



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

TESIS DE GRADO

**IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS
GASTROINTESTINALES EN FAUNA SILVESTRE
ATENDIDOS EN LA FUNDACIÓN PROYECTO SACHA**

**LÍNEA DE INVESTIGACIÓN
VET 10 Salud Pública**

**AUTORA
ROCA VISHART YVONNE ALEXANDRA**

**TUTORA
DRA. ANA PIÑA PAUCAR**

GUAYAQUIL – ECUADOR

2025



UNIVERSIDAD AGRARIA DEL ECUADOR

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

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

**IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES
EN FAUNA SILVESTRE ATENDIDOS EN LA FUNDACIÓN
PROYECTO SACHA**

AUTORA

ROCA VISHART YVONNE ALEXANDRA

TUTORA

DRA. ANA PIÑA PAUCAR

GUAYAQUIL, ECUADOR

2025



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

APROBACIÓN DEL TUTOR

La suscrita, docente de la Universidad Agraria del Ecuador, en mi calidad de Tutora, certifico que el presente trabajo de titulación: **IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN FAUNA SILVESTRE ATENDIDOS EN LA FUNDACIÓN PROYECTO SACHA**, realizado por la estudiante **ROCA VISHART YVONNE ALEXANDRA**; con cédula de identidad N° 0917278244 de la carrera de **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. Ana Piña Paucar

Guayaquil, 28 de enero del 2025



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: **“IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN FAUNA SILVESTRE ATENDIDOS EN LA FUNDACIÓN PROYECTO SACHA”**, realizado por la estudiante **ROCA VISHART YVONNE ALEXANDRA**, el mismo que cumple con los requisitos exigidos por la Universidad Agraria del Ecuador.

Atentamente,

DRA. GLORIA CABRERA SUÁREZ, M.Sc.
PRESIDENTE

DRA. GLORIA MIELES SORIANO, M.Sc.
EXAMINADOR PRINCIPAL

MVZ. MARÍA EMÉN DELGADO, M.Sc.
EXAMINADOR PRINCIPAL

Guayaquil, 16 de abril del 2025

DEDICATORIA

A todos los animales que he rescatado y los que aún sufren maltrato, abandono o son traficados, a los que siguen conmigo y a los que cruzaron el arcoíris, porque en ellos descubrí mi verdadera vocación y han sido mi motivación en este largo camino.

A mi abuelo, el ángel que me cuida y guía desde el cielo.

AGRADECIMIENTO

A Dios por darme la oportunidad de estudiar esta carrera. A mi familia y todos mis seres queridos por apoyarme en cada paso y celebrar conmigo cada victoria. A mis compañeros que se convirtieron en grandes amigos y que hicieron aún más especial y única esta experiencia. A mi tutora, todos los docentes y médicos veterinarios por su valioso aporte a mi formación. A la Fundación Proyecto Sacha y los MVZ Eliana Molineros y Rodolfo Gil por permitir que este trabajo haya sido posible. Finalmente, un agradecimiento a todas mis compañeras de lucha de la Fundación Rescate Animal Ecuador por contagiarme siempre ese espíritu incansable de justicia y equidad.

Autorización de Autoría Intelectual

Yo, Yvonne Alexandra Roca Vishart, en calidad de autora del proyecto realizado, sobre "Identificación de parásitos gastrointestinales en fauna silvestre atendidos en la Fundación Proyecto Sacha" para optar el título de Médico Veterinario, 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, 16 de abril de 2025

ROCA VISHART YVONNE ALEXANDRA
C.I. 0917278244

RESUMEN

La parasitosis es una patología común que afecta a los animales silvestres en Ecuador. En este estudio se identificó la presencia de parásitos gastrointestinales en los animales silvestres atendidos en la Fundación Proyecto Sacha. Con esta finalidad se tomaron muestras de heces de 120 animales agrupados en mamíferos, aves y reptiles que estuvieron de paso durante los 2 meses que duró el trabajo de campo. En la mayoría de casos las heces fueron recolectadas con la ayuda de un plástico que se colocó en jaulas y recintos, en ciertos casos se utilizó con hisopado. Para identificar los parásitos se aplicaron 3 métodos coproparasitológicos: examen directo de heces frescas, flotación por Sheather Sugar y sedimentación por Baermann modificado. De estos individuos se pudo determinar que el 19,2% presenta parásitos gastrointestinales, correspondientes a 12 géneros: *Ancylostoma sp* (8), *Giardia sp* (4), *Strongyloide sp* (4), *Eimeria sp* (2), *Entamoeba sp* (2), *Enterobius sp* (1), *Balantidium sp* (1), *Ascaridia sp* (1), *Crystosporidium sp* (1), *Oxiuro sp* (1), *Toxocara sp* (1) y *Trichostrongylus sp* (1). De estos parásitos, 8 se encontraron en aves, 15 en mamíferos y 4 en reptiles. La mayoría de la fauna silvestre con parasitosis tenía una infección simple, es decir, el 82,6% tenía monoparasitismo, siendo apenas el 17,4% una infección múltiple por biparasitismo. No se encontraron casos de tri o poliparasitismo.

Palabras clave: parásitos gastrointestinales, fauna silvestre, muestra, coproparasitológico, mamíferos, aves, reptiles.

ABSTRACT

Parasitosis is a common pathology that affects wild animals in Ecuador. In this study, the presence of gastrointestinal parasites was identified in wild animals treated at the Sacha Project Foundation. For this purpose, fecal samples were collected from 120 animals, grouped into mammals, birds, and reptiles, which were passing through during the two-month fieldwork. In most cases, the feces were collected with the help of plastic placed in cages and enclosures, while in some cases, a swab was used. To identify the parasites, three coprological methods were applied: direct examination of fresh feces, Sheather's Sugar flotation, and modified Baermann sedimentation. From these individuals, it was determined that 19.2% had gastrointestinal parasites, corresponding to 12 genera: *Ancylostoma sp* (8), *Giardia sp* (4), *Strongyloides sp* (4), *Eimeria sp* (2), *Entamoeba sp* (2), *Enterobius sp* (1), *Balantidium sp* (1), *Ascaridia sp* (1), *Cryptosporidium sp* (1), *Oxyuris sp* (1), *Toxocara sp* (1), and *Trichostrongylus sp* (1). Of these parasites, 8 were found in birds, 15 in mammals, and 4 in reptiles. Most of the wildlife with parasitosis had a single infection, with 82.6% showing monoparasitism, while only 17.4% had a multiple infection with biparasitism. No cases of tri- or polyparasitism were found.

Keywords: *gastrointestinal parasites, wildlife, sample, coprological, mammal, birds, reptiles.*

ÍNDICE GENERAL

1. INTRODUCCIÓN.....	13
1.1 Antecedentes del Problema.....	13
1.2 Planteamiento y Formulación del Problema.....	14
1.2.1 Planteamiento del Problema.....	14
1.2.2 Formulación del Problema	15
1.3 Justificación de la Investigación	15
1.4 Delimitación de la Investigación.....	15
1.5 Objetivo General	15
1.6 Objetivos Específicos.....	15
1.7 Hipótesis.....	15
2. MARCO TEÓRICO	16
2.1 Estado del Arte.....	16
2.2 Bases Científicas y Teóricas de la Temática	17
2.2.1 Mamíferos	17
2.2.1.1 Didelphis marsupialis (Zarigüeya común de orejas negras) ..	17
2.2.1.2 Leopardus pardalis (Ocelote)	18
2.2.1.3 Procyon cancrivorus (Mapache cangrejero)	19
2.2.1.4 Choloepus didactylus (Perezoso de dos dedos de Lineo)	20
2.2.1.5 Alouatta palliata (Mono aullador de manto dorado).....	20
2.2.1.6 Cebus aequatorialis (Mono capuchino blanco ecuatoriano)	21
2.2.1.7 Saimiri cassiquiarensis (Mono ardilla ecuatoriano)	22
2.2.1.8 Lagothrix lagotricha (Mono lanudo o chorongo).....	23
2.2.1.9 Lontra longicaudis (Nutria neotropical).....	24
2.2.2 Aves.....	25
2.2.2.1 Pionus menstruus (Loro cabeciazul)	25
2.2.2.2 Amazona Amazónica (Amazona alinaranja).....	26

2.2.2.3 Psittacara erythrogenys (Perico caretirrojo/Aratinga de Guayaquil)	26
2.2.2.4 Tyto alba (Lechuza campanaria)	27
2.2.2.5 Falco peregrinus (Halcón peregrino)	28
2.2.2.6 Glaucidium peruanum (Mochuelo del Pacífico)	28
2.2.2.7 Pulsatrix perspicillata (Búho de anteojos)	29
2.2.2.8 Dendrocygna bicolor (Pato silbador canelo o María)	30
2.2.2.9 Cathartes aura (Gallinazo cabecirrojo)	31
2.2.2.10 Parabuteo unicinctus (Gavilán de Harris)	31
2.2.3 Reptiles	32
2.2.3.1 Boa imperator (Boa matacaballo)	32
2.2.3.2 Podocnemis unifilis (Charapa pequeña)	33
2.2.3.3 Chelonoidis denticulatus (Tortuga motelo)	34
2.2.3.4 Iguana iguana (Iguana verde sudamericana)	35
2.2.4 Principales parásitos gastrointestinales en fauna silvestre	36
2.2.4.1 Nematodos gastrointestinales	36
2.2.4.2 Trematodos	40
2.2.4.3 Cestodos	40
2.2.4.4 Protozoarios	42
2.2.5 Método coproparasitológico	45
2.2.6.1 Examen directo de heces frescas	45
2.2.6.2 Flotación por Sheather Sugar	46
2.2.6.3 Sedimentación por método de Baermann modificado	46
2.3 Marco Legal	47
3. MATERIALES Y MÉTODOS	50
3.1 Enfoque de la Investigación	50
3.1.1 Tipo de Investigación	50

