingerir los huevos luego se desarrollan en larvas que van a penetrar la pared del intestino delgado permaneciendo aquí entre 2 a 10 días para luego desplazarse al ciego y desarrollarse en estado adulto (Baquedano, 2014).

La strongiloidiasis es una enfermedad causada por parásitos del género strongyloides, descritos en ambas especies guatusa y mono ardilla (Acevedo, Arias, & Muñoz, 2020). la fuente de infección son los suelos y alimento

contaminados por animales parasitados, estos pueden provocar en la fase de invasión cutánea dermatitis, claudicación, los signos son más fuertes según la resistencia del individuo ya que causa una reacción inflamatoria, si se presenta infestaciones secundarias se observan pústulas lentiformes con signos de bronquitis y neumonía, también se ha descrito signos nerviosos cuando hay invasión de larvas en el cerebro. Cuando el parásito está presente en el intestino provoca anorexia, diarrea con moco y sangre, diuresis, anemia ligera o moderada, retardo en el crecimiento y mala conversión alimenticia y provocarle hasta la muerte (Mamani, 2019). Su taxonomía es la siguiente: Filo: Nematelminthes, Clase: Nematoda, Orden: Rhabditida, Familia: Strongyloididae (Baquedano, 2014).

En cuanto a su ciclo biológico, las hembras viven en la mucosa del intestino delgado donde ponen huevos embrionados de cascara fina y transparente, se reproducen por partenogénesis. Los huevos son expulsados por las heces en donde la primera larva eclosiona a las 6 horas del contacto con el medio con una temperatura de 27°C. Estas larvas pueden ser infestantes o de vida libre por varias generaciones donde pasa por los siguientes ciclos: Homogónico donde se da lugar a L2 que se diferencia por la presencia del esófago más alargado sin forma rabditoide. En L3 presenta esófago filariformes cuyo proceso tarda 2 días. En el ciclo Heterogónico L1 muda y da lugar a L2 y L3 con esófago rabdiforme, luego se diferencian sexualmente dando lugar a L4 apareciendo un adulto con esófago rabdiforme a una temperatura de 34°C ocurriendo en 24 horas (Mamani, 2019).

El género *Capillaria* es causante de la capilariosis provocando hepatitis agudas o subagudas con esplenomegalia, peritonitis, ascitis y eosinofilia. Se localiza preferencialmente en el hígado. Los parásitos de genero también es conocido como gusano capilar del hígado o hepaticolac hepática. Su clasificación es la siguiente Filo: Nematodo, Orden: Enoplida, Familia: Capillariidae. Son parásitos finos de 1 a 5 cm de longitud, el esófago esticosoma es estrecho y ocupa la mitad de su cuerpo, los machos presentan una bolsa primitiva y las hembras contienen huevos similares a los trichuris con un tapón en cada polo y no presentan coloración (Baquedano, 2014).

El género *Trichonstrongylus* afecta principalmente a roedores silvestres y se caracteriza por la presencia de los vermes en estómago y duodeno, causando una sintomatología digestiva inespecífica, pero en infecciones masivas aparece anemia, adelgazamiento y gastritis catarral (Mamani, 2019). Su taxonomía es la

siguiente: Filo: Nematoda, Clase: Secernentea, Orden: Strongylida, Familia: Trichostrongylidae (Mamani, 2019). Son de coloración blanquecina y de tamaño pequeño en machos llegan a medir 5 a 6 mm y en hembras 8 mm, mientras que los huevos miden 80-90 x 50-60 micras (Baquedano, 2014).

En cuanto al ciclo biológico la larva se desarrolla en el interior de los huevos eliminados a través de las heces, eclosionan y muda dos veces para alcanzar la capacidad infectante que en condiciones adecuadas solo transcurren 3 a 4 días cuando son ingeridas por roedores (Baquedano, 2014).

#### **2.2.2.4.3. Cestodos**

La Taenia, es un género causante de la teniasis y es de amplia distribución a nivel mundial causando signos en su hospedador que dependen de factores como edad, grado de infección, el signo más representativo es prurito anal, irritación con presencia de segmentos grávidos, que hace que el animal se lama y se arrastre contra el suelo provocando lesiones secundarias en la zona perianal. En animales jóvenes provoca adelgazamiento, distensión abdominal, diarrea o estreñimiento (Mamani, 2019). Su clasificación es la siguiente: Filo: platelmitos, Clase: cestodos, Orden: taeniidea, Familia: taeniidae (Mamani, 2019).

El desarrollo del metacestodo tiene lugar en el hígado de los roedores, el ciclo biológico es de dos partes uno urbano y otro selvático. El primero comprende el gato doméstico, ratones, ratas de campo y domésticos. En el selvático influye la presencia de felinos carnívoros silvestres y roedores silvestres. Luego de la ingestión de los huevos a los 30 días se desarrolla un cisticerco invaginado, en el día 42 el escólex se envagina y se conecta a la vejiga por un estróbilo segmentado (estrobilocerco). Estos ya son infectantes para felinos silvestres o domésticos los cuales pueden permanecer infestados hasta dos años. Los segmentos grávidos se expulsan y salen del hospedador definitivo por el ano moviéndose por el pelaje o la superficie de las heces vaciándose de los huevos que contiene, si es ingerido por un hospedador intermediario o sea un roedor silvestre o domestico el huevo eclosiona y el embrión atraviesa la pared intestinal y migra hacia el órgano de preferencia que usualmente es el hígado, membranas peritoneales, musculo cardiaco y la estriada. Aquí el embrión hexacano crece formando una cavidad siendo una larva de fase II desarrollada que consta de una vesícula que contiene

liquido con uno o más escólex rodeado de tejido conjuntivo formada por el propio hospedador intermediario (Mamani, 2019).

### **2.2.3. Reptiles**

Las tortugas motelos o también llamada tortuga terrestre de patas amarillas o morrocoy, es una especie nativa de Sudamérica, encontrada en países como Bolivia, Colombia, Ecuador, Guyana Francesa, Perú, entre otros. En Ecuador habita en la selva amazónica en sus bosques húmedos, secundarios o zonas de poca perturbación. Estas tortugas pueden llegar a pesar hasta 15kg y la esperanza de vida es de 50 a 60 años. Son animales omnívoros, con preferencia de frutos tropicales, hierbas y en ocasiones insectos, gusanos y algunos caracoles (Batalla, Casas, Julca, & Rojas, 2015).

#### **2.2.3.1. Hemoparásitos**

Los hemoparásitos son agentes infecciosos que pueden ser transmitidos por vectores hematófagos que se alojan en el sistema circulatorio o en tejido sanguíneo, en reptiles en este caso tortugas se describe que los hemoparásitos se adaptan bien a sus hospederos lo que quiere decir que causa poca o ninguna enfermedad, pero si podría causar enfermedades inflamatorias en hospederos no naturales entre las cuales tenemos pancreatitis, esplenitis y/o hepatitis. Se puede presentar un cuadro de anemia hemolítica en altas parasitemias en tortugas. De manera general los hemoparásitos inducen a la disminución del crecimiento y baja reproductividad en las hembras, en condiciones desfavorables comprometen la inmunidad dando apertura a otros agentes patógenos, también se menciona lesiones a nivel de los capilares como trombosis y necrosis tisular. A nivel de las células se presentan lesiones infiltrativas y hasta necrosis (Batalla, Casas, Julca, & Rojas, 2015).

Género Theileria, Estos parásitos son protozoos que usualmente los transmiten las garrapatas causando una infección intraeritrocitaria pudiendo causar signos como anorexia, linfadenopatía, descarga nasal, disnea. Las theilerias tienen diferentes formas ovalado, redondo en coma o varilla. Su clasificación taxonómica es la siguiente: Filo: Apicomplexa, Clase: Sporozoa, Orden: Piroplasmia, Familia: Theileriidae (Diaz, 1996).

En cuanto a su ciclo biológico se divide en tres fases que son: esquizogonia, gametogonia y esporogonia; donde la primera se da en el hospedador vertebrado

y las dos últimas en el intestino y glándulas salivales respectivamente, del hospedador invertebrado (Díaz, 1996).

Se ha descrito el género *Trypanosoma* el cual es un parásito protozoario de la especie *cheloninae*, que es transmitido a los reptiles por huéspedes invertebrados intermediarios a través de picaduras, ingesta directa de las heces o hasta los mismos insectos triatóminos o chupasangre y dípteros hematófagos, culícidos, garrapatas y sanguijuelas. Generalmente el *Trypanosoma* causa infecciones subclínicas toda la vida y rara vez provocan la enfermedad clínica en reptiles (Cortez, 2015). Se clasifican de la siguiente forma: Filo: Sarcomastigophora, Clase: Kinetoplastea, Orden: kinetoplastida, Familia: Trypanosomatidae. Estos parásitos son morfológicamente similares a los que causan enfermedades en mamíferos y aves, este organismo es un parásito hemoflagelado que puede ser visto en la sangre de forma extracelular como tripomastigote e intracelular como amastigotes (Aldana, Baños, & Díaz, 2007).

Género hepatozoon, Las especies dentro de este género corresponden a protozoarios que en el caso de reptiles se nombra específicamente a la especie *H. simidi*, de los que existe una gran variedad de vectores invertebrados que pueden transmitirlo (Mastrantonio & Eiras, 2023). Los efectos de este parásito pueden ser severos, poco o nada patogénicos, pero si presenta, los signos están relacionados a ser fisiológicos o conductuales llegando a causar disminución de procesos metabólicos y de la capacidad reproductiva, raquitismo, anemia o enanismo. Filo: Apicomplexa, Clase: Conoidasida, Orden: Eucoccidiorida, Familia: Hepatozoidae (González, 2021). El ciclo biológico de este parásito se lleva a cabo en dos partes: en el hospedador definitivo (vector) y en el hospedador intermediario, en el cual ocurre la reproducción sexual y asexual respectivamente (Mastrantonio & Eiras, 2023).

El género *Haemoproteus* afecta mundialmente a los reptiles y puede ser reconocido por la presencia de pigmentación en los glóbulos rojos que han parasitado (Aparicio, 2009). Las especies de este género encontrados en tortugas se encuentran *H. Geochelone*, *anatolicum* y *caucásica* (Sevillano, 2017). Filo: Apicomplexa, Clase: Aconoidasida, Orden: Haemosporida, Familia: Haemoproteidae (Aparicio, 2009).

En el eritrocito maduro presenta una forma ovoide midiendo de 1,6x1,0 micras, durante el crecimiento los parásitos toman una forma de riñón alcanzando a medir

4x4 micras. Presentan una o rara vez dos vacuolas cerca de la periferia, el núcleo no está definido, pero contiene un cariosoma que puede estar fragmentado o no (Sevillano, 2017).