	11
3.1.2 Diseño de Investigación	50
3.2 Metodología	50
3.2.1 Variables	50
3.2.1.1 Variable independiente	50
3.2.1.2 Variable dependiente.....	51
3.2.2 Recolección de datos.....	51
3.2.2.1 Recursos	51
3.2.2.2 Métodos y técnicas.....	53
3.2.3 Población	55
3.2.4 Análisis estadístico	56
4. RESULTADOS	57
4.1 Establecimiento de la presencia de parásitos gastrointestinales según la clasificación de animales silvestres	57
4.2 Determinación de géneros de parásitos gastrointestinales	59
4.3 Reconocimiento de la existencia de mono/bi/tri o poliparasitismo en los animales afectados.....	60
5. DISCUSIÓN.....	63
6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIÓN	65
6.1 Conclusiones.....	65
6.2 Recomendaciones	65
BIBLIOGRAFÍA	67
ANEXOS	75

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXO N° 1: formato para registro de toma de muestras de heces	75
ANEXO N° 2: toma de muestras.....	75
ANEXO N° 3: análisis de muestras recolectadas.....	76
ANEXO N° 4: técnicas coprológicas aplicadas	77
ANEXO N° 5: parásitos gastrointestinales encontrados en el estudio	78
ANEXO N° 6: gráficos de resultados obtenidos	79

1. INTRODUCCIÓN

1.1 Antecedentes del Problema

La riqueza de biodiversidad que presenta Ecuador, lo ha llevado a ser clasificado, según el Fondo Mundial para la Naturaleza (WWF, por sus siglas en inglés), como el octavo país a nivel mundial en cuanto a diversidad de especies. La vasta variedad de especies se debe, en parte, a la pluralidad de ecosistemas que el país posee (Bordino, 2022). Hasta mayo de 2022 en el territorio nacional se identificaron 4.147 especies de fauna, de las cuales 845 están en peligro de extinción (Holguín, 2022). Debido a la pérdida y fragmentación de los hábitats, el tráfico de especies, la cacería y pesca indiscriminada, y el conflicto gente – fauna, varias especies se encuentran amenazadas de extinción (MAATE, s.f.).

En los dos últimos años, con la experiencia de la pandemia causada por la Covid-19, se ha evidenciado el impacto mundial que las enfermedades zoonóticas pueden ocasionar tanto a la humanidad como a los ecosistemas (Romero, 2021). Se ha logrado comprender la conexión que existen en estos 3 ámbitos, por lo que la Organización Mundial de la Salud (OMS) ha creado el concepto de “Una Sola Salud”. Este resumía una idea que se conocía desde hacía más de un siglo; que la salud humana y la salud animal son interdependientes y están ligadas a la salud de los ecosistemas en los que existen. Lo concebimos e implementamos como un enfoque global colaborativo para comprender los riesgos para la salud humana y animal y la salud del ecosistema en su conjunto. El 60% de los agentes patógenos que causan las enfermedades humanas provienen de animales domésticos o silvestres (Organización Mundial de Sanidad Animal, s.f.).

Tanto la crisis climática como de salud existentes en el mundo, ha generado más conciencia sobre la conservación de estas especies. Nuestro país se ha sumado a estos esfuerzos por salvar vidas, actualmente cuenta con 148 centros de conservación y manejo ex situ de especies silvestres, sin embargo, los recursos no son suficientes (Zambrano, 2022). Monos, loros, tortugas y crías (neonatos) llegan en muy malas condiciones de salud a estos centros de rescate debido a que no reciben la atención médica necesaria ni la alimentación adecuada por el desconocimiento de las personas que los mantienen en cautiverio o en sus hogares, quienes no son especialistas en manejo de fauna silvestre (Romero, 2021).

Estos animales reciben primeros auxilios, cuidados diarios y rehabilitación en estos centros de rescate, que buscan sobrellevar las adversidades de esta fauna vulnerada y proporcionarles una mejor calidad de vida. En Ecuador, comprar, vender, transportar, capturar y mantener animales silvestres está prohibido por la ley, de acuerdo al artículo 247 del Código Orgánico Integral Penal (Quito Informa, 2022). Según la Unidad de Policía de Medio Ambiente (UPMA), entre 2019 y 2020 se rescataron alrededor de 8.707 animales silvestres. Hasta julio de 2021 se rescataron otros 3 812 animales (Policía Nacional del Ecuador, 2021). Debido a la pandemia, el comercio ilegal de fauna silvestre se convirtió en una fuente de ingresos (Alarcón, 2021).

Ante esta necesidad nace en el 2018 *Proyecto Sacha*, liderado por la MVZ. Eliana Molineros Ruiz, para luego consolidarse como la *Fundación para la protección de la fauna silvestre “Proyecto Sacha”*, la misma que tiene como objetivo principal proteger, promocionar, restaurar y rehabilitar tanto a los animales silvestres en su hábitat natural como aquellos abandonados o retenidos por el tráfico ilegal. (Proyecto Sacha, s.f.):

Hasta la fecha, la fundación ha recibido y atendido más de 3.000 animales silvestres, notando que existe muy poca información publicada sobre estas especies. De esta necesidad surge este estudio, con el fin de contribuir en la parte médica mediante un análisis parasitológico, de los animales que recibe este centro. Los datos obtenidos permitirán identificar tanto los parásitos internos como externos que afectan a la fauna silvestre, su prevalencia y riesgo de zoonosis.

1.2 Planteamiento y Formulación del Problema

1.2.1 Planteamiento del Problema

Los centros de paso como el de la Fundación Proyecto Sacha reciben animales que han sido rescatados de la vida silvestre, normalmente por encontrarse heridos, o fauna que ha sido incautada de la tenencia ilegal y el tráfico de especies. Una vez que llegan al centro, estos animales deben pasar por una valoración médica para verificar su estado de salud. Para eso se realiza, entre otras cosas, pruebas coprológicas para verificar la existencia de parásitos gastrointestinales.

1.2.2 Formulación del Problema

¿Cuáles son los parásitos gastrointestinales que afectan a los animales silvestres que llegan a la Fundación Proyecto Sacha?

1.3 Justificación de la Investigación

Los médicos veterinarios deben conocer el tipo de parásito que afecta a cada especie, con el fin de garantizar un tratamiento que contribuya al mejoramiento de la salud del paciente. También deben identificar aquellos que son contagiosos para tomar las medidas de bioseguridad necesarias y evitar una zoonosis.

Por este motivo es necesario estudiar los géneros de parásitos gastrointestinales, por grupos de animales, para determinar su importancia o relevancia en la especie y brindar el tratamiento adecuado para dicha parasitosis.

1.4 Delimitación de la Investigación

- **Espacio:** centro de paso de la Fundación Proyecto Sacha.
- **Tiempo:** noviembre y diciembre del 2023
- **Población:** Los animales silvestres que ingresen en el tiempo de estudio.

1.5 Objetivo General

Identificar la presencia de parásitos gastrointestinales en los animales silvestres atendidos en la Fundación Proyecto Sacha.

1.6 Objetivos Específicos

- Establecer la presencia de parásitos gastrointestinales según la clasificación de animales silvestres.
- Determinar los géneros de los parásitos gastrointestinales.
- Reconocer si existe mono/bi/tri o poliparasitismo en los animales afectados.

1.7 Hipótesis

Los animales silvestres rescatados y recibidos en la Fundación Proyecto Sacha tienen parásitos gastrointestinales.

2. MARCO TEÓRICO

2.1 Estado del Arte

La información sobre parasitología en fauna silvestre es bastante limitada, por lo que es necesario seguir estudiando y ampliando los datos en diferentes especies. Muñoz (2020) en su “Estudio epidemiológico de las parasitosis en animales silvestres de ambientes antropizados de México” nos recuerda que en países megadiversos hay mayor frecuencia de enfermedades parasitarias de importancia médica y veterinaria. En su recopilación de estudios bibliográficos concluyó que “el inventario de especies de parásitos en animales silvestres de México sigue siendo reducido, y está sesgado hacia ciertos grupos parasitarios y especies de hospedadores. Tal es el caso de los helmintos (...), el resto de grupos taxonómicos de parásitos han recibido muy poca atención por la comunidad científica de México y de otros países”.

Quiroz (2020) en su trabajo “Recopilación de registros parasitarios en felinos silvestres nativos de México” expone los hallazgos según la cantidad de parásitos identificados en cada felino. De esta manera, el puma (*Puma concolor*) registra 20 parásitos identificados en su especie, seguido del jaguar (*Panthera onca*) con 19 parásitos, el ocelote (*Leopardus pardalis*) con 11 parásitos, el gato montés (*Lynx rufus*) con 10 parásitos, el jaguarundi (*Herpailurus yagouaroundi*) con 5 parásitos y el tigrillo (*Leopardus wiedii*) con 4 parásitos.

Otro estudio realizado por Orozco (2018) sobre “Parásitos gastrointestinales presentes en mamíferos en cautiverio en Colombia” evaluó 96 muestras fecales de 19 mamíferos en 2 centros de paso de fauna silvestre. Un total de 14 familias de parásitos fueron identificadas. De los helmintos estaban presentes: Ancylostomidae, Ascaridae, Capillariidae, Dicrocoeliidae, Oxyuridae, Strongylidae, Trichinellidae y Trychostrongylidae. De los protistas encontraron: Balantidiidae, Blastocystidae, Eimeriidae, Entamoebidae y Hexamitidae.

Acevedo, Isaza y Muñoz (2020) estudiaron la “Presencia de parásitos gastrointestinales en primates no humanos del hogar de paso de fauna silvestre CARDER_APAP, Risaralda”. Para ello, colectaron un total de 54 muestras fecales distribuidas en 18 “pools” grupales. En el centro de paso la población de primates no humanos era de 52 animales, correspondientes a 7 especies: *Alouatta seniculus*,

Saguinus oedipus, *Saguinus geoffroyi*, *Cebus albifrons*, *Cebus capucinus*, *Lagothrix lagothricha*, *Sapajus apella*. Los resultados que determinaron que el 54.9% de los animales estaban parasitados, “siendo el género *Strongyloides spp* el principal hallazgo con una carga de 250 huevos por gramo de heces”.

Por su lado, en Ecuador Choloquiña (2019) estudió la “Prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves silvestres criados en cautiverio”. Para ello, tomó 82 muestras de heces frescas de las aves en el Zoológico Amaru en Cuenca, identificando la siguiente prevalencia de especies de parásitos gastrointestinales: *Eimeria spp* con el 23,17%, *Ascaris spp* con el 7,32%, *Giardia spp* con el 3,66%, *Balantidium spp*, *Hheterakis spp*, *Strongyloides spp* con el 2,44%, *Capillaria spp*, *Entoameba spp*, *Iso spora spp* con el 1,22%. En ciertas muestras se encontraron huevos de 2 o más especies de parásitos.

2.2 Bases Científicas y Teóricas de la Temática

De la clasificación taxonómica del Reino Animal este trabajo se enfocó en 3 clases principales: mamíferos, aves y reptiles.

2.2.1 Mamíferos

Reino	Animalia
Filo	Chordata
Clase	Mammalia

2.2.1.1 *Didelphis marsupialis* (Zarigüeya común de orejas negras)

Pertenece a la familia Didelphidae del orden Didelphimorphia. Es el marsupial más grande que habita en Ecuador. Las hembras cuentan con una bolsa que contiene entre 11 y 13 mamas, distribuidas con 5 o 6 a cada lado y una adicional en el centro (Astúa, 2015). Su dorso varía entre tonos negros y grises, mientras que el vientre suele ser similar al color de la espalda, pero más claro o con un matiz anaranjado. Su pelaje es erizado, formando ocasionalmente una cresta a lo largo de la columna. La cabeza es de un tono amarillo oscuro, a veces marcada con líneas negras poco definidas que se extienden desde el hocico, pasando por los ojos, hasta cerca de las orejas. Las mejillas presentan tonalidades amarillas, anaranjadas o blancas oscuras, sin un contraste muy fuerte con el hocico. Su nariz es rosada, las orejas grandes, negras y sin pelo. Los pies son negros, mientras que la cola, generalmente más larga que la suma de la cabeza y el cuerpo, no tiene pelo

y presenta un color negruzco con la punta blanca (Brito J. , Camacho, Romero, & Vallejo, 2021).

Es un animal de comportamiento solitario, con hábitos nocturnos y una dieta omnívora oportunista. Su alimentación incluye lombrices, insectos y pequeños vertebrados, como ranas, roedores y serpientes. También consume una gran diversidad de plantas, frutos y néctar, desempeñando un papel fundamental en la dispersión de semillas (Cerqueira & Tribe, 2007).

En Ecuador habita en la Costa, Amazonía y estribaciones de los Andes, en bosques tropicales y subtropicales (Tirira, Mamíferos del Ecuador. Guía de campo. , 2007). Su estado de conservación es de preocupación menor en el Libro Rojo de los Mamíferos del Ecuador (Tirira, Lista Roja de los Mamíferos del Ecuador, 2021) y de preocupación menor en la Lista Roja de Especies Amenazadas de la UICN.

2.2.1.2 *Leopardus pardalis* (Ocelote)

Pertenece a la familia Felidae de la orden Carnivora. Es un felino de tamaño mediano, considerado el más grande entre los felinos con manchas. Los machos suelen ser ligeramente más grandes que las hembras. Su pelaje es corto, suave y varía entre tonos amarillo parduzco y amarillo opaco, decorado con manchas negras bien definidas. En el lomo y los costados, estas manchas forman rosetas que encierran un tono marrón claro en el centro, mientras que en el cuello se observan bandas negras dorsales. La parte ventral es blanca con manchas negras. Su cabeza es robusta y redondeada, con un hocico ligeramente convexo. Los ojos son grandes, las orejas cortas y redondeadas, de color negro con una mancha blanca distintiva. La cola es relativamente corta y presenta bandas negras en su pelaje. Sus patas delanteras son más largas que las traseras, aunque en general es un animal con extremidades largas y pies grandes (Brito J. , Camacho, Romero, & Vallejo, 2022).

El ocelote es una especie de comportamiento solitario, activa tanto de día como de noche. Es un carnívoro oportunista que, aunque puede cazar en los árboles, prefiere hacerlo principalmente en el suelo (Bisbal, 1986). Se alimenta principalmente de pequeños mamíferos, roedores grandes, murciélagos, zarigüeyas, aves, reptiles y peces. Los machos, además, tienen la habilidad de

cazar presas de mayor tamaño, como venados de cola blanca y venados colorados (Abreu, y otros, 2008).

Se lo encuentra principalmente en bosques primarios y zonas de densa vegetación (Emmons, 1988). Habita en un rango altitudinal entre 0 a 1200 msnm en bosques tropicales y subtropicales como el Bosque Húmero Tropical del Chocó, Bosque Húmero Tropical de la Amazónico, Bosque Deciduo de la Costa, entre otros (Sunquist & Sunquist, 2009).

Su estado de conservación es casi amenazado en el Libro Rojo de los Mamíferos del Ecuador (Tirira, 2021) y de preocupación menor en la Lista Roja De Especies Amenazadas de la UICN.

2.2.1.3 *Procyon cancrivorus* (Mapache cangrejero)

Pertenece a la familia Procyonidae del orden Carnivora. Es un animal de tamaño mediano que guarda cierta semejanza con el coatí (*Nasua sp*), aunque este último es ligeramente más pequeño, carece del antifaz negro en el rostro y tiene un hocico más alargado. El mapache cangrejero presenta un pelaje corto y denso de tonalidad grisácea, con manchas negras destacadas alrededor de los ojos, orejas de color blanquecino y extremidades de un marrón oscuro. Su rostro tiene algunos pelos blancos, mientras que en la garganta se aprecia un tono marrón (Kays, 2009). Su cabeza es ancha y redondeada, con un hocico prominente. La cola, relativamente corta, es de color negro con bandas blancas. Sus patas traseras son más largas que las delanteras, y los dedos son largos y están bien separados (Tirira, 2007).

Es un animal de hábitos terrestres, nocturnos y solitarios. Durante el día, se refugia en madrigueras ubicadas en árboles huecos. Su dieta se compone principalmente de moluscos, peces, insectos y anfibios, aunque también puede incluir frutas. Habita en bosques tropicales y subtropicales de vegetación densa, preferiblemente cerca de arroyos o riberas, aunque se han documentado casos en áreas no acuáticas. Las hembras pueden tener hasta dos crías por camada (Emmons & Feer, 1999).

Su estado de conservación es de preocupación menor en el Libro Rojo de los Mamíferos del Ecuador (Tirira, 2021) y de preocupación menor en la Lista Roja De Especies Amenazadas de la UICN.

2.2.1.4 *Choloepus didactylus* (Perezoso de dos dedos de Lineo)

Pertenece a la familia Megalonychidae del orden Pilosa. Se trata de una especie de tamaño mediano, de cabeza redonda, hocico prominente y negruzco. Posee orejas cortas y poco visibles debido al pelo largo. Sus ojos tienen pupilas pequeñas y se observan proyectados hacia adelante. Sus extremidades son largas, con dos garras fuertes y curvas en las extremidades anteriores y tres en las posteriores. Sus cuatro miembros poseen una palma gruesa y con almohadillas plantares. La cola tampoco es visible externamente (Gardner & Naples, 2007). El pelo es abundante, grueso, largo y ondulado. En el dorso y la zona ventral son de color marrón acanelado con puntas largas color crema, aunque los flancos y extremidades son más oscuros. El pelo de la cabeza es corto (Tirira, 2007).

Es un animal nocturno, arborícola y solitario. Su dieta comprende una gran variedad de hojas que consigue del dosel del bosque entre 24 y 30 metros de altura (Gardner & Naples, 2007). Habitan en bosques primarios, secundarios e intervenidos de los bosques húmedos tropicales y subtropicales (Tirira, 2007). La hembra puede tener una sola cría que se cuelga de la parte abdominal de la madre hasta alcanzar la independencia aproximadamente al año de edad (Gardner & Naples, 2007).

Su estado de conservación es de preocupación menor en el Libro Rojo de los Mamíferos del Ecuador (Tirira, 2021) y de preocupación menor en la Lista Roja De Especies Amenazadas de la UICN.