Los parásitos del Género *Haemogregarina* se distribuyen ampliamente y afectan frecuentemente a reptiles y en cuanto a los signos clínicos externos, no suelen manifestarlos por lo que estudios sugieren que probablemente el género *haemogregarina* no es perjudicial en ciertas poblaciones de tortugas, pero parasitemias altas pueden causar anemia y esta contribuye a que la patogenicidad aumente en combinación de otros patógenos (Rangel, 2007).

Este género se presenta la mayor parte del ciclo dentro del tejido intestinal del hospedador, pero necesitarán de un vector para poder diseminarse. Estos parásitos se reproducen de forma asexual como esquizogonia o merogonia dentro del hospedador vertebrado y en el hospedador invertebrado o vector experimentan la reproducción sexual con las fases gametogonia y esporogonia. Entre los posibles vectores se mencionan: ácaros, mosquitos y/o garrapata, en reptiles acuáticos se menciona como vector a las sanguijuelas (González, 2021).

Enríquez (2014), en su estudio sobre Presencia de hemoparasitos de los géneros *Hepatozoon* y *Haemogregarina* en ejemplares Cocodilo Americano, describió la morfología del género *haemogregarina* encontrando que se ubicaban en las zonas polares del eritrocito desplazando el núcleo de su centro, las vacuolas tenían un diámetro de 2,13 a 12,43 micras y dentro de estas presenta más de un gránulo citoplasmático cromatofílicos con uno o más núcleos redondeados con un diámetro de 0,62 micras. La especie de este género que afecta a los reptiles está la *H. clelandi* (Rangel, 2007).

### **2.2.3.2. Parásitos gastrointestinales**

#### **2.2.3.2.1. Protozoos**

El ciclo biológico del protozoo para los reptiles se caracteriza por ser directo y por presentar dos formas evolutivas que consisten en trofozoítos y los quistes que es la forma resistente. El cual empieza cuando ingieren alimento contaminado con quistes maduros que pasan por el estómago y parte posterior del intestino donde alcanzan un medio neutro y se enquistan, luego emerge un multinucleado que produce 8 trofozoítos hijos por división nuclear dando lugar a los trofozoítos estos se multiplican por fisión binaria y avanzan hacia el intestino grueso y a medida

que avanzan hacia el exterior dejan de alimentarse para empezar a rodearse de una pared resistente hasta formarse en quistes para eliminarse por las heces quistes y trofozoítos aunque este último no son viables en el medio (García, 2019).

Los géneros encontrados son: Entamoeba que es un parásito protozoario causante de la amebiasis, se encuentra distribuida a nivel mundial siendo la Entamoeba invadens, la especie más significativa en los reptiles (García, 2019). Este protozoario habita usualmente en la microfauna alimentaria de las tortugas, pero rara vez es la causante de cambios patológicos. Este género se clasifica de la siguiente forma: Filo: Amoebozoa, Clase: Archamoebae, Orden: Mastigamoebida, Familia: Entamoebidae (Castillo, 1993). Las amebas de este género destacan la presencia de cromatina adosada a la membrana nuclear interna. El trofozoíto presenta una forma irregular ameboide alargada llegando a medir de 10 a 60 micras de diámetro y de 8 a 10 de longitud. Presenta un cariosoma central y el núcleo presenta una membrana revestida por los gránulos de cromatina (Rivero, Villarel, & Bracho, 2021).

Los Cryptosporidium son microorganismos intracelulares de la superficie luminal del sistema digestivo, las especies de este género que afectan a los reptiles están Cryptosporidium serpentis y Cryptosporidium varanii, los cuales en quelonios solo se han descrito signos de enteritis y pocas veces muerte súbita (Bermúdez & Valls, 2018). Este género pertenece al filo: Apicomplexa y la morfología del ooquiste es esférica con un diámetro de 3-5 micras, llegando a sobrevivir en el ambiente por periodos variables dependiendo de las condiciones durante años (Ocampo, Cardozo, López, Álvarez, & Pérez, 2011).

El género Nyctotherus N. kyphodes y N. teleacus se caracteriza por ser ciliados y por invadir a reptiles como tortugas y algunos lagartos. Se ha descrito que no causan alguna patología, pero ante una inmunosupresión estos proliferan provocando enfermedades. Son de pequeño tamaño llegando a medir de 1 micra hasta 50 mm, se reproducen de forma asexual y sexual, en donde este último resulta la unión de gametos que formarán gamontes que se diferenciarán sexualmente, mientras que la forma asexual se da por fisión binaria (Miñana & Ponce, 2018).

Para el género Balantidium, es un parásito protozoario ciliado que infecta a reptiles específicamente la especie B. Testudini, este pertenece a filo: Ciliophora, familia: balantidiidae (Becerril & Pedrero, 2018) este género se distribuye a nivel

mundial con preferencia en zonas tropicales y subtropicales (Rodríguez, 2015). En cuanto a su morfología los quistes son ovoides con macronúcleos y vacuolas de 40 a 100 micras. Los trofozoítos son ciliados con un macronúcleo evidente en forma de herradura o salchicha con un polo anterior afilado con citostoma o boca celular y un polo posterior redondeado con un poro anal también llamado citopigio, estos trofozoítos se alojan en el intestino grueso (Nuñez, 2021).

#### **2.2.3.2.2. Nematodos**

En este grupo se han descrito los géneros *Ascaris* en el que las larvas adultas viven en el intestino delgado, donde las hembras podrán producir 200000 huevos por día los cuales serán excretados por las heces. Los huevos fertilizados son los únicos en causar la infección, estos tienen la facilidad desarrollarse en el suelo bajo condiciones de suelo húmedo, cálido y con sombra. Los animales se contagian al ingerir los huevos presentes en el alimento que haya tenido contacto con el suelo contaminado, dentro de hospedador los huevos eclosionan y liberan las larvas al intestino donde penetrarán la pared del intestino delgado y unas migraran por los vasos linfáticos y sanguíneos hacia los pulmones donde pueden ascender a la parte superior de las vías respiratoria para ser deglutidas y viajar al intestino delgado y convertirse en adultos (Marie & Petri, 2022). El huevo de este nematodo es ovalado o redondo con pared gruesa llegando a medir 45-70 x 35-45 micras (Nuñez, 2021). También se ha descrito el género *Sauricula* cuyas larvas pueden causar lesiones gástricas, enteritis del intestino grueso y delgado en las tortugas (Chavez & Serrano, 2015).

El género *Oxyuris*, es uno de los nematodos más comunes, son gusanos que pueden causar obstrucción intestinal con ulceraciones de la mucosa intestinal ya que estos parásitos se alimentan de la sangre del hospedador (Jiménez & Torres, 2013). Este género se clasifica de la siguiente forma: Filo: Nematoda, Clase: Secernentea, Orden: Ascaridoidea, Familia: Oxyuridae. El tamaño del gusano macho es de 0,5 cm y el de la hembra es de 1cm con un diámetro de 0,4 a 0,6 mm (Becerril & Pedrero, 2018).

En cuanto al género *Strongylus*, son parásitos del intestino grueso que se distribuyen a nivel mundial se clasifican de la siguiente forma: Filo: Nematoda, Clase: Secernentea, Orden: Strongylida, Familia: Strongylidae (Jiménez & Torres, 2013).

## **2.2.4. Métodos diagnósticos**

### **2.2.4.1. Métodos hematológicos**

#### **Frotis sanguíneo con tinción diff-quick y Giemsa**

Es un procedimiento fácil y de bajo coste, que nos permite obtener una muestra que permite contabilizar células de la serie roja y blanca observando estructuras que podrían ser anómalas o lesiones directas a las células sanguíneas con la finalidad de obtener un diagnóstico y prevenir enfermedades, entre ellas una parasitosis (Quiroga, 2010). La tinción de diff-quick es uno de los métodos más usados por ser de fácil y rápida aplicación para células de diferentes tejidos. Sin embargo, representa inconvenientes y desventajas como lo es al presentar precipitados si es usado con sangre heparinizada o que no se puedan distinguir estructuras intracelulares (Perez, 2018). La tinción con Giemsa es usada normalmente para tinciones de muestras extraídas de reptiles, esta tinción permite la diferenciación (al igual que diff-quick) de las células sanguíneas, tejidos y algunos tipos de parásitos como protozoos como *Plasmodium*, *babesia* entre otros (Clínica Universidad de Navarra, 2015).

#### **Buffy-coat o capa leucocitaria**

Esta técnica permite observar *Trypanosoma sp*, *Plasmodium sp*, *hepatozoon sp* y gamontes cuando las parasitemias son bajas. La técnica consiste en centrifugar un tubo capilar con sangre heparinizada a 2000 rpm por 5 minutos, luego se toma una parte de la capa leucocitaria y se realiza un extendido en un portaobjetos para luego ser teñida con diff-quick y Giemsa (Benavides, 2014).

### **2.2.4.2. Métodos coproparasitológicos**

#### **Método directo (frotis)**

Es uno de los métodos más antiguos y sencillos ya que es económico y rápido de realizar ya que no necesita de tantos materiales. Se lo utiliza para poder identificar protozoarios presentes en las heces, pero su principal desventaja es que se utiliza una pequeña parte de la muestra que puede no ser representativa para ciertos estudios. En este método se puede usar heces frescas, diarreicas o con conservantes (Gamboa & Radman, 2022).

#### **Método de Flotación**

Este método es una prueba cuantitativa que permite identificar la presencia de nematodos, cestodos y trematodos, separando los huevos de estos parásitos de

las heces de los animales, mediante una solución mayor a estos haciendo que se vayan a la parte superior del recipiente y así poder colectarlos y analizarlos al microscopio (Bernal B. C., 2022). La densidad de los parásitos varía de 1,05 a 1,10, por lo que en este método habría que tener cuidado con la densidad ya que podría deformar la estructura de los parásitos o hacer que floten partículas no deseadas. La solución que comúnmente se usa es la de cloruro de sodio con densidad de 1,18 a 1,20 ya que se usa la sal común, pero una desventaja es que se cristaliza muy rápido (Nuñez, 2021).

### **Método de Baermann modificado**

Este método es usado para identificar larvas de parásitos como el strongyloides, larvas de nematodos, hasta formas adultas de las heces recolectadas (López T. V., 2016). Esta variación se la realiza con un vaso de sedimentación ya que tradicionalmente es con un embudo de vidrio, pero el fin y el resultado es el mismo. Las muestras recolectadas de heces deben ser frescas sin fijar, colocadas en frascos de vidrio, plástico o cartón de boca ancha y tapadera. Es importante no refrigerar las muestras ya que esto hará que las larvas pierdan la motilidad impidiéndole migrar en el agua luego en el análisis (Girad, 2003).