2.2.1.5 *Alouatta palliata* (Mono aullador de manto dorado)

Pertenece a la familia Atelidae del orden Primates. Dentro de las especies de primates se lo considera de tamaño grande (Reyland & Mittermeier, 2013). El color del pelo es negro a marrón oscuro, exceptuando los costados donde posee pelos largos, pálidos, amarillo oro, marrón pálido o amarillo opaco. Esta coloración pálida a veces se extiende un poco en la parte dorsal. El pelaje de la cola, extremidades y cabezas es corto. El escroto de los machos adultos es de color blanco (Emmons & Feer, 1999). En el macho también se aprecia barbas más largas. Son de cabeza grande, con rostro desnudo y negruzco. Tienen un crecimiento exagerado del hueso hioides les sirve como caja de resonancia para emitir fuertes vocalizaciones (de ahí el nombre de aullador), por eso su garganta posee una apariencia inflada.

Las piernas son pequeñas y delgadas (Tirira, 2007). La cola es más grande que el cuerpo, gruesa y prensil. Presenta dimorfismo sexual, normalmente los machos son más robustos que las hembras, aunque en los subadultos esta diferencia puede no ser tan clara (Ramírez, Rodríguez, Defler, Palacios, & Rodríguez, 2006).

Es un animal diurno, arborícola, sedentario y gregario. Forma tropas de uno a 14 individuos, sin embargo, pueden encontrarse grupos de 2 a 45 especímenes. Su dieta se basa en hojas y ocasionalmente de ciertas frutas como el higo, flores y néctar. Además, puede consumir insectos de manera accidental al buscar hojas (Emmons & Feer, 1999). Puede sobrevivir en pequeños fragmentos de bosque, en el estrato alto. Se mueve lentamente y se desplaza usando sus 4 extremidades, ayudándose de la cola para tomar el alimento con sus manos. Los grupos son territoriales y se forman por uno más machos adultos, varias hembras adultas junto con sus crías. La hembra puede tener una sola cría por parto y una gestación de 180 días (Cuarón, Shedden, Rodríguez-Luna, de Grammont, & Link, 2008).

Su estado de conservación es en peligro en el Libro Rojo de los Mamíferos del Ecuador (Tirira, 2021) y vulnerable en la Lista Roja De Especies Amenazadas de la UICN.

2.2.1.6 *Cebus aequatorialis* (Mono capuchino blanco ecuatoriano)

Pertenece a la familia Cebidae del orden Primates. El pelaje de la parte superior, desde la zona posterior de la nuca, es de un tono rufo acanelado claro, tornándose más oscuro hacia la línea media de la espalda. Los costados y la parte delantera de la cabeza presentan un color blanco amarillento claro. Una delgada línea atraviesa la frente, de la cual se extiende una línea negra fina hasta la nariz, mientras que una leve línea oscura va desde el borde posterior de los ojos hasta la boca. El exterior de las extremidades tiene el mismo color que el cuerpo, aunque las manos y pies son un poco más oscuros (más marrones) que los brazos y piernas. La parte ventral es ligeramente más pálida que los costados, con el pecho más claro que el abdomen. La cola es de color marrón, más oscuro que el resto del cuerpo, con la parte inferior más clara que la superior (Brito J. , Camacho, Romero, & Vallejo, 2021).

Esta especie es activa durante el día y tiene hábitos arborícolas. Su dieta se compone principalmente de frutos, semillas y artrópodos, especialmente avispas.

También se alimenta de cultivos agrícolas como plátanos, maíz y cacao. Habita en bosques secos cercanos al nivel del mar y en bosques húmedos en las zonas pre-montanas de los Andes, utilizando todos los estratos del bosque. Los grupos, que varían entre 5 y 20 individuos, incluyen tanto machos como hembras adultas (Emmons & Feer, 1999). Ante la presencia humana, los grupos de capuchinos reaccionan con gran vigilancia, observando y emitiendo vocalizaciones de alarma y escape. Su hábitat se encuentra cerca de arroyos y caminos, alejados de los límites de las áreas protegidas (Reyland & Mittermeier, 2013).

Su estado de conservación es en peligro crítico en el Libro Rojo de los Mamíferos del Ecuador (Tirira, 2021) y en peligro crítico en la Lista Roja De Especies Amenazadas de la UICN.

2.2.1.7 *Saimiri cassiquiarensis* (Mono ardilla ecuatoriano)

Pertenece a la familia Cebidae del orden Primates. Es una especie de tamaño medio. Su dorso tiene un tono dorado oliváceo con leves matices oscuros. El hocico es oscuro, mientras que alrededor de los ojos se observa una máscara blanca. Las orejas, cubiertas de pelo, tienen una forma algo puntiaguda. Los lados del cuello, debajo de las orejas, son de color blanco (Brito J. , Camacho, Romero, & Vallejo, 2022). La corona es de tono negro o gris. Los brazos, manos y pies tienen un color dorado brillante a amarillo pálido. La barbilla y el cuello son de color blanco. El pecho y el abdomen presentan un tono blanco amarillento claro. Las hembras suelen tener la cabeza y las mejillas de un color más oscuro. La cola, que no es prensil, tiene un color amarillo oliváceo, con la punta oscura en la parte superior y más clara en la parte inferior (Tirira, 2007).

Son animales diurnos y arborícolas. Su dieta se basa principalmente en insectos, aunque también consumen frutas de manera secundaria. Viven en grandes grupos familiares, con un promedio de 14,3 individuos por grupo. Son muy activos, saltando constantemente entre la vegetación (Reyland & Mittermeier, 2013). Habitan en bosques húmedos tropicales y subtropicales, incluyendo bosques con árboles altos, bosques con lianas, bosques transicionales y bosques bajos. Prefieren los bosques primarios, aunque también se adaptan a bosques secundarios y alterados. Son comunes en bosques de tierras bajas, especialmente aquellos que son inundables. Las hembras de esta especie dan a luz a una sola cría tras un periodo de gestación

de 170 días, la cual puede ser transportada o cuidada por hembras subadultas del grupo (Brito J. , Camacho, Romero, & Vallejo, 2022).

Su estado de conservación es casi amenazada en el Libro Rojo de los Mamíferos del Ecuador (Tirira, 2021) y preocupación menor en la Lista Roja De Especies Amenazadas de la UICN.

2.2.1.8 *Lagothrix lagotricha* (Mono lanudo o chorongo)

Pertenece a la familia Atelidae del orden Primates. Esta es una especie grande y robusta, con los machos generalmente más grandes y pesados que las hembras. Las orejas son poco visibles. Su cola es prensil, fuerte, gruesa y musculosa en la base, estrechándose hacia la punta (Reyland & Mittermeier, 2013). El cuerpo y las extremidades son musculosos, con una barriga prominente. Los pulgares y los dedos de los pies están bien desarrollados y tienen uñas largas. En los adultos, se puede notar una franja de pelo más largo en la parte posterior de los brazos, las piernas y el abdomen inferior. El color varía entre tonos de marrón oscuro, marrón claro, gris oscuro, gris claro, rojo-marrón o oliváceo (Tirira, 2007). La cabeza es redonda y a veces un poco más clara que el dorso. La corona tiene un pelaje corto y disperso. Las manos y pies son de color gris oscuro. El dorso tiene tonos que van desde gris amarillento y marrón ahumado hasta casi negro, casi siempre con un brillo plateado. La cabeza, las manos, los pies, el pecho y las ingles son de color negro o más oscuros que el resto del cuerpo, mientras que el vientre tiene un tono rojizo (Emmons & Feer, 1999).

Son animales diurnos y arborícolas. La dieta se basa principalmente en frutas maduras, aunque también consume hojas, semillas y algunos insectos (Emmons & Feer, 1999). Viven en grupos que pueden variar entre 10 y 70 individuos, y muchos machos adultos suelen habitar en grupos separados. Las hembras abandonan su grupo natal a los 6 años y comienzan a copular poco después de emigrar; la edad promedio del primer parto es a los 9 años. El período de gestación dura aproximadamente 225 días y, por lo general, la camada consta de una sola cría. Prefiere los bosques de tierra firme y los bosques que se inundan estacionalmente, y habita principalmente en los estratos medio y alto del bosque (Brito J. , Camacho, Romero, & Vallejo, 2022).

Su estado de conservación es en peligro en el Libro Rojo de los Mamíferos del Ecuador (Tirira, 2021) y vulnerable en la Lista Roja De Especies Amenazadas de la UICN.

2.2.1.9 *Lontra longicaudis* (Nutria neotropical)

Pertenece a la familia Mustelidae del orden Carnivora. Es un animal de tamaño mediano, con un cuerpo alargado, delgado y cilíndrico. Su cabeza es pequeña, redondeada y plana, con un hocico corto y ancho. La almohadilla nasal está parcialmente o completamente libre de pelo. Sus ojos son pequeños y las orejas redondeadas. El cuello es fuerte y más ancho que la cabeza. Su pelaje es corto, denso y brillante, con el dorso de color marrón oscuro o canela. El labio superior, la parte inferior de las mejillas, la garganta y el área ventral tienen un color blanco, crema o marrón claro. La cola es larga, gruesa, completamente cubierta de pelo, cilíndrica, más ancha en la base y más delgada hacia la punta, representando aproximadamente un tercio de la longitud total del cuerpo. Sus patas son cortas y fuertes, con dedos que presentan membranas interdigitales claramente visibles (Brito J. , Camacho, Romero, & Vallejo, 2022).

Su dieta está compuesta principalmente por peces, moluscos y crustáceos. De manera ocasional, también puede alimentarse de mamíferos, aves, reptiles e insectos. Los peces que consume provienen principalmente de ciertas familias (Emmons & Feer, 1999). La nutria prefiere habitar en ríos de aguas claras y de corriente rápida, así como en arroyos. Se encuentra en bosques primarios y secundarios. Sus requerimientos de hábitat incluyen una vegetación ribereña densa y abundantes lugares adecuados para madrigueras. Los sitios con mayor abundancia de la especie son aquellos con redes acuáticas, poca contaminación y baja densidad de población. Generalmente es activa en la tarde o antes del anochecer. Su comportamiento es principalmente acuático, permaneciendo siempre cerca o dentro del agua, y es una excelente nadadora y buceadora (Tirira, 2007). Es una especie que vive de forma solitaria. En la temporada de reproducción, el macho permanece con la hembra durante un día. Los grupos familiares están formados por la hembra y uno o dos crías (Brito J. , Camacho, Romero, & Vallejo, 2022).

Su estado de conservación es vulnerable en el Libro Rojo de los Mamíferos del Ecuador (Tirira, 2021) y casi amenazada en la Lista Roja De Especies Amenazadas de la UICN.

2.2.2 Aves

Reino	Animalia
Filo	Chordata
Clase	Aves

2.2.2.1 *Pionus menstruus* (Loro cabeciazul)

Pertenece a la familia Psittacidae del orden Psittaciformes. Esta especie llega a medir entre 27 a 29 cm y su peso varía entre 180 a 200 g (Hurtado, Rivera, Muñoz, Quintero, & Berrio, 2008). Su cuerpo está cubierto de plumas verdes, mientras que la cabeza, el cuello y el pecho tienen un tono azul. En la garganta se observa una combinación de rojo rosáceo, acompañada de manchas negras en la zona auricular. El pico es de un gris oscuro con una base rojiza. Las alas presentan primarias y timoneras mayormente azules, mientras que las coberteras infracaudales y el vexilo interno de las timoneras tienen un color rojo rosáceo. El anillo ocular es negro, el iris es de color café oscuro y las patas son de un tono parduzco. No existe dimorfismo sexual en esta especie (Bioparque Amaru, s.f.).

Su dieta se basa principalmente en frutos y semillas provenientes de diversas especies de árboles. En la región amazónica, suelen descender a los saladeros para consumir tierra rica en minerales. Estas aves forman grandes refugios comunales donde descansan y, al amanecer, salen en pequeños grupos para buscar alimento. Además, cumplen un papel importante como dispersores de semillas y proveedores de alimento para otras especies animales (Mahecha, Rodríguez, Rojas, Arzuza, & González, 2005). Son conocidas como las “parlanchinas de la selva” por su facilidad para imitar diferentes sonidos. Se reproducen en la época seca y ponen de 1 a 4 huevos cuya incubación dura de 3 a 4 semanas (Hurtado, Rivera, Muñoz, Quintero, & Berrio, 2008).

Habitan en bosques húmedos y en zonas de montaña en un rango altitudinal por debajo de los 1100 msnm (Hurtado, Rivera, Muñoz, Quintero, & Berrio, 2008). Su estado es de preocupación menor en la Lista Nacional de Aves, al igual que en la Lista Roja De Especies Amenazadas de la UICN.

2.2.2.2 *Amazona Amazonica* (Amazona alinaranja)

Pertenece a la familia Psittacidae del orden Psittaciformes. Su longitud total llega a los 31-33 cm con una envergadura de 36-44 cm y un peso promedio de 300 g (Bioparque Amaru, s.f.). La mayoría de su plumaje es verde con la zona de la corona y las mejillas amarillas de intensidad variable. La base de las plumas secundarias y las caras internas de ambas alas (espéculo alar) son anaranjadas. Los ojos son bordeados de azul entre la corona y el pico. Posee un anillo ocular grisáceo. Su pico es de color marfil, amarillo o marrón (Santos, 2006).

Especie de hábitos diurnos. Su dieta se basa en frutos, semillas y granos, incluyendo frutos de palma y, en ocasiones, cacao. Es la más numerosa de las amazonas. Realiza vocalizaciones diversas, estridentes y reiteradas. Conviven en parejas o en bandadas de más de 50 individuos. Las hembras anidan en las cavidades de los árboles, ponen entre 3 a 5 huevos en cada puesta y el promedio de incubación es de 24 días. No hay dimorfismo sexual (Freile & Poveda, 2019).

Habita en las selvas tropicales y los límites forestales de la Amazonía, aunque también en zonas abiertas con árboles solitarios, a una altitud por debajo de los 500 msnm (Bioparque Amaru, s.f.). Su estado es de preocupación menor en la Lista Nacional de Aves, al igual que en la Lista Roja De Especies Amenazadas de la UICN.

2.2.2.3 *Psittacara erythrogenys* (Perico caretirrojo/Aratinga de Guayaquil)

Pertenece a la familia Psittacidae del orden Psittaciformes. Su longitud llega a los 33 – 35.5 cm y su peso rodea los 100 g. Sus plumas son principalmente de color verde a excepción de la cara que es roja. También tiene una línea roja en la curva de sus alas y algunas plumas rojas salteadas en el cuello y pecho. El pico es de color marfil y su cola es larga y puntiaguda (SERFOR & WCS, 2017). El anillo perioftálmico es blanco crema y el iris es amarillo anaranjado. Sus patas son grises. Las crías en sus primeros meses no presentan las plumas rojas de la cabeza y el iris es oscuro (Santos, 2006).

Tiene hábitos diurnos. Gracias a su lengua gruesa y musculosa pueden romper semillas y granos para alimentarse. También consumen frutos y hojas. Conviven por lo general en pequeños bandos de entre 6 a 10 individuos, aunque pueden

llegar a formar grupos de hasta más de 1000 ejemplares (Santos, 2006). Anidan en huecos de árboles y la puesta es de 2 a 4 huevos que incuban durante alrededor de 23-24 días. Los pichones nacen poco desarrollados, completamente desnudos y ciegos. Su madre los nutre con alimentos previamente digeridos. Dejan el nido luego de los 2 meses (SERFOR & WCS, 2017).

Esta especie es endémica de la Región Tumbesina, la misma que abarca desde la costa sudoeste de Ecuador hasta el norte de Perú (Bioparque Amaru, s.f.). Habita en zonas áridas arboladas, áreas abiertas con bosque remanente y bosques, generalmente hasta los 1500 msnm. También se la encuentra en el borde de la selva tropical y en la proximidad de campos, aldeas y ciudades. Son aves nómadas, visitan periódicamente diversas zonas de su distribución (Santos, 2006). Su estado es de casi amenazada en la Lista Nacional de Aves, al igual que en la Lista Roja De Especies Amenazadas de la UICN.

2.2.2.4 *Tyto alba* (Lechuza campanaria)

Pertenece a la familia Tytonidae del orden Strigiformes. Esta especie llega a medir entre 36 a 40 cm de altura. Su cabeza es desproporcionadamente grande, con ojos cafés y cara en forma de corazón color blancuzca con bordes negros. Sus patas largas y emplumadas. El plumaje en el dorso es grisáceo a cremoso con algunas manchas blancas; la zona ventral es blanca con puntos pardos dispersos. Las coberteras alares interiores también son blancas y las plumas de vuelo, barradas. Cola corta. Tienen una vocalización aguda y chirriante que resulta inconfundible (Olmedo, 2019).

Se alimenta de pequeños mamíferos, de preferencia ratas y ratones. Adicionalmente, consume aves, ranas, pequeños reptiles e insectos grandes. Raramente come carroña, pequeños marsupiales y peces. Puede capturar sus presas en el vuelo, pero normalmente lo hace desde una percha (Delgado & Calderón, 2007). Vive en zonas semiabiertas, agrícolas, rurales y urbanas en numerosas áreas del país, en especial en las tierras bajas occidentales y los valles interandinos. También se la encuentra en la zona templada de los Andes, estribaciones andinas y tierras bajas orientales (Ridgely & Greenfield, 2001).

Son animales monógamos y ponen entre 2 a 18 huevos, aunque lo normal es que la puesta sea entre 4 a 8. Se vuelve territorial en época reproductiva y la

incubación dura 29-34 días. Anida en diversos lugares, desde troncos de árboles, ramas gruesas, acantilados, hasta cavernas, el suelo y estructuras artificiales en desuso como campanarios y torres (König & Weick, 2008). Su estado es de preocupación menor en la Lista Nacional de Aves.

2.2.2.5 *Falco peregrinus* (Halcón peregrino)

Pertenece a la familia Falconidae del orden Falconiformes. Suele medir 37 cm de altura, con un peso de 550 g en los machos y 850 a 1100 g en las hembras. Le envergadura va desde los 83 a los 112 cm (Peterson & Chalif, 2000). Su cabeza, espalda y alas son de color negro o gris azulado; la parte ventral es blanca o crema con rayas negras horizontales. La parte inferior de las alas es blanca con manchas oscuras. Tiene un pico azul pizarra con punta negra. El plumaje suele tener un color más claro en los juveniles (CONANP, 2010).

Se alimenta de palomas, aves acuáticas, vencejos, aves costeras, entre otras. También cazan pequeños reptiles como lagartijas y pequeños mamíferos como roedores. Capturan a sus presas con sus garras y las matan con su fuerte pico (Potter & Dewey, 2002). Habita en cadenas montañosas, valles con ríos, así como líneas costeras (CONANP, 2010). En Ecuador se lo encuentra en regiones naturales como el Bosque Deciduo de la Costa, Bosque Húmedo Tropical Amazónico, Galápagos, Bosque Húmedo Tropical del Chocó, Bosque Montano Occidental, Bosque Montano Oriental, Matorral Interandino, Matorral Seco de la Costa y el Páramo (Freile & Poveda, 2019).