## **2.3 Marco legal**

### **CAPÍTULO CUARTO DEL CÓDIGO ÓRGANICO INTEGRAL PENAL DELITOS CONTRA EL AMBIENTE Y LA NATURALEZA O PACHA MAMA SECCIÓN PRIMERA DELITOS CONTRA LA BIODIVERSIDAD**

La Asamblea Nacional del Ecuador (2008), expone los siguientes artículos sobre el buen vivir, la naturaleza y la vida dentro de sus normas:

#### **DERECHOS DE LA NATURALEZA**

**Art. 14.-** Se reconoce el derecho de la población a vivir en un ambiente sano y ecológicamente equilibrado, que garantice la sostenibilidad y el buen vivir, Sumak Kawsay. Se declara de interés público la preservación del ambiente, la conservación de los ecosistemas, la biodiversidad y la integridad del patrimonio genético del país, la prevención del daño ambiental y la recuperación de los espacios naturales degradados (Asamblea Nacional, 2008).

**Art. 71.-** La naturaleza o Pacha Mama, donde se reproduce y realiza la vida, tiene derecho a que se respete integralmente su existencia y el mantenimiento y

regeneración de sus ciclos vitales, estructura, funciones y procesos evolutivos. Toda persona, comunidad, pueblo o nacionalidad podrá exigir a la autoridad el cumplimiento de los derechos de la naturaleza. Para aplicar e interpretar estos derechos se observó los principios establecidos en la Constitución, en lo que proceda. El Estado incentivará a las personas naturales y jurídicas, y a los colectivos, para que protejan la naturaleza, y promoverá el respeto a todos los elementos que forman un ecosistema (Asamblea Nacional, 2008).

### **SECCIÓN PRIMERA DEL CODIGO ORGÁNICO INTEGRAL PENAL**

**Artículo 247.-** Delitos contra la flora y fauna silvestres.- La persona que cace, pesque, capture, recolecte, extraiga, tenga, transporte, trafique, se beneficie, permute o comercialice, especímenes o sus partes, sus elementos constitutivos, productos y derivados, de flora o fauna silvestre terrestre, marina o acuática, de especies amenazadas, en peligro de extinción y migratorias, listadas a nivel nacional por la Autoridad Ambiental Nacional así como instrumentos o tratados internacionales ratificados por el Estado, será sancionada con pena privativa de libertad de uno a tres años.

Se aplicará el máximo de la pena prevista si concurre alguna de las siguientes circunstancias:

1. El hecho se cometa en período o zona de producción de semilla o de reproducción o de incubación, anidación, parto, crianza o crecimiento de las especies.
2. El hecho se realice dentro del Sistema Nacional de Áreas Protegidas.

Se exceptúan de la presente disposición, únicamente la cacería, la pesca o captura por subsistencia, las prácticas de medicina tradicional, así como el uso y consumo doméstico de la madera realizada por las comunidades en sus territorios, cuyos fines no sean comerciales ni de lucro, los cuales deberán ser coordinados con la Autoridad Ambiental Nacional (Asamblea Nacional del Ecuador, 2014).

### **CÓDIGO ORGÁNICO AMBIENTAL**

Art. 5.- Derecho de la población a vivir en un ambiente sano. Comprende: 1. La conservación, manejo sostenible y recuperación del patrimonio natural y todos sus componentes, con respeto a los derechos de la naturaleza y a los derechos colectivos de las comunas, comunidades, pueblos y nacionalidades; 2. El manejo

sostenible de los ecosistemas,; 3. La intangibilidad del Sistema Nacional de Áreas Protegidas, en los términos establecidos en la Constitución y la ley; 4. La conservación, preservación y recuperación de los recursos hídricos,; 5. La conservación y uso sostenible del suelo; 6. La prevención, control y reparación integral de los daños ambientales; 7. La obligación de toda obra, proyecto o actividad, en todas sus fases, de sujetarse al procedimiento de evaluación de impacto ambiental 12. La implementación de planes, programas, acciones y medidas de adaptación para aumentar la resiliencia y reducir la vulnerabilidad ambiental, social y económica frente a la variabilidad climática y a los impactos del cambio climático, así como la implementación de los mismos para mitigar sus causas.

### **TITULO III**

#### **REGIMEN DE RESPONSABILIDAD AMBIENTAL**

Art. 10.- De la responsabilidad ambiental. El Estado, las personas naturales y jurídicas, así como las comunas, comunidades, pueblos y nacionalidades, tendrán la obligación jurídica de responder por los daños o impactos ambientales que hayan causado, de conformidad con las normas y los principios ambientales establecidos en este Código.

Art. 11.- Responsabilidad objetiva. De conformidad con los principios y garantías ambientales establecidas en la Constitución, toda persona natural o jurídica que cause daño ambiental tendrá responsabilidad objetiva, aunque no exista dolor, culpa o negligencia. Los operadores de las obras, proyectos o actividades deberán mantener un sistema de control ambiental permanente e implementarán todas las medidas necesarias para prevenir y evitar daños ambientales, especialmente en las actividades que generan mayor riesgo de causarlos.

### **LIBRO PRIMERO DEL REGIMEN INSTITUCIONAL**

#### **TITULO I SISTEMA NACIONAL DESCENTRALIZADO DE GESTION AMBIENTAL**

#### **CAPITULO II INSTRUMENTOS DEL SISTEMA NACIONAL DESCENTRALIZADO DE GESTION AMBIENTAL**

Art. 16.- De la educación ambiental. La educación ambiental promoverá la concienciación, aprendizaje y enseñanza de conocimientos, competencias, valores

deberes, derechos y conductas en la población, para la protección y conservación del ambiente y el desarrollo sostenible. Será un eje transversal de las estrategias, programas y planes de los diferentes niveles y modalidades de educación formal y no formal.

Art. 17.- De la investigación ambiental. El Estado deberá contar con datos científicos y técnicos sobre la biodiversidad y el ambiente, los cuales deberán ser actualizados permanentemente. La Autoridad Ambiental Nacional deberá recopilar y compilar dichos datos en articulación con las instituciones de educación superior públicas, privadas y mixtas, al igual que con otras instituciones de investigación.

Art. 18.- Participación ciudadana en la gestión ambiental. La participación ciudadana en la gestión ambiental para la deliberación pública entre el Estado, en sus diferentes niveles de gobierno y la sociedad, se canalizará mediante los mecanismos contemplados en la Constitución y la ley, tales como: 1. El Consejo Ciudadano Sectorial, para el Sistema Descentralizado de Gestión Ambiental; y, 2. Consejos Consultivos Locales, para la formulación, observación, seguimiento, veeduría y evaluación de las políticas públicas en materia ambiental de los Gobiernos Autónomos Descentralizados. Estos Consejos se integrarán por representantes de la sociedad civil, comunas, comunidades, pueblos, nacionalidades y colectivos de la circunscripción territorial que corresponda, de conformidad con la ley.

### 3. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 2.4 Enfoque de la investigación

##### **2.4.1 Tipo de investigación**

Este estudio se considera una investigación de campo y de laboratorio, caracterizado por ser descriptivo y observacional, con el cual podremos cumplir el principal objetivo realizando la recolección de muestras fecales y sanguíneas de toda la fauna presente en el Jardín Botánico de Guayaquil para después proceder a observarlas en el laboratorio.

##### **2.4.2 Diseño de investigación**

El trabajo de investigación es no experimental de corte transversal, pues la detección de la presencia de los parásitos no será modificada por condiciones de los animales antes o durante el estudio; pero a partir de esto se podría analizar las especies de parásitos, signos y determinar un número de población afectada del Jardín Botánico de Guayaquil.

#### 2.5 Metodología

##### **2.5.1 Variables**

###### **3.1.1.1. Variable independiente**

Especies de animales muestreados.

Tipos de parásitos

Signos presentes en animales muestreados.

###### **3.1.1.2. Variable dependiente**

Presencia de parásitos gastrointestinales en muestras fecales.

Presencia de hemoparásitos en las muestras sanguíneas.

##### **2.5.2 Diseño experimental**

##### **2.5.3 Recolección de datos**

###### **3.2.3.1. Recursos**

**Materiales de campo:** Guantes de manejo, Cámara digital, Cooler, transportador de muestras, Pijama médico, Cronómetro.

**Materiales de oficina:** Libreta/cuaderno, Pluma, Rotulador, Computadora, Fichas clínicas, Fichas de registro de laboratorio

**Materiales de laboratorio:** Microscopio, Centrífuga de capilares, Tubos de ensayo, Solución salina, Gramera, Cubreobjeto, Portaobjeto, Colador, Copas desechables, Baja lenguas, Cofia, Lugol, Gasas, Jeringas de 1ml, Jeringas de 3ml, Papel tamiz, Pipetas Pasteur, Algodón, Alcohol, Microtubos de Heparina, Tinciones diff-quick y Giemsa, Aceite de inmersión, Tubos capilares, Fosforera o plastilina.

**Recursos bibliográficos:** Artículos científicos, Tesis, Libros, Documentos de páginas web, Leyes, reglamentos y políticas, Revistas científicas

**Recursos humanos**

**Docente guía:** Dra. Ana Piña Paucar, MSc.

**Tutor estadístico:** Ing. Octavio Rugel González

**Investigador:** Dayse Nicole Salazar Suárez

**Personal del Jardín Botánico de Guayaquil.**

**3.2.3.2. Métodos y técnicas**

Para el examen coprológico se tomaron dos muestras, uno al inicio de la investigación y otro el 8 de enero. En cuanto a las muestras sanguíneas se realizó una única toma de la vena correspondiente dependiendo de la especie: aves vena radial, primates vena femoral y reptiles vena coccígea dorsal.

Al inicio de la investigación las muestras de heces se recolectaron colocando a las aves en jaulas de contención con fundas negras en la base para recolectar las heces sin tener contacto con el suelo y se tomaron las primeras 9 muestras sanguíneas. El siguiente día se recolectó las 15 muestras sanguíneas pendientes y el restante de heces de aves, tortugas y primates. Las muestras se llevaron a analizar en el laboratorio hexagonal de la Universidad Agraria del Ecuador el mismo día.

Las técnicas usadas en las muestras sanguíneas fueron:

**Frotis sanguíneo:** se colocó una gotita de sangre sobre el portaobjetos y con la ayuda del otro, en un ángulo de 45° se realizó el extendido de forma que quede una lámina de sangre con tres partes notorias: cabeza, cuerpo y cola, cada frotis se rotuló y se dejó secar al aire. Las tinciones a realizar fueron: para aves y mamíferos diff-quick, 30 segundos en la primera solución y en la segunda y tercera 5 segundos, luego se retiró el exceso con agua destilada. Para frotis de reptiles se utilizó Giemsa el cual se sumergió por 1 minuto en metanol, se escurrió y se colocó en la tinción

de Giemsa por 30 minutos para después retirar el exceso con agua destilada y ser observadas las muestras bajo el microscopio con objetivo de 40x y 100x.

**Buffy-coat:** de los tubos de heparina y EDTA se recolectó una muestra con un capilar llenando las  $\frac{3}{4}$  partes de este, luego se selló con plastilina y se llevó a la centrifugadora a 2000rpm por 5 minutos, luego se partió el capilar por la zona de la capa leucocitaria, se colocó la muestra sobre un portaobjetos y con otro se realizó un extendido para luego ser teñido con diff-quick.

Las técnicas usadas para el análisis de las heces fueron:

**Método directo:** se extrajo con un pincho de dientes una pequeña muestra de heces y se homogenizó en una gota de solución salina sobre el portaobjetos, se retiraron fragmentos gruesos, luego se colocó el cubreobjetos y se añadió una gota de Lugol por capilaridad para luego ser observado al microscopio (Nuñez, 2021).

**Método de flotación:** se tomaron tres gramos de heces que fueron disueltas en 10 ml de solución salina saturada que fue filtrada con un colador para colocarla en un tubo de ensayo hasta llenarlo de manera que quede un menisco convexo sobre el que se colocó un cubreobjetos por 15 minutos y posteriormente se colocó en un portaobjeto y se observó a 40x y 100x (Girad, 2003).

**Método de Baermann modificado:** sobre el papel filtro y con la ayuda de un baja lenguas se extendió 5 gramos de las heces, el cual fue cubierto con una gasa doblada en 4 partes. Se colocó la preparación dentro del vaso de sedimentación con la gasa hacia abajo de manera que las heces quedaron sumergidas en el agua, se dejó reposar por 24 horas y posteriormente con una pipeta Pasteur se extrajo el sedimento del fondo del envase para colocar una gota en un portaobjeto y cubrirla. Por último, se coloca una gota de Lugol por capilaridad y se llevó al microscopio con objetivo de 10x, 40x y 100x (Girad, 2003).

#### **2.5.4 Análisis estadístico**

La presente investigación se realizó con el programa Excel para tener registro de los resultados obtenidos para expresarlo en tablas y gráficos descriptivos.

##### **3.2.4.1. Población y muestra**

Se realizó el estudio con 24 individuos silvestres presentes en el Jardín Botánico. Por lo tanto, para efectos del estudio no se aplicará ningún tipo de muestreo y se trabajó con el 100% de la población.

#### 4. RESULTADOS

##### 2.6 Diferenciación de hemoparásitos presente en las especies en el Jardín Botánico

Se encontraron dos especies de hemoparásitos en 4 (16,7%) de los 24 individuos estudiados, de los cuales: tres *Chelonoidis denticulata* salieron positivas a *Haemogregarina spp* y un *Saimiri sciureus cassiquiarensis* salió positivo a *Babesia* (tabla 1). Hay que tomar en cuenta que ambos géneros no compartían hábitat, ya que las tortugas estaban en un terrario alejado de la jaula de los monos ardillas. La presencia de estos hemoparásitos no tiene relación en ambos géneros ya que pertenecen a diferente orden de su clasificación taxonómica.

Se utilizaron dos técnicas para identificar hemoparásitos en los animales presentes en el jardín botánico de los cuales para el género *Amazona*, *Ara*, *Pionus* y *Psittacara* ambas técnicas aplicadas salieron negativas (Tabla 2), con excepción del género *Saimiri* y *Chelonoidis* los cuales salieron positivo en la técnica de frotis sanguíneo, menos en la de buffy-coat en el cual no se halló ni una larva que estuviera presente en el torrente sanguíneo de estos animales.

**Tabla 1.**

**Total de positivos a hemoparásitos encontrados en la fauna silvestre del Jardín Botánico**

	<b>Total de positivos</b>	<b>Porcentaje</b>
<b>Chelonoidis</b>		
<i>Haemogregarina sp.</i>	3	12,5%
<b>Saimiri</b>		
<i>Babesia sp.</i>	1	4,16%
<b>Total</b>	<b>4</b>	<b>16,66%</b>

Salazar, 2024.

**Tabla 2.**

**Presencia de hemoparásitos por técnica usada en la fauna silvestre del jardín botánico.**

<b>Género</b>	<b>Frotis</b>	<b>Buffy-coat</b>
<b><i>Amazona</i> (n=9)</b>	negativo	negativo
<b><i>Ara</i> (n=2)</b>	negativo	negativo
<b><i>Chelonoidis</i> (n=5)</b>	Positivo (3)	negativo
<b><i>Pionus</i> (n=2)</b>	negativo	negativo
<b><i>Psittacara</i> (n=1)</b>	negativo	negativo
<b><i>Saimiri</i> (n=5)</b>	Positivo (1)	negativo

Salazar, 2024.

## 2.7 Identificación de parásitos gastrointestinales presentes en la fauna silvestres del jardín botánico

Los parásitos encontrados en aves fueron los siguientes: para *Amazona amazónica* con el 12,5% (n=3) se encontró *Isospora sp* y *Eimeria sp*, *A. farinosa* con 16,7% (n=4) tres portaban *Isospora sp* y un ejemplar *Isospora sp* y *Ascaridia sp*, *A. ochrocephala* con el 8,3% (n=2) ambas tenían *Isospora sp*, *Ara ararauna* con el 4,2% (n=1) presentó *Isospora sp* y *Ascaridia sp* y *Ara macao* con 4,2% se encontró *Isospora sp* y *Eimeria sp*, *Pionus menstruss* con el 8,3% presentó solo *Isospora sp*; a comparación del resto de aves para la especie *Psittacara* con 4,2% (n=1) se halló huevos de *Capillaria sp* acompañado de *Ascaridia sp* y *Eimeria sp*. Mientras que los parásitos encontrados en monos especies *S. sciureus cassiquiarensis* con el 20,8% (n=5) un ejemplar fue positivo para *Eimeria sp* y *Entamoeba sp* y el restante a *Eimeria sp*, *Trichuris sp* y *Entamoeba sp*. En cuanto a reptiles, las 5 especies de *Chelonoidis denticulata* representando el 20,8% fueron positivas a *Blastocystis sp*, *Ascaridia sp* y *Eimeria sp* (tabla 3 y 4).

En este estudio se puede apreciar que el 29.17% de los individuos presentaron un único parásito gastrointestinal, mientras que el 70.84% presentó hasta al menos 3 tipos de parásitos gastrointestinales diferentes (tabla 4).

**Tabla 3.**  
**Total de positivos a parásitos gastrointestinales representado por especies de la fauna silvestre del Jardín Botánico**

Individuos de estudio	Positivos a parásitos	Porcentaje
<i>A. amazónica</i>	(3/3)	12,5%
<i>A. farinosa</i>	(4/4)	16,7%
<i>A. ochrocephala</i>	(2/2)	8,3%
<i>Ara ararauna</i>	(1/1)	4,2%
<i>Ara macao</i>	(1/1)	4,2%
<i>Chelonoidis</i>	(5/5)	20,8%
<i>Pionus</i>	(2/2)	8,3%
<i>Psittacara</i>	(1/1)	4,2%
<i>Saimiri</i>	(5/5)	20,8%
<b>Total</b>	<b>24</b>	<b>100</b>

Salazar, 2024.

**Tabla 4.**  
**Infecciones simples y múltiples de parásitos hallados en la fauna silvestre del jardín botánico.**

Infección simple	Individuos positivos	Porcentaje
<i>Isospora sp.</i>	7	29,17
Infección múltiple		
<i>Ascaridia sp, Eimeria sp y Capillaria sp.</i>	1	4,17
<i>Blastocystis sp, Ascaridia sp, Eimeria sp.</i>	5	20,83
<i>Eimeria sp, Trichuris sp y Entamoeba sp.</i>	4	16,67
<i>Eimeria sp y Entamoeba sp</i>	1	4,17
<i>Isospora sp y Ascaridia sp</i>	2	8,33
<i>Isospora sp y Eimeria sp</i>	4	16,67
<b>Total de individuos evaluados</b>	<b>24</b>	<b>100,00</b>

Salazar, 2024.

Como resultado del examen coproparasitológico obtenido con las diferentes técnicas empleadas en este estudio, por medio del método directo se pudo detectar un mayor número de protozoarios y nematodos, aun así, con el método de flotación se halló un número similar de parásitos a excepción de que no se logró detectar *Capillaria sp* ni *Trichuris sp.* (Tabla 3). Por el método de Baermann no se logró detectar ni un tipo de larva. Con el método directo y de flotación, se identificó 7 tipos de parásitos diferentes, pertenecientes al grupo de protozoos y nematodos. Donde la especie de parásito que más veces se encontró en los 24 individuos estudiados fue *Eimeria sp.*, seguido por *Isospora sp.* y *Ascaridia sp.*

**Tabla 5.**  
**Parásitos detectados en cada una de las técnicas empleadas en el estudio de la fauna silvestre del Jardín Botánico.**

Tipo de parásito	Método Directo	Método de flotación	Método de Baermann
<i>Isospora sp</i>	12	11	0
<i>Eimeria sp</i>	14	15	0
<i>Ascaridia sp</i>	8	7	0
<i>Capillaria sp</i>	1	0	0
<i>Entamoeba sp</i>	5	5	0
<i>Trichuris sp</i>	4	0	0
<i>Blastocystis sp</i>	5	5	0

Salazar, 2024.

## 2.8 Signos encontrados en la fauna silvestre afectada por de hemoparásitos y parásitos gastrointestinales.

De los individuos de estudio se pudo identificar que el 29,17% presentaba diarreas, el 20,83% las heces mostraban materia no digerida solo en las 5 tortugas del estudio. El 33,33% presentaba alteraciones en el plumaje, pelaje y en el aspecto del caparazón. También se pudo determinar que casi el 50% de la población presenta adelgazamiento y el 12,5% letargia (Tabla 5). Estos signos se los presencié en los animales al momento de tomarle las muestras requeridas. También los signos establecidos se encontraron en animales que salieron positivos a parásitos gastrointestinales y también positivo a hemoparásitos como es en el caso de un ejemplar *Saimiri sciureus cassiquiarensis* que presentó pelaje alterado y adelgazamiento. Por otro lado, se destaca la presencia de mayor número de signos con relevancia en las tortugas motolos las cuales presentaban diarreas, heces con alimento no digerido, alteración en este caso del caparazón, adelgazamiento y letargia (en este último solo dos ejemplares). Signos que según autores son de esperar ante la presencia de parásitos, ya sean en heces o en sangre.

**Tabla 6.**  
**Signos encontrados por inspección física directa en la fauna silvestre estudiada del Jardín Botánico de Guayaquil.**

Animales afectados	Diarrea	Heces con alimento no digerido	Plumaje/piel alterado	Adelgazamiento	Letargia
<i>A. amazónica</i> (3)			4,17% (1)	8,33% (2)	4,17% (1)
<i>A. farinosa</i> (4)	8,33% (2)		4,17% (1)	4,17% (1)	
<i>A. ochrocephala</i> (2)				4,17% (1)	
<i>C. denticulata</i> (5)	20,83% (5)	20,83% (5)	20,83% (5)*	20,83% (5)	8,33% (2)
<i>P. menstruus</i> (2)				4,17% (1)	
<i>Psittacara</i> (1)				4,17% (1)	
<i>S. Sciureus cassiquiarensis</i> (5)			4,17% (1)	4,17% (1)	
<b>Total</b>	<b>29,17%</b>	<b>20,83%</b>	<b>33,33%</b>	<b>50,01%</b>	<b>12,50%</b>

\*en tortugas se hallaron lesiones a nivel del caparazón.  
Salazar, 2024.