La hembra anida en zonas elevadas como precipicios y peñascos y suele poner de 2 a 3 huevos. La incubación varía de 32 a 45 días y llegan a la etapa de volantón a los 39-49 días. La madurez reproductiva se alcanza a los 2 años de edad. Es una rapaz muy común en cetrería (Peterson & Chalif, 2000). Aparece como una especie en peligro en la Lista Nacional de Aves.

2.2.2.6 *Glaucidium peruanum* (Mochuelo del Pacífico)

Pertenece a la familia Strigidae del orden Strigiformes. Se trata del búho más pequeño que existe, mide entre 15 a 17 cm (König & Weick, 2008). Su nombre común hace referencia a que carecen de cuernecillos de pluma (penachos auriculares), es decir, son mochos. Su cola es un poco más larga en relación al cuerpo. Tienen una raya superciliar blanca y puntos negros distintivos (falsos ojos)

en los lados de la nuca. Es de color pardusco a café claro; debajo es blanco con una banda pectoral negruzca y rayas o manchas a los lados del pecho y barriga; cola negruzca con barras blancas. Pico y piernas amarillo oliva (Andrade, 2009).

Especie diurna, aunque algunas son activas por las noches (König & Weick, 2008). Son depredadores y se alimentan de pequeños mamíferos, ratones, lagartijas, aves de su mismo tamaño, insectos y artrópodos (Enríquez, 2015). Los machos atacan a los intrusos que ingresan a su territorio. Las hembras anidan en oquedades troncos como ceibos, guaduas, postes de luz o cactus, también pendientes rocosas, grietas y entre las ramas de árboles. Tiene una vocalización muy distintiva y fácil de reconocer (Freile, Castro, & Varela, 2012).

Se lo encuentra en ecosistemas secos o semi-áridos que ocupan gran cantidad de hábitat incluyendo zonas abiertas, pobladas y margen de las carreteras (Ridgely & Greenfield, 2001). Aparece como una especie de preocupación menor en la Lista Nacional de Aves.

2.2.2.7 *Pulsatrix perspicillata* (Búho de anteojos)

Pertenece a la familia Strigidae del orden Strigiformes. Es un ave de rapiña grande y robusta, sin plumas en la zona de las "orejas". Su tamaño varía entre 43 y 50 cm de longitud y pesa entre 1075 y 1250 g, sin diferencias notables entre machos y hembras, aunque las hembras tienden a ser un poco más grandes (König & Weick, 2008). Tiene una cabeza redondeada con un patrón distintivo en el área cefálica, que es característico de la especie. Sus ojos son de color amarillo, y su corona, cabeza, partes dorsales y banda pectoral son de tonalidades pardo-negruzcas o chocolate oscuro. Las timoneras y remeras presentan un veteado de color café grisáceo. La zona de los "anteojos" y la garganta son blancas, mientras que las partes ventrales tienen un tono anteado. El pico es de color cuerno claro, con una transición a blanco verdoso en la punta, y las patas son de un tono grisáceo. Los ejemplares juveniles son predominantemente blancos o amarillentos, con el disco facial negro (CONANP, 2010).

Es un ave nocturna que descansa en el denso follaje durante el día y se vuelve activa al caer la noche. Su actividad de caza ocurre principalmente de noche, siendo más activa durante las noches de luna llena. Es una especie solitaria o puede formar parejas. Su dieta está compuesta por grandes insectos, ranas

arborícolas, aves, murciélagos, pequeños mamíferos y, en los bosques de manglares, cangrejos. En ocasiones, también caza durante el día (Enríquez, 2015). Se encuentra en hábitats que van desde selvas tropicales y subtropicales húmedas hasta selvas secas, así como en bosques de galería, sabanas, bosques de transición, bosques montanos, pantanos arbolados y áreas de crecimiento secundario. Su nido se localiza en huecos de árboles, grietas en rocas o cavidades naturales en medio del bosque, donde pone un promedio de dos huevos blancos (Andrade, 2009). Aparece como una especie de preocupación menor en la Lista Nacional de Aves.

2.2.2.8 *Dendrocygna bicolor* (Pato silbador canelo o María)

Pertenece a la familia Anatidae del orden Anseriformes. El tamaño promedio del ave varía entre 45 y 53 cm de largo. Su plumaje es principalmente dorado-marrón, con un tono más oscuro en la parte posterior del cuerpo y una línea negruzca visible en la parte posterior del cuello (Bordino, 2022). Los flancos tienen rayas de color blanco, el pico es largo y de color gris, y las patas son largas y grises. Al volar, las alas son de color marrón en la parte superior y negro en la parte inferior, sin manchas blancas, y una media luna blanca en el obispillo contrasta con la cola negra. El plumaje de ambos sexos es bastante similar, aunque la hembra es algo más pequeña y tiene un plumaje más apagado que el macho. Las plumas pueden mudar a lo largo del año, aunque cada una se reemplaza solo una vez al año (Olmedo, 2019).

Se alimenta de semillas y otras partes vegetales en los humedales, tanto de día como de noche. Esta especie suele encontrarse en pequeños grupos, aunque en áreas favorables pueden formar grandes bandadas (Peterson & Chalif, 2000). Los individuos emiten un silbido fuerte y claro, que se transcribe como *kee-wee-ooo*, cuando están en el suelo o volando. Durante las peleas, emiten una llamada repetitiva y fuerte, transcrita como *kee*. Su hábitat preferido son los lagos poco profundos, arrozales y otros humedales con vegetación densa. La temporada de reproducción coincide con la disponibilidad de agua, y pueden reproducirse de forma solitaria o en grupos dispersos (Ridgely & Greenfield, 2001). Aparece como una especie de preocupación menor en la Lista Nacional de Aves.

2.2.2.9 *Cathartes aura* (Gallinazo cabecirrojo)

Pertenece a la familia Cathartidae del orden Cathartiformes. El dimorfismo sexual es casi inexistente; ambos sexos tienen un plumaje y coloración similares, aunque la hembra tiende a ser ligeramente más grande. Las plumas del cuerpo son principalmente de color marrón-negruzco. La parte inferior de las plumas de vuelo de las alas es gris, lo que genera un contraste con las líneas más oscuras en las alas (Santos, 2006). La cabeza es relativamente pequeña en comparación con el cuerpo y carece de plumas; en los adultos, es rojiza, mientras que en los juveniles, es gris oscuro. Tiene un pico corto y curvado, de color marfil. Las patas y los pies son rosados, aunque suelen presentar algunas manchas blancas. Los dedos delanteros son largos y cuentan con pequeñas membranas interdigitales en sus bases (Romero, 2021).

Su alimentación se basa principalmente en una variedad de carroña, que incluye desde pequeños mamíferos hasta grandes herbívoros, prefiriendo los cadáveres recientes y evitando aquellos que han comenzado a descomponerse (Potter & Dewey, 2002). Es una especie gregaria que pasa la noche en grupos, aunque durante el día suele alimentarse de forma solitaria. Se posan en árboles muertos sin hojas o en estructuras artificiales como torres de agua. Aunque anida en cuevas, no las utiliza para descansar, salvo durante la temporada reproductiva. Durante la noche, su temperatura corporal desciende alrededor de 6 grados centígrados, hasta alcanzar los 34°C, entrando en un ligero estado de hipotermia. Es una especie común en campos abiertos, bosques subtropicales, matorrales, desiertos y áreas de piedemonte, y también habita pastizales, praderas y humedales (Ridgely & Greenfield, 2001). Aparece como una especie de preocupación menor en la Lista Nacional de Aves.

2.2.2.10 *Parabuteo unicinctus* (Gavilán de Harris)

Pertenece a la familia Accipitridae del orden Accipitriformes. El adulto presenta un plumaje de color marrón oscuro, excepto en los hombros, las cubiertas alares y las piernas, que son de un tono rufo-rojizo. La parte final de la cola es blanca. Su longitud alcanza los 60 cm, con una envergadura alar de 1,20 m, y un peso promedio de 900 g. Cabe destacar que las hembras son aproximadamente un 10 % más grandes que los machos (Freile & Poveda, 2019). Posee garras fuertes y afiladas, un pico corto y curvado, con una cubierta de cera en la base, de color

claramente visible. Sus alas son anchas y redondeadas, y durante el vuelo, suele planear considerablemente. Los polluelos, que no tienen más de dos años, presentan un moteado muy claro de color marrón en las plumas del pecho y la cola (Ngo, 2012).

Su alimentación se centra principalmente en liebres, conejos, palomas, roedores y, cuando no están disponibles, en lagartijas y otros reptiles. Es un ave de rapiña sociable, que vive en grupos familiares similares a las manadas de lobos y, en ocasiones, caza en conjunto. Esta sociabilidad se refleja también en el cuidado de los polluelos, que es compartido por todos los miembros del grupo (Andrade, 2009). Su hábitat incluye matorrales áridos en tierras bajas, matorrales montanos, selvas bajas caducifolias, pastizales estacionalmente húmedos y, recientemente, suburbios de ciudades en áreas desérticas. Anida en árboles o acantilados, poniendo de 1 a 6 huevos blancos o celestes con manchas marrones. Esta especie tiene un valor económico y social considerable, ya que se utiliza comúnmente en cetrería o como mascota, lo que ha provocado su captura para el comercio ilegal (CONANP, 2010). Aparece como una especie de preocupación menor en la Lista Nacional de Aves.