## 5. DISCUSIÓN

En este estudio se determinó que de la fauna silvestre del Jardín Botánico el 17% (4/24) presenta hemoparásitos de los cuales corresponden a 3 *Chelonoidis denticulata* (3/5) positivos para *Haemogregarina sp* y 1 *Saimiri sciureus cassiquiarensis* (1/5) positivo a *Babesia sp*, no antes reportada por algún otro estudio ya que autores como Salinas, Parra, & Martínez (2021) y Matamoros, Velazquez, & Pashov (1990) solo mencionan haber encontrado en monos ardillas la presencia de hemoparásitos del género de *Plasmodium vivax* y *falciparum* especies causantes de malaria y *Trypanosoma cruzi* causante del Chagas. En el caso de las tortugas, el estudio hecho por Ruiz (2019) halló *Haemogregarina sp*. Al igual que en las 3 tortugas motelos que dieron positivo por frotis sanguíneo en el Jardín Botánico. De las 11 psitácidas estudiadas no se observó ni un hemoparásito tanto en frotis sanguíneo ni larvas en buffy-coat tal como López (2012), en su estudio realizado en el zoológico de “Benito Juárez” México, donde no halló hemoparásitos en las psitácidas estudiadas al igual que Vinueza (2022), en su estudio realizado en Santa Elena- Ecuador.

En cuanto a parásitos gastrointestinales, López (2012), en su estudio realizado en el zoológico de “Benito Juárez” México, halló en Psitácidas del género *ara* y *amazona* parásitos de los géneros: *Eimeria sp*, *Ascaridia sp* y *Heteraki sp*. Por otro lado, Vinueza (2022), en su estudio realizado en Santa Elena, estableció que individuos del género *Amazonas*, dio negativo a parásitos y positivo a 2 ejemplares *ara* macao con infección múltiple de *Capillaria sp* y *trichostrongylus sp*. A comparación de estos dos estudios, en el presente, de los 24 individuos de los cuales 14 pertenecen a Psitácidas dieron positivos con infección simple de *Isospora sp* ejemplares de *Amazona farinosa* (3), *A. ochrocephala* (2) y *Pionus menstruss* (2) representando al 29,17% de infección simple y con infección múltiple se encontró: *Ascaridia sp*, *Eimeria sp* y *Capillaria sp* en *Psittacara erytrogeness* correspondiendo al 4,17% (1/24); *Isospora sp* y *Ascaridia sp* encontradas en ejemplares *Amazona farinosa* (1) y *Ara ararauna* (1) con 8,33% (2/24) de la infección y por último *Isospora sp* y *Eimeria sp* en *Amazona amazónica* (3) y *Ara macao* (1) correspondiente al 16,67%.

En este estudio se halló en los 5 ejemplares de monos ardillas infección múltiple de *Eimeria sp* y *Entamoeba sp* para un ejemplar y en los 4 restantes *Eimeria sp*,

*Trichuris sp* y *Entamoeba sp*. A diferencia de Sibaja (2006) que, en su estudio realizado en Costa Rica, encontró *Giardia duodenalis* en tres primates estudiados, por otro lado, Suarez, Rojas, Durán, & Lozano (2018) en un estudio hecho en Bogotá, determinaron la presencia de parásitos gastrointestinales de géneros como: *Isospora sp*, *Giardia sp* y *Trichomona sp*; del cual no se lograron hallar en este estudio. Aquí en Ecuador Solórzano (2023) en su estudio realizado en el zoológico Arenillas, el Oro en ejemplares *Saimiris* se encontró los siguientes tipos de parásitos: *Entamoeba sp*, *Strongylus sp* y *Ascaris sp*, por método directo y de flotación del cual solo coincide el género *Entamoeba sp* encontrado en los 5 ejemplares en estudio.

De los reptiles estudiados, los 5 ejemplares de tortugas motelos presentaron infección múltiple de parásitos que dieron positivo a *Blastocystis sp*, *Eimeria sp* y *Ascaridia sp*, este último tipo de parásito también fue encontrado en tortugas de las islas Galápagos en el 5% de los individuos estudiados (Loyola, 2014). A diferencia de estudios hecho por Ruiz (2019) y Mora (2023) donde los parásitos que prevalecen son *Oxiuro*, *Strongylus*, *Rabditoides*, *Ophiotaenia*, *Entamoeba* y *Tricomona*, en el presente estudio no se halló estos tipos de parásitos en las tortugas estudiadas.

En cuanto a los signos de interés hallados en este estudio se puede observar que los 5 ejemplares de *Chelonoidis denticulata*, presentaron diarreas, heces con alimento no digerido, alteración en el caparazón, adelgazamiento y letargia, en este último signo en solo dos ejemplares se halló. Estos signos que coinciden con el estudio de Valdez (2015) donde los halló en tortugas motelos que presentaban hemoparásitos y parásitos gastrointestinales. Cabe recalcar que la presencia de signos es notoria cuando la infestación de parásitos es grave, cuando los factores ambientales y nutricionales no son adecuados y cuando no siguen tratamientos preventivos o a tiempo contra enfermedades que estén presentes (Mora, 2023) y (Ruiz P. A., 2019). En las aves psitácidas, la presencia de diarreas, plumaje alterado, adelgazamiento y letargia se asocian a la presencia de parásitos gastrointestinales protozoo y nematodos que fueron similares a los encontrados en el presente estudio (Vinueza, 2022) y (Choloquina, 2019). como último se destaca que todas las especies que se encontraron positivas para parásitos no presentaron inapetencia y las diarreas no eran de tipo sanguinolentas.

## 6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

### 6.1 Conclusiones

En esta investigación se identificó hemoparásitos en 4 de los 24 individuos estudiados correspondiente a *Chelonoidis denticulata* (3) y *Saimiri sciureus cassiquiarensis* (1), positivos a *Haemogregarina sp* y *Babesia sp* respectivamente. En cuanto a los parásitos gastrointestinales con mayor prevalencia, se encontraron 7 tipos en el estudio pertenecientes a *Isoospora sp* (12), *Eimeria sp* (15), *Ascaridia sp* (8), *Capillaria sp* (1), *Entamoeba sp* (5), *Trichuris sp* (4) y *Blastocystis sp* (5) en los 24 individuos del estudio, tomando en cuenta que algunos eran con infestación múltiple de parásitos.

Toda la fauna silvestre del Jardín Botánico presentaba al menos uno de los parásitos ya mencionados como también 4 de estos fueron positivos a hemoparásitos, ejemplares que, por medio de inspección física, se hallaron signos siendo el más representativo el adelgazamiento con el 50,01% y otros signos como diarrea en el 29,17%, heces con alimento no digerido 20,83%, pelaje, plumaje y caparazón alterado en el 33,33% correspondiendo mono ardilla (1), loras (2) y tortuga motelo (5), también presentaron letargia con el 12,5%. Signos que son diagnosticados comúnmente ante la presencia de los parásitos mencionados en este estudio.

### 6.2 Recomendaciones

Tomando en cuenta las conclusiones de este estudio, sería bueno realizar un estudio más afondo como PCR para determinar si realmente todos los animales están libres de hemoparásitos como también para reconfirmar lo detectado en el presente estudio y complementarlos con análisis sanguíneos completos para mejorar el rendimiento de cada uno.

En conjunto a estos exámenes, es recomendable realizarle al menos una vez al año análisis coprológicos para determinar la presencia de parásitos gastrointestinales y así realizarle un correcto protocolo de desparasitación como medicina preventiva y que no empeore su cuadro clínico.

## BIBLIOGRAFÍA

- Abril, R. G. (2017). *Identificación de helmintos Gastrointestinales zoonóticos en primates en cautiverio*. Obtenido de Universidad técnica de ambato: <https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/26514/1/Tesis%20107%20Medicina%20Veterinaria%20y%20Zootecnia%20-CD%20532.pdf>
- Acevedo, J., Arias, N., & Muñoz, J. (2020). *Presencia de parásitos gastrointestinales en primates no humanos del hogar de paso de fauna silvestre CARDER-APAP, Risaralda*. Obtenido de Repositorio de la UTP: <https://repositorio.utp.edu.co/server/api/core/bitstreams/df7d5223-b950-44a1-a20e-99237f5fe869/content>
- Alcaraz, M. J. (2017). *Giardia y Giardiosis*. Obtenido de SEIMC: <https://www.seimc.org/contenidos/ccs/revisionestematicas/parasitologia/Giardia.pdf>
- Aldana, L. V., Baños, A. L., & Díaz, M. A. (2007). *Estudio epidemiológico de la infección por trypanosoma cruzi en niños/as de 0-14 años de edad en el caserío del eden, canton Cantarrana, Santa Ana*. Obtenido de Universidad de El Salvador: <https://ri.ues.edu.sv/id/eprint/13812/1/Trypanosoma%20cruzi.pdf>
- Alvarado, A., Azua, M. F., & Chamorro, M. J. (2010). *Evaluación de uso Recreativo y Turístico del Jardín Botánico de Guayaquil*. Obtenido de Universidad Politécnica del Litoral: <https://www.dspace.espol.edu.ec/bitstream/123456789/20930/1/D-90864.pdf>
- Alvarez, A. R. (2020). *Los protozoos. Características y su rol como agentes patógenos*. Obtenido de UNLPam: <https://cerac.unlpam.edu.ar/index.php/veterinaria/article/download/1917/1870/#:~:text=Los%20protozoos%20par%C3%A1sitos%20son%20la,a%20las%20defensas%20inmunol%C3%B3gicas%20innatas.>
- Aparicio, A. L. (marzo de 2009). *Estudio de parasitosis en especímenes de iguana verde (iguana iguana) decomisadas por el consejo nacional de áreas protegidas en los años 2002 y 2007 provenientes del Río Dulce Izabal, Guatemala*. Obtenido de Repositorio de Universidad de San Carlos de Guatemala: <https://core.ac.uk/download/pdf/35293754.pdf>

- Arias, M., Arece, J., & Carrión, M. (Agosto de 2011). *IDENTIFICACIÓN DE Trichostrongylus colubriformis Y Oesophagostomun columbianum EN CAPRINOS DEL VALLE DEL CAUTO EN GRANMA*. Obtenido de [http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0253-570X2011000200008#:~:text=G%C3%A9nero%20Trichostrongylus&text=colubriformis%20son%20de%20un%20tama%C3%B1o,arqueado%20en%20forma%20de%20canao](http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0253-570X2011000200008#:~:text=G%C3%A9nero%20Trichostrongylus&text=colubriformis%20son%20de%20un%20tama%C3%B1o,arqueado%20en%20forma%20de%20canao).
- Asamblea Nacional del Ecuador. (2014). *CODIGO ORGANICO INTEGRAL PENAL, COIP*. Obtenido de defensa.gob: [https://www.defensa.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2018/03/COIP\\_feb2018.pdf](https://www.defensa.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2018/03/COIP_feb2018.pdf)
- Baquedano, L. E. (2014). *Presencia y lesiones gastrointestinales por helmintos del majaz agouti paca de vida libre de la cuenca del Rio Yavarí Mirí (Loreto-Perú)*. Obtenido de Universidad Nacional Mayor de San Marcos: [https://cybertesis.unmsm.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12672/3598/Baquedano\\_sl.pdf?sequence=1&isAllowed=y](https://cybertesis.unmsm.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12672/3598/Baquedano_sl.pdf?sequence=1&isAllowed=y)
- Batalla, L., Casas, E., Julca, R., & Rojas, G. (2015). *Redalyc*. Obtenido de Presencia de hemoparasitos en Tortugas Motelo (Chelonoides denticulata) comercializadas en el Mercado de Belen, Iquitos, Perú: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=371843271015>
- Becerril, M., & Pedrero, G. (2018). *Balantidiasis*. Obtenido de Access Medicina: <https://accessmedicina.mhmedical.com/content.aspx?bookid=1483&sectionid=102300064>
- Benavides, E. (2014). *Abordaje laboratorial y epidemiologico para el diagnsotico de hemoparasitos de importancia veterinaria*. Obtenido de Universidad de la salle: <https://es.slideshare.net/EVBenavides/hemox-dxbveqcn>
- Bermúdez, J., & Valls, X. (2018). *Criptosporidiosis en reptiles*. Obtenido de Portal veterinaria: <https://www.portalveterinaria.com/animales-de-compania/articulos/25224/criptosporidiosis-en-reptiles.html>
- Bernal, B. C. (15 de septiembre de 2022). *Elaboracionde un plan de gestión, control y prevención de parasitos intestinales presentes en mamideros en un parque temático de la ciudad de Guayaquil*. Obtenido de Universidad Católica de Santia de Guayaquil: <http://201.159.223.180/bitstream/3317/19377/1/T-UCSG-PRE-TEC-CMV-136.pdf>

- Botero, L., Fernández, A., & Forero, N. (21 de septiembre de 2011). *Análisis retrospectivo de las enfermedades parasitarias del mono ardilla (Saimiri sciureus) en dos condiciones ex situ en el noroccidente de los Andes suramericanos*. Obtenido de scielo: [http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0122-935420110002000091](http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0122-935420110002000091)
- Brito, J. (26 de agosto de 2021). *Mamíferos del Ecuador*. Obtenido de PUCE: <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/>
- Castillo, L. G. (1993). *Determinación de la Frecuencia de entamoema invadens en Tilcoates (drymarchon corais erebennus) en el Zoológico de Guadalajara*. Obtenido de Repositorio de la Universidad de Guadalajara: [http://repositorio.cucba.udg.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/3606/Del\\_Castillo\\_Marquez\\_Luz\\_Gabriela.pdf?sequence=1&isAllowed=y](http://repositorio.cucba.udg.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/3606/Del_Castillo_Marquez_Luz_Gabriela.pdf?sequence=1&isAllowed=y)
- Chavez, L., & Serrano, E. (2015). *Parasitos gastrointestinales en reptiles en cautiverio en Lima Metropolitana*. Obtenido de scielo: <http://www.scielo.org.pe/pdf/rivep/v26n1/a15v26n1.pdf>
- Choloquina, M. M. (2019). *Prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves silvestres criados en cautiverio*. Obtenido de Universidad Politécnica salesiana sede cuenca: <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/18592/1/UPS-CT008722.pdf>
- Clínica Universidad de Navarra. (2015). *Tinción de Giemsa*. Obtenido de Cun.
- Cortez, M. A. (marzo de 2015). *Perfil Hemático y presencia de hemoparasitos en reptiles del parque zoológico nacional, El Salvador*. Obtenido de Repositorio de la Universidad de El Salvador: <https://ri.ues.edu.sv/id/eprint/7630/1/13101585.pdf>
- Delgado, G. E. (10 de Agosto de 2015). *Giardia y Giardiasis. Generalidades y carácter zoonótico*. Obtenido de Sociedad Científica de Veterinaria de salud pública y comunitaria: <https://www.socivesc.es/publicaciones/43-publicaciones-de-socivesc/106-giardia-y-giardiasis-generalidades-y-caracter-zoonosico>
- Díaz, J. A. (1996). *Nuevas aportaciones al conocimiento epidemiológico de la Theileriosis en extremadura*. Obtenido de Repositorio de la Universidad de

Extremadura:

[https://dehesa.unex.es/bitstream/10662/500/4/TDUEX\\_9788469468838.pdf](https://dehesa.unex.es/bitstream/10662/500/4/TDUEX_9788469468838.pdf)

Dulcey, L., Therán, J., Caltairone, M., & Cantillo, M. (2022). *Babesiosis. Reporte de caso clínico en Venezuela Revisión de literatura*. Obtenido de <https://docs.bvsalud.org/biblioref/2023/03/1416935/05-dulcey-l-92-96-2.pdf>

Escobar, M. J., López, A. J., & Ramírez, P. E. (2010). *Determinacion de fuentes de transmision de coccidiosis (Eimeria spp) en aves de la linea HY linr brown desarrolladas en jaulas en dos granjas de el paisnal, departamento de san salvador, el salvador*. Obtenido de <https://ri.ues.edu.sv/id/eprint/1582/1/13100835.pdf>

Gamboa, M. I., & Radman, N. E. (2022). *Parasitología comparada Modelos parasitarios*. Obtenido de UNLP: [http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/148720/Documento\\_completo.pdf-PDFA.pdf?sequence=1&isAllowed=y](http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/148720/Documento_completo.pdf-PDFA.pdf?sequence=1&isAllowed=y)

García, S. (2019). *Especies del género entamoeba en fauna salvaje y doméstica: estudio epidemiológico y filogenético*. Obtenido de Universidad Autónoma de Madrid: <https://libros.uam.es/tfm/catalog/download/1022/1850/1942?inline=1>

Girad, R. (2003). *Manual de parasitología: Métodos para laboratorio de atención primaria de salud*. Obtenido de BVS: <http://www.bvs.hn/Honduras/pdf/Manual%20Parasitologia%202007.pdf>

González, M. (2021). *Efectos y consecuencias de las interacciones hemoparásito-hospedador en anfibios y reptiles*. Obtenido de Universidad de Extremadura: [https://dehesa.unex.es:8443/flexpaper/template.html?path=https://dehesa.unex.es:8443/bitstream/10662/13038/1/TDUEX\\_2021\\_Gonz%\*c3%a1\*lez\\_BI%\*c3%a1\*zquez.pdf#page=1](https://dehesa.unex.es:8443/flexpaper/template.html?path=https://dehesa.unex.es:8443/bitstream/10662/13038/1/TDUEX_2021_Gonz%c3%a1lez_BI%c3%a1zquez.pdf#page=1)

GoRaymi. (2019). *Jardin Botánico de Guayaquil*. Obtenido de GoRaymi: <https://www.goraymi.com/es-ec/guayas/guayaquil/observacion-flora/jardin-botanico-guayaquil-a28h4v01g>

Heredia, F. C. (13 de Septiembre de 2021). *Identificacion de parásitos gastrointestinales en aves de la familia Psittacidae, decomisadas por el delito de tráfico de especies, atendidas en la fundacion Proyecto Sacha*. Obtenido de <http://repositorio.ucsg.edu.ec/bitstream/3317/17221/1/T-UCSG-PRE-TEC-CMV-110.pdf>

- Hortua, M. A. (2004). *Detección y localización de la enzima dihidroorotasa (DHOasa) de la síntesis de pirimidinas en taquizoitos de toxoplasma gondii*. Obtenido de Repositorio de la Universidad de los Andes: <https://repositorio.uniandes.edu.co/bitstream/handle/1992/10402/u251122.pdf?sequence=1>
- Jepson, L. (2011). *Clinica de animales exóticos*. Obtenido de Prologo de Scott J. Stahi : <https://books.google.com.ec/books?id=FuQ5kzoy4-8C&printsec=frontcover&dq=hemoparasitos+en+animales+exoticos&hl=es-419&sa=X&ved=2ahUKEwit-OOOteT8AhWuRzABHcomBbAQ6AF6BAgLEAI#v=onepage&q&f=false>
- Jiménez, L., & Torres, A. M. (2013). *Hallazgos coproparasitológicos en muestras de aves y reptiles remitidas al laboratorio clínico veterinario del 2009 al 2012*. Obtenido de Repositorio de la Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales: <https://repository.udca.edu.co/bitstream/handle/11158/851/Trabajo%20de%20Grado%20Liliana%20Jimenez.pdf?sequence=1>
- Lizaso, D. (julio de 2014). *Procesos parasitarios emergentes en sistemas alternativos*. Obtenido de AviNews: <https://avinews.com/procesos-parasitarios-emergentes-en-sistemas-alternativos/#cestodos>
- López, H. (Agosto de 2012). *Diagnostico de parásitos y hemoparásitos en aves psitácidas del parque Zoológico "Benito Juárez"*. Obtenido de Biblioteca virtual de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo: [http://bibliotecavirtual.dgb.umich.mx:8083/xmlui/bitstream/handle/DGB\\_UMICH/1861/IIAF-M-2012-0011.pdf?sequence=1&isAllowed=y](http://bibliotecavirtual.dgb.umich.mx:8083/xmlui/bitstream/handle/DGB_UMICH/1861/IIAF-M-2012-0011.pdf?sequence=1&isAllowed=y)
- Lopez, M., & Aramburú, R. (2019). *Parásitos gastrointestinales de loros habladores silvestres en Chaco, Argentina*. Obtenido de Revista Veterinaria: <https://revistas.unne.edu.ar/index.php/vet/article/view/4140>
- López, T. V. (2016). *Determinacion del indice de prevalencia de strongiloidosis canina en las clinicas veterinarias del cantón Machala*. Obtenido de Universidad Tecnica de Machala: [http://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/7684/1/DE00041\\_TRABAJODETITULACION.pdf](http://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/7684/1/DE00041_TRABAJODETITULACION.pdf)
- Lostauanau, M. N. (2009). *Presencia de Cryptosporidium parvum en la madre como factor de riesgo de la presentacion de C. parvum en alpacas neonatas en*