2.2.3 Reptiles

Reino	Animalia
Filo	Chordata
Clase	Reptilia

2.2.3.1 *Boa imperator* (Boa matacaballo)

Pertenece a la familia Boidae del orden Squamata. Suelen tener una longitud de 2 a 3 metros, pero pueden llegar a medir hasta 5 metros. El cuerpo es de color café o beige claro con marcas dorsales angulares y anchas en forma de silla que forman un patrón de cadena. La cabeza cuenta con 3 franjas oscuras; una franja lateral en forma de triángulo se origina entre el hocico y el ojo, avanza posteriormente como una línea a través del ojo y luego desciende hacia la comisura de la mandíbula. El vientre es amarillento con algunas motas. La cola es rojiza (O'Shea, 2007).

Se trata de una especie nocturna, solitaria y no venenosa, de hábitos terrestres o semiarborícolas. Su dieta consiste en mamíferos, aves, lagartijas y anfibios. Su nombre se deriva de su patrón de constricción para atrapar sus presas y luego

ingerirlas desde la cabeza (Mattison, 1995). Se reproducen normalmente en la estación seca, de abril a agosto. Al igual que otros boidos, presenta uñas pélvicas (remanentes de extremidades posteriores) y suelen ser más grandes en los machos que en las hembras. Se encuentran a los lados de la cloaca y son utilizados por el macho para el cortejo. Son serpientes vivíparas y paren entre 10 y 64 neonatos, con un promedio de 25. El periodo de gestación varía según la temperatura y va desde los 5 hasta los 8 meses (Lindemann, 2009).

Habita principalmente en bosques lluviosos, sin embargo, se la puede encontrar en pastizales, tierras agrícolas y plantaciones. Suele estar en espacios abiertos, como claros, bordes de bosque, ríos y cerca de poblaciones humanas (Mattison, 1995). Su estado de conservación en Lista Roja De Especies Amenazadas de la UICN es no evaluado, mientras que en la Lista Roja de los Reptiles del Ecuador aparece como vulnerable debido a que las cazan por sus pieles, carne y partes del cuerpo.

2.2.3.2 *Podocnemis unifilis* (Charapa pequeña)

Pertenece a la familia Podocnemididae del orden Testudines. Es una de las tortugas de agua dulce más grandes. La longitud de su caparazón es de 500-518 mm en las hembras; los machos suelen ser más pequeños, alcanzando una longitud máxima de 335 mm. Además, la muesca anal en machos es más pronunciada (Rueda-Almonacid, y otros, 2007). En cuanto a su coloración, los neonatos y juveniles son más vistosos que los adultos. Estos tienen su caparazón café a verde grisáceo y delineado en amarillo, el plastrón es gris rosáceo, la cabeza gris a verde oliva o café a negra con manchas amarillas-anaranjadas. Las manchas cefálicas amarillas suelen desaparecer en los adultos. El iris es negruzco en hembras y verde amarillento en machos juveniles. Los adultos tienen el caparazón café oscuro a negro; el plastrón es amarillo, con o sin manchas oscuras; las mandíbulas café oscuras a negras; el mentón es amarillento; la piel varía entre gris y negra (Páez, Morales-Bentancourt, Lasso, Castaño-Mora, & Bock, 2012).

Es diurna y presenta un cambio ontogénico en su dieta. Los neonatos son herbívoros y neustófagos (Se alimentan de partículas suspendidas en el agua). Los juveniles son herbívoros-frugívoros y al alcanzar la madurez la dieta incluye también peces, moluscos, crustáceos, bivalvos y carroña. La ovoposición ocurre en

temporada seca, cuando el nivel de los ríos baja y las playas quedan expuestas. La cópula se da unos días antes del desove y termina en los primeros días del mismo. La hembra busca playas altas para poner sus huevos, de 3 a 60 m del cuerpo de agua; utilizan sustratos como arcilla, limo y gravilla para hacer el nido. Anidan principalmente durante la noche y ponen entre 4 y 52 huevos. La incubación es variable y puede tardar de 66 a 150 días, según la temperatura (Cisneros-Heredia, 2006).

Esta especie es principalmente acuática y vive en cuerpos de aguas claras, blancas o negras. Estos pueden ser ríos, remansos, caños, madre viejas, pozas, pozos y lagunas. Tiene la capacidad de remontar hacia las cabeceras de los ríos y sus tributarios. En temporada seca suele habitar los cauces principales de los ríos, mientras que en la lluviosa migra a pozos, pozas y lagunas para encontrar alimento (Ernst, Altenburg, & Barbour, 1998). Su estado de conservación tanto en la Lista Roja De Especies Amenazadas de la UICN como en la Lista Roja de los Reptiles del Ecuador es vulnerable.

2.2.3.3 *Chelonoidis denticulatus* (Tortuga motelo)

Pertenece a la familia Testudinidae del orden Testudinata. Este reptil tiene un caparazón grueso y pesado, con escudos de color amarillo o marrón en su centro; su cabeza y extremidades son de color marrón, con escamas naranjas o amarillas. Sus patas son fuertes y poseen pequeñas y gruesas uñas. Adaptada a una vida terrestre, esta tortuga se esconde en la densa vegetación del bosque, evitando áreas abiertas (Cisneros-Heredia, 2006). Suele estar activa por la mañana y por la tarde, y en las horas más calurosas se oculta entre la vegetación. Para comunicarse con otros individuos, los machos realizan movimientos de cabeza hacia otros machos. Durante la temporada reproductiva, el macho hace un movimiento de cabeza de abajo hacia arriba como parte de su cortejo hacia la hembra (Guerra-Correa & Rodríguez-Guerra, 2020).

Esta especie tiene una dieta omnívora, aunque su alimentación se compone principalmente de frutos tropicales, hierbas, plantas y, de manera ocasional, insectos, gusanos y caracoles (Páez, Morales-Bentancourt, Lasso, Castaño-Mora, & Bock, 2012). En Ecuador, habita en los bosques húmedos de la selva amazónica, prefiriendo áreas con baja perturbación, como bosques secundarios, márgenes de

carreteras, terrenos inundados o remanentes de bosque cercanos a ríos. El período de incubación es de 4 a 5 meses, y pone entre 4 y 8 huevos, hasta dos veces al año. Su esperanza de vida oscila entre los 50 y 60 años (Rueda-Almonacid, y otros, 2007). Su estado de conservación tanto en la Lista Roja De Especies Amenazadas de la UICN como en la Lista Roja Carrillo es vulnerable.

2.2.3.4 *Iguana iguana* (Iguana verde sudamericana)

Pertenece a la familia Iguanidae del orden Squamata. Los machos suelen medir entre 1200-1400 mm y las hembras entre 900-1100 mm, siendo estas más pequeñas, alcanzando un 75% del peso de los machos (Köhler, 1999). Los juveniles son verdes brillantes y tienen una mancha característica negra con bordes amarillos sobre los párpados. A medida que crecen pierden esta coloración y de adultos se vuelven de color gris cafés hasta verde olivas, con franjas transversales oscuras y en el vientre unos bordes claros; en ciertos ejemplares se observa un patrón reticulado en el dorso; barras verticales oscuras, onduladas y con bordes claros debajo de los flancos. La cola posee anillos oscuros y delante del brazo usualmente hay una banda blancuzca (Boulenger, 1885).

Se trata de una especie diurna y terrestre, aunque su biología está ligada a cuerpos de agua, donde es capaz de bucear, nadar e incluso defecar. Su dieta comprende hojas ricas en proteínas y ácido oxálico, frutas y flores que son digeridas en el intestino por bacterias simbiotas (*Clostridium spp* y *Leuconostoc spp*) que las adquieren cuando comen materia fecal. Suelen tragar la comida en lugar de masticarla debido a su dentadura (Köhler, 1999). Se vuelven territoriales durante la época reproductiva el resto del tiempo se pasan descansando, por lo general en las copas de los árboles. Esta especie es sedentaria, puede permanecer en el mismo lugar varias semanas hasta que se agoten los alimentos, lugares para dormir y para la termorregulación. Dedicar alrededor de 4 horas a asolearse en las mañanas y 2 o 3 horas en la tarde (Guerra-Correa & Rodríguez-Guerra, 2020).

En Ecuador habita en la costa en bosques de tierras bajas, cerca de arroyos, ríos y lagos; y regiones boscosas aisladas, en medio de sabanas (Köhler, 1999). Su estado de conservación tanto en la Lista Roja De Especies Amenazadas de la UICN como en la Lista Roja de los Reptiles del Ecuador es de preocupación menor.

2.2.4 Principales parásitos gastrointestinales en fauna silvestre

2.2.4.1 Nematodos gastrointestinales

Se les conoce comúnmente como "gusanos redondos". Su tamaño puede oscilar desde menos de un milímetro hasta superar un metro de longitud. Poseen una cavidad corporal llamada pseudoceloma (o pseudocel), que es bastante amplia y donde se encuentran suspendidas todas las vísceras rodeadas por hemolinfa. Su cubierta está compuesta por dos capas: una externa llamada cutícula, formada por fibras de colágeno, y una interna conocida como hipodermis, que consiste en un sincitio asociado a fibrillas. Estas fibrillas generan cuatro bandas gruesas (cordones o líneas longitudinales) que dividen el pseudoceloma en cuatro cuadrantes. Por debajo de la hipodermis se encuentra una capa muscular conectada al sistema de motoneuronas (Cordero & Rojo, 2007).

El dimorfismo sexual está presente en esta especie, siendo los machos generalmente más pequeños que las hembras. Algunas especies son hermafroditas y se reproducen por autofecundación, aunque la mayoría tiene sexos separados. Los machos tienen uno o dos testículos, un vaso deferente, un conducto espermático, una vesícula seminal y un conducto eyaculador que desemboca en la cloaca. Por su parte, las hembras tienen entre uno y dos ovarios y oviductos que se agrandan en una estructura conocida como receptáculo seminal. Los oviductos se conectan con un útero tubular que se une a la vagina, terminando en la vulva, la cual se localiza en la parte media ventral del cuerpo (Vignau, Venturini, Romero, Eiras, & Basso, 2005).

Según la especie, las hembras pueden poner huevos que no contienen larvas, huevos con larvas o dar a luz a larvas. La eclosión de los huevos se produce dentro del hospedador o en el ambiente, dependiendo de las condiciones que favorezcan la supervivencia de la larva. El desarrollo larval se divide en cuatro fases relacionadas con el proceso de muda o ecdisis. En primer lugar, la larva forma una nueva cutícula, luego pierde la vieja y finalmente se rompe, permitiendo la salida de la larva. En la cuarta fase, los estados larvales se clasifican como L1, L2, L3, L4 y preadulto. A medida que crecen, se diferencian en hembras y machos adultos (Vignau, Venturini, Romero, Eiras, & Basso, 2005).

Según Bowman (2011), el ciclo biológico de los nematodos puede describirse de manera general a través de los procesos involucrados en su diagnóstico, tratamiento y control. Este ciclo se divide en cuatro fases: adulto, formas preinfectantes, infectantes y juveniles, separadas por cuatro transiciones que corresponden a la contaminación, el desarrollo, la infección y la maduración. La duración del período de prepatencia varía según la especie de nematodo.

Strongyloides sp.: El género *Strongyloides* es el único entre los parásitos de los animales domésticos. En este ciclo, se alternan generaciones de vida libre y parasitaria. Bajo condiciones desfavorables, solo las larvas 3 triploides tienen una alta tasa de supervivencia. Estas larvas no tienen la vaina del segundo estadio y son capaces de infectar al hospedador, penetrando a través de la piel, por ingestión o mediante la penetración de las mucosas. Después de ingresar al cuerpo, migran activamente a los capilares venosos, llegan a los pulmones y siguen una migración traqueal. Finalmente, alcanzan el intestino delgado, donde completan el ciclo en un plazo de 5 a 7 días (Vignau, Venturini, Romero, Eiras, & Basso, 2005).

La transmisión de las especies de *Strongyloides* en mamíferos parece ocurrir principalmente a través de la vía lactogénica, lo que tiene un impacto significativo en el inicio y control de la enfermedad. Las infecciones por *Strongyloides* suelen ser leves y asintomáticas en la mayoría de los individuos de especies domésticas, y cuando se manifiesta la enfermedad, generalmente afecta de manera masiva a los recién nacidos y neonatos. Otra excepción ocurre en animales inmunocomprometidos o inmunodeprimidos (Bowman, 2011).

Trichuris sp.: Los adultos del género *Trichuris* se encuentran únicamente en mamíferos. Su cuerpo tiene forma de látigo, con el extremo anterior delgado, similar a un cabello, que se inserta en la pared del intestino grueso, mientras que el extremo posterior es más grueso y queda libre en la luz intestinal. Los huevos tienen una forma de limón, con un polo en cada extremo, y contienen una sola célula cuando son expulsados en las heces. El macho posee una vaina espicular con espinas (Bowman, 2011).

Los huevos que se expulsan a través de las heces contienen una sola célula y no son infectantes. Al cabo de un mes, dentro del huevo se desarrolla la larva infectante de primer estadio, aunque no se produce la eclosión a menos que el

huevo sea ingerido por un hospedador adecuado. Debido a su alta resistencia, los animales que viven en ambientes contaminados pueden reinfectarse después de un tratamiento. Una vez ingeridos, el desarrollo completo de la larva ocurre en el epitelio intestinal (es decir, no hay migración intestinal) (Bowman, 2011).

Toxocara sp.: Habita en el intestino delgado y solo *T. canis* también se encuentra en tejidos somáticos. De acuerdo a Griffiths (1978), el ciclo de vida de *T. canis* y *T. cati* son diferentes y los describe de la siguiente manera:

- ***T. canis***: el ciclo de migración abarca tanto el trayecto hepático-traqueal como somático. Después de ser eliminados en las heces, los huevos se vuelven infectantes entre 10 y 15 días, dependiendo de la temperatura y la humedad. Los huevos infectantes eclosionan al ser ingeridos, y la larva de segundo estadio penetra la mucosa intestinal. Dependiendo de la edad y el sexo del hospedador, la larva puede seguir la ruta de migración traqueal o trasladarse a los tejidos somáticos del huésped adulto, siendo esta última opción más frecuente en las hembras.
- ***T. cati***: el ciclo de vida de este parásito es muy diferente al de *T. canis*, ya que no ocurre infección prenatal. La infección se contrae al ingerir un huevo que contiene una larva de segundo estadio. Una vez en el estómago, la larva emerge, penetra la mucosa intestinal y sigue la ruta migratoria hepático-traqueal. La transformación final a adulto se da en la luz del intestino delgado. Los huéspedes de transporte son diversos e incluyen lombrices de tierra, escarabajos y pequeños mamíferos, especialmente ratones. El período de prepatencia dura alrededor de 55 días.

Ancylostoma sp.: pueden medir entre 10 y 15 mm, dependiendo de la especie. La infección puede producirse por vía oral o percutánea. Tras penetrar la piel, las larvas se desplazan rápidamente a través del sistema sanguíneo hacia los pulmones y la tráquea. En las infecciones por ingestión, las larvas infecciosas generalmente no migran más allá de las criptas mucosas, aunque pueden atravesar la mucosa bucal y migrar a través de la tráquea. Algunas larvas pueden penetrar la pared del intestino y hacer la migración traqueal, pero aparentemente es más común que las larvas de *A. caninum* entren directamente en las glándulas gástricas

o en las glándulas de Lieberkiihn, pasen unos días en este lugar y regresen al lumen para madurar. Los ciclos de vida de *A. braziliense* y *A. tubaeforme* parecen seguir el mismo patrón. Cualquiera que sea el modo de infección, el período de prepatencia es de 3 a 4 semanas (Griffiths, 1978).

Ascaris sp.: *A. suum* es un parásito común y patógeno del cerdo. Los adultos miden alrededor de 30 cm, tienen un color blanco cremoso y presentan tres grandes labios característicos de los ascáridos. Esta especie generalmente se desarrolla en humanos, mientras que *A. lumbricoides* se desarrolla en el ganado porcino. A pesar de que ambos hospedadores puedan compartir el mismo entorno, estas dos especies suelen seguir ciclos de vida independientes. (Bowman, 2011).

Bowman (2011) explica que el huevo infectante en el suelo contaminado, o acantonado en la piel mamaria de la cerda, es el elemento clave en la epidemiología de la infección por *A. suum*. El huevo infectante se eclosiona en el estómago y el intestino delgado, liberando la larva de tercer estadio, que atraviesa la pared del ciego y el colon, y se dirige hacia el hígado, alcanzándolo en pocas horas a través de la vena porta. Tras realizar un recorrido migratorio en el hígado durante varios días, la larva llega a los capilares pulmonares a través de la vena cava caudal, el corazón y la arteria pulmonar. En este punto, la larva puede permanecer en la circulación, dirigirse a los tejidos somáticos o quedar temporalmente en los capilares pulmonares antes de salir hacia los alveolos. En el caso de *A. suum*, este último trayecto parece ser mucho más probable porque la larva habitualmente asciende por el árbol bronquial y la tráquea hasta la faringe, donde es deglutida, para llegar de nuevo al intestino delgado, donde se desarrolla hasta adulto.

Oxiuro sp.: Aunque el orden Oxyurida es llamado así por *Oxyuris equi*, el verme alfiler habitual e inusualmente grande del caballo, la mayoría de los oxiúridos son mucho más pequeños que *O. equi*. El esófago de los oxiúridos presenta un bulbo de forma casi esférica justo antes de conectarse con el intestino. Frecuentemente, este bulbo cuenta con una válvula en su interior. Uno o ambos sexos tienen una cola larga y afilada, lo que les da el nombre de vermes alfiler. Todos los oxiúridos parasitan el intestino grueso de su hospedador específico. (Bowman, 2011).

El huevo infeccioso se ingiere con alimentos y agua. Luego, la larva se libera y entra en las criptas mucosas del ciego ventral y el colon. El período de prepatencia

es de 120-150 días. El huevo se desarrolla rápidamente fuera del huésped y es infeccioso en 3 a 5 días (Griffiths, 1978).

2.2.4.2 Trematodos

Los platelmintos son metazoos con simetría bilateral, cuyo cuerpo es generalmente alargado y aplanado en dirección dorsoventral, lo que les da el nombre de "gusanos planos". Su cavidad corporal primaria (celoma) está llena de un parénquima compuesto por fibras de tejido conectivo y células de diferentes tipos (algunas libres y otras fijas), que se encuentran en pequeños espacios irregulares y ramificados dentro del parénquima, bañados por los líquidos corporales (Cordero & Rojo, 2007).

No poseen estructuras esqueléticas ni sistemas circulatorio y respiratorio. Sin embargo, su sistema muscular y los órganos reproductores están muy desarrollados. La mayoría son monoicos (hermafroditas), aunque algunos tienen sexos separados. En los individuos