- Huancavelica*. Obtenido de Universidad Nacional Mayor de San Marcos: [https://cybertesis.unmsm.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12672/14913/Los\\_tau\\_nau\\_jm.pdf?sequence=1&isAllowed=y](https://cybertesis.unmsm.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12672/14913/Los_tau_nau_jm.pdf?sequence=1&isAllowed=y)
- Loyola, A. (Abril de 2014). *Determinación de la Fauna Helmíntica de las tortugas gigantes (chelonoidis sp) de las islas Galápagos*. Obtenido de tesis de la Universidad Central del Ecuador: <https://www.dspace.uce.edu.ec/server/api/core/bitstreams/7e95766f-46ff-48e0-904d-dc96c751d6e5/content>
- Mamani, J. E. (2019). *Determinación de parásitos gastrointestinales por edad y sexo en Jochi pintado (agouti paca) en tres comunidades de la TCO takana II, Provincia Abel Iturralde del Dpto. de la Paz*. Obtenido de Universidad Mayor de San Andrés: <https://repositorio.umsa.bo/bitstream/handle/123456789/23741/TM-2729.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Marie, C., & Petri, W. (septiembre de 2022). *Estrongiloidiasis*. Obtenido de Manual MSD: <https://www.msmanuals.com/es/professional/enfermedades-infecciosas/nematodos-gusanos-redondos/estrongiloidiasis>
- Marie, C., & Petri, W. (septiembre de 2022). *Infección por anquilostomas*. Obtenido de Manual MSD: <https://www.msmanuals.com/es-es/professional/enfermedades-infecciosas/nematodos-gusanos-redondos/infecci%C3%B3n-por-anquilostomas>
- Martinez, C. F., Gutierrez, C. S., & Pineda, G. M. (diciembre de 2015). *Identificación de parásitos gastrointestinales en aves de la familia Psitacidae del parque Zoológico Nacional de el Salvador*. Obtenido de Universidad del Salvador: <https://ri.ues.edu.sv/id/eprint/9460/1/13101600.pdf>
- Mastrantonio, F., & Eiras, D. F. (2023). *Hepatozoon sp. hepatozoonosis canina*. Obtenido de Universidad Nacional de la Plata : [http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/149174/Documento\\_completo.pdf-PDFA.pdf?sequence=1&isAllowed=y](http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/149174/Documento_completo.pdf-PDFA.pdf?sequence=1&isAllowed=y)
- Matamoros, Y., Velazquez, J., & Pashov, B. (1990). *Parásitos intestinales del tepezcuinte, Agouti paca en Costa Rica*. Obtenido de Universidad Nacional de Costa Rica: <https://repositorio.una.ac.cr/bitstream/handle/11056/23641/document.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

- Méndez, A., Martínez, I., Saucedo, B., & Ramírez, J. (Junio de 2011). *Toxoplasmosis en una colonia de monos ardillas (saimiri sciureus) en cautiverio en Cuernavaca Morelos Mexico*. Obtenido de Scielo Mexico: [https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0301-50922011000200002](https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0301-50922011000200002)
- Miñana, O., & Ponce, F. (junio de 2018). *Prevalencia de parasitos intestinales en tortugas terrestres en cautividad y analisis de factores de riesgo*. Obtenido de Clinvetpeqanim: <https://www.clinvetpeqanim.com/index.php?pag=articulo&art=101>
- Mora, J. (2023). *Determinación de parásitos gastrointestinales en tortugas del zoológico Arenillas*. Obtenido de tesis de grado, Universidad Agraria del Ecuador: <https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/MORAN%20RODRIGUES%20JOSELYN%20KAREN.pdf>
- Morchón, R. (2012). *Ascaridiosis Aviar*. Obtenido de diarium: <https://diarium.usal.es/rmorgar/ascariosis-aviar/#:~:text=Ascaridia%20galli%20es%20uno%20de,vermes%20en%20el%20tubo%20digestivo>.
- Moreno, A. G. (2013). *Apuntes de Zoología: Nematodos*. Obtenido de UCM: <https://www.ucm.es/data/cont/docs/465-2013-08-22-D5%20NEMATODOS.pdf>
- Moreno, M. I. (2020). *Hemoparasitos en aves del orden passeriforme*. Obtenido de Repositorio de la universidad : <https://repositorio.uniandes.edu.co/bitstream/handle/1992/10134/u245465.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Muñoz, A. L. (octubre de 2008). *Anaplasmosis*. Obtenido de repositorio de la Universidad Autonoma Agraria "Antonio Narro": <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/2891/ALFONSO%20LONGINOS%20MU%C3%91OZ%20BENITEZ.pdf?sequence=1#:~:text=Despu%C3%A9s%20de%20la%20exposici%C3%B3n%20de,la%20cual%20puede%20persistir%20indefinidamente>.
- Naciones Unidas. (1992). *Convenio Sobre la diversidad Biológica*. Obtenido de CBD: <https://www.cbd.int/doc/legal/cbd-es.pdf>

- Nuñez, K. A. (2021). *Identificación de parásitos con diferentes métodos coprológicos en muestras de reptiles en el vivarium de Quito*. Obtenido de Universidad técnica de Ambato: <https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/33190/1/Tesis%20186%20Medicina%20Veterinaria%20y%20Zootecnia%20-%20N%C3%BA%20C3%B1ez%20Alverca%20Karla%20Alejandra.pdf>
- Ocampo, R. J., Cardozo, L. A., López, G. A., Álvarez, M. E., & Pérez, J. E. (Enero de 2011). *Evaluación de Métodos moleculares y microscópicos para la detección de Cryptosporidium spp. (apicomplexa-cryptosporidiidae)*. Obtenido de Scielo: [http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1657-95502011000100003](http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1657-95502011000100003)
- Ovalle, T., & Pinilla, A. (Diciembre de 2019). *Frecuencia de agentes hemotrópicos en lapas (cuniculos paca) mantenidas en condiciones de cautiverio en el municipio de Saravena (Arauca) Colombia*. Obtenido de Universidad Cooperativa de Colombia Campus Arauca: <https://repository.ucc.edu.co/server/api/core/bitstreams/21483ad9-7725-4f9d-a577-eee8fa0afbd8/content>
- Pardo, E. (Abril de 2007). *Parasitología Veterinaria II*. Obtenido de Universidad Nacional Agraria de Nicaragua: <https://cenida.una.edu.ni/relectronicos/RENL70P226pa.pdf>
- Perez, R. (2018). *Análisis y estudio del frotis sanguíneo*. Obtenido de Portal Veterinaria: <https://www.portalveterinaria.com/animales-de-compania/articulos/21842/analisis-y-estudio-del-frotis-sanguineo.html>
- Ponce, F., & Morant, O. (2016). *Prevalencia de parásitos intestinales en tortugas terrestres en cautividad y análisis de factores de riesgos*. Obtenido de AVEPA: <https://www.clinvetpeqanim.com/index.php?pag=articulo&art=101#:~:text=Los%20par%C3%A1sitos%20encontrados%20incluyen%20ciliados,y%20nematodos%20oxi%C3%BAridos%20y%20asc%C3%A1ridos.>
- Quiroga, M. A. (2010). *Tinción de preparados citológicos*. Obtenido de UNLP: <http://www.fcv.unlp.edu.ar/frontend/media/94/594/668f0ad4527b7c908e3d63b9e3fbb0ed.pdf>

- Racines, K. (enero de 2023). *Qué son los hemoparásitos y como prevenirlos*. Obtenido de Bienestar colsanitas: <https://www.bienestarcolsanitas.com/articulo/hemoparasitos-como-prevenirlos.html>
- Rangel, J. (2007). *Estudio Hematológico en poblaciones silvestres y cautivas de tortuga blanca*. Obtenido de ECOSUR: [https://ecosur.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1017/1823/1/100000044468\\_documento.pdf](https://ecosur.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1017/1823/1/100000044468_documento.pdf)
- Rivero, Z., Villarel, L., & Bracho, A. (2021). *Identificación molecular de Entamoeba histolytica, dispar y moshkovskii en niños con diarrea en Maracaibo Venezuela*. Obtenido de Revista Biomedica: <https://revistabiomedica.org/index.php/biomedica/article/view/5584/4866>
- Rizzo, C. R. (2020). *Determinación de parásitos intestinales en psitácidos mantenidos en cautiverio en diferentes puntos comerciales en el centro de Guayaquil*. Obtenido de CIA: <https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/RIZZO%20MARMOLEJO%20CHRISTIAN%20RICARDO.pdf>
- Rodriguez, M. E. (2015). *Identificación de parásitos intestinales presentes en reptiles en cautiverio en dos centros de manejo de Fauna Silvestre*. Obtenido de Universidad Central del Ecuador: <http://www.dspace.uce.edu.ec/bitstream/25000/6769/1/T-UCE-0014-031.pdf>
- Ruiz, M., Candellero, C., Zimmermann, R., & Jaime, J. (noviembre de 2019). *Hemoparásitos en caninos: Coinfección de Ehrlichia canis y piroplasmas en un canino de la ciudad de Santa Fe*. Obtenido de Universidad Nacional del Litoral: <https://www.fcv.unl.edu.ar/investigacion/wp-content/uploads/sites/7/2018/11/131-SA-Ruiz-Hemoparasitosis.pdf>
- Ruiz, P. A. (2019). *Prevalencia parasitaria en tortugas Geochelone carbonaria y Geochelone denticulata en el centro de recepción y rehabilitación de fauna silvestre del dama en engativá*. Obtenido de Ambiente Bogotá: <https://www.ambientebogota.gov.co/documents/10184/504934/PREVALENCIA+PARASITARIA+EN+TORTUGAS.pdf/75a3ce2a-6f97-4419-8499-9f4d1d623af2>

- Salinas, Y., Parra, J. P., & Martínez, E. (Junio de 2021). *Hemoparásitos en primates neotropicales de relevancia Clínica por su riesgo zoonótico*. Obtenido de Editorial Uniamazonia Colombia: <https://editorial.uniamazonia.edu.co/index.php/fagropec/article/view/416/547>
- Santacruz, P., Orjuela, D., Benavides, J., & Martines, K. (2003). *Parásitos gastrointestinales en las aves de la familia Psittacidae en la fundación zoológica de Cali*. Obtenido de Universidad de Caldas: [https://www.researchgate.net/publication/237123535\\_Parasitos\\_gastrointestinales\\_en\\_las\\_aves\\_de\\_la\\_familia\\_Psittacidae\\_en\\_la\\_Fundacion\\_Zoologica\\_de\\_Cali\\_Cali\\_Valle\\_del\\_Cauca\\_Colombia](https://www.researchgate.net/publication/237123535_Parasitos_gastrointestinales_en_las_aves_de_la_familia_Psittacidae_en_la_Fundacion_Zoologica_de_Cali_Cali_Valle_del_Cauca_Colombia)
- Sevillano, G. F. (2017). *Identificación de organismos del Filo Apicomplexa y Orden Rickettsiales en tortugas gigantes (chelonoidis spp.) en las islas galápagos*. Obtenido de Repositorio de la Universidad de las Fuerzas Armadas: <http://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/12889/1/T-ESPE-053751.pdf>
- Smith, R. (1978). *Ciclo Biológico de babesia en la garrapata*. Obtenido de Instituto Nacional de Investigaciones Pecuarias SARH: <https://www.fmvz.unam.mx/fmvz/cienciavet/revistas/CVvol2/CVv2c9.pdf>
- Solórzano, R. (2023). *Determinacion de parásitos gastrointestinales en los primates del zoológico Arenillas del Oro*. Obtenido de Tesis de grado de la Universidad Agraria del Ecuador: <https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/SOLORZANO%20GUTIERREZ%20ROSSMERY%20NICOLE.pdf>
- Spencer, L., Gómez, A., & Collovini, E. (2016). *Mecanismos de invasión del esporozoíto y merozoíto de Plasmodium*. Obtenido de Revistabionatura: <https://www.revistabionatura.com/files/Mecanismos-de-invasion-del-esporozoito-y-merozoito.pdf>
- Unzaga, M. F. (2017). *Haemoproteus spp. Haemoproteosis*. Obtenido de Facultad de Ciencias Veterinarias UNLP: [http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/149273/Documento\\_completo.pdf-PDFA.pdf?sequence=1&isAllowed=y#:~:text=Los%20Haemoproteus%20son%20los%20par%C3%A1sitos,en%20regiones%20tropicales%20y%20subtropicales.](http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/149273/Documento_completo.pdf-PDFA.pdf?sequence=1&isAllowed=y#:~:text=Los%20Haemoproteus%20son%20los%20par%C3%A1sitos,en%20regiones%20tropicales%20y%20subtropicales.)

- Valdez, J. (2015). *Determinacion del estatus sanitario de la tortuga motelo (chelonoidis denticulata) mantenida en cautiverio, mediante hemograma, quimica sanguinea, urianalisis y examen coproparasitario*. Obtenido de Tesis de la Universidad de las Américas: <https://dspace.udla.edu.ec/bitstream/33000/2969/8/UDLA-EC-TMVZ-2015-06.pdf>
- Valencia, I. J. (Octubre de 2017). *Factores ambientales que producen síndrome diarreico agudo ocasionado por protozooario urbanorum*. Obtenido de Repositorios de la universidad de Milagros: [https://repositorio.unemi.edu.ec/bitstream/123456789/3732/1/FACTORES%20AMBIENTALES%20QUE%20PRODUCEN%20SINDROME%20DIARREICO%20AGUDO%20OCASIONADO%20POR%20EL%20PROTOZOARIO%20URBANORU\\_Valencia.pdf](https://repositorio.unemi.edu.ec/bitstream/123456789/3732/1/FACTORES%20AMBIENTALES%20QUE%20PRODUCEN%20SINDROME%20DIARREICO%20AGUDO%20OCASIONADO%20POR%20EL%20PROTOZOARIO%20URBANORU_Valencia.pdf)
- Vallejo, A., & Boada, C. (2017). *Guatusa*. Obtenido de Mamíferos del Ecuador: <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Dasyprocta%20punctata>
- Villalva, D. E. (Noviembre de 2017). *Hemoparásitos en aves paseriformes del estado de Mexico*. Obtenido de <http://ri.uaemex.mx/bitstream/handle/20.500.11799/71042/TESIS%20MAESTRIA%20-%20DEVP.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Vinueza, S. (2022). *DETERMINACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES Y HEMOPARÁSITOS EN AVES DEL ORDEN PSITTACIFORMES DE LA FUNDACIÓN ECOLÓGICA RESCATE JAMBELÍ EN LA PROVINCIA DE SANTA ELENA*. Obtenido de Tesis de la Universidad Agraria del Ecuador: [https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/Vinueza\\_Sheyla%20\(1\).pdf](https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/Vinueza_Sheyla%20(1).pdf)

## ANEXOS

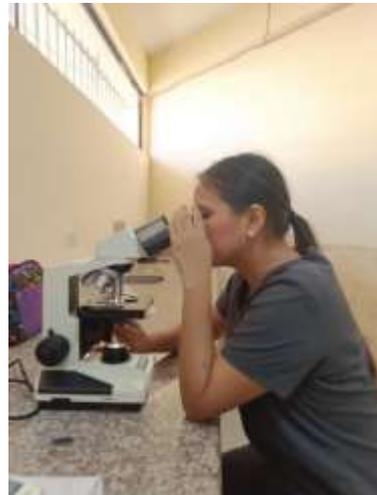
### Anexo 1. Tesista censando animales presentes en el jardín botánico

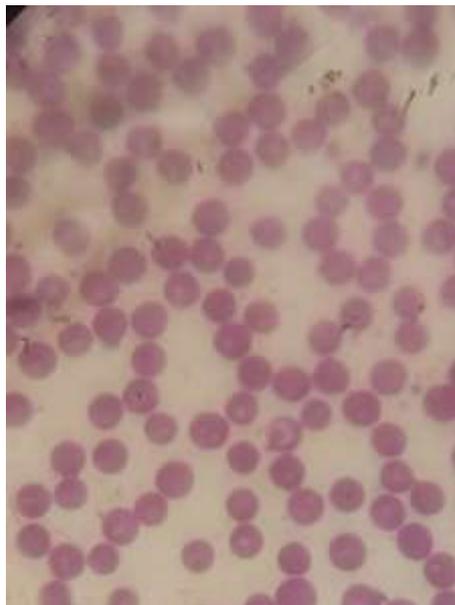


### Anexo 2. Toma de muestras

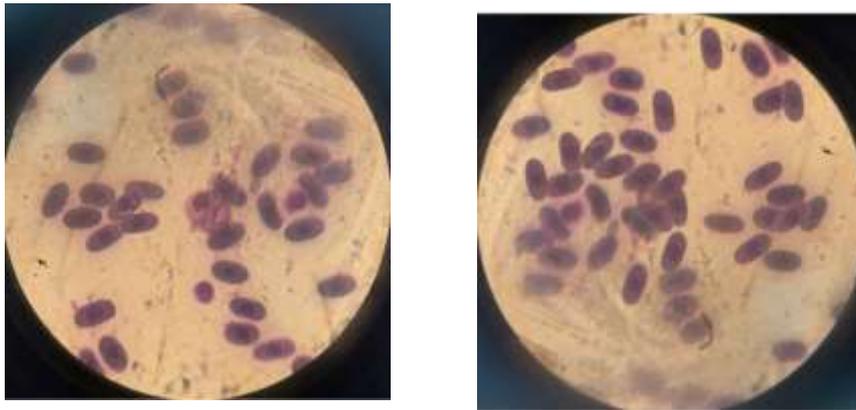


### Anexo 3. Análisis de muestras extraídas

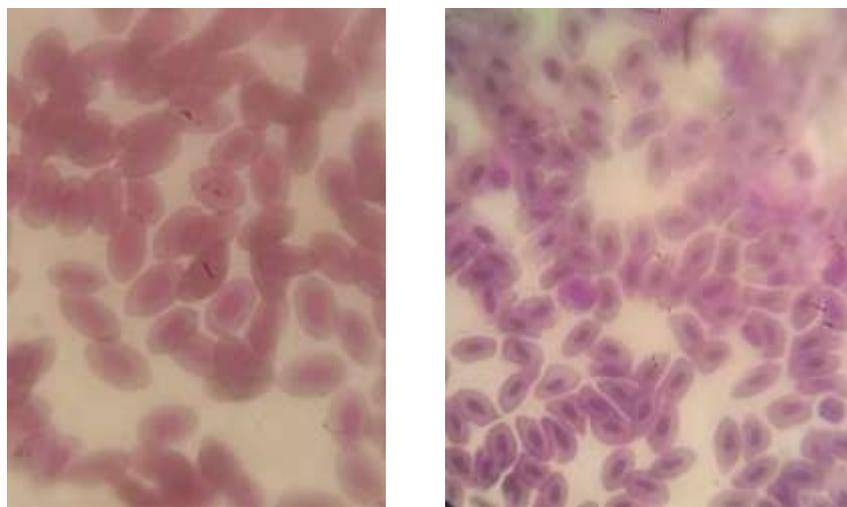


**Anexo 4. Técnicas coprológicas aplicadas****Anexo 5. Frotis sanguíneo con *Babesia* sp de *S. sciureus cassiquiarensis***

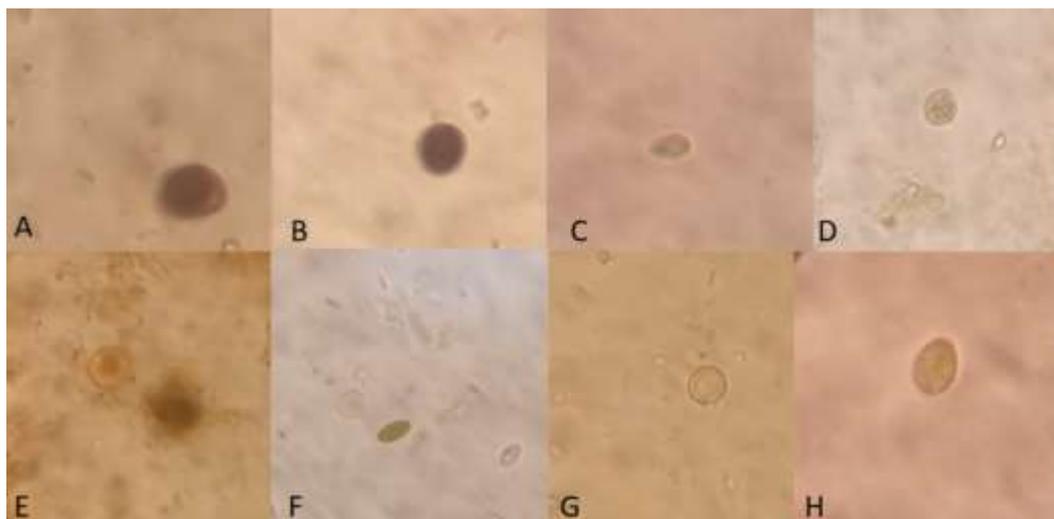
**Anexo 6. Frotis sanguíneo de *C. denticulata* positiva a *Haemogregarina* sp**



**Anexo 7. Frotis sanguíneo de Psitácidas negativas a hemoparásitos**



**Anexo 8. Parásitos gastrointestinales encontrados en el estudio**



Parásitos presentes en la fauna silvestre del Jardín Botánico. (A y B) *Ascaridia* sp. (C) *Capillaria* sp. (D) *Isospora* sp. (E) *Entamoeba* sp. (F) *Trichuris* sp. (G) *Blastocystis* sp. (H) *Eimeria* sp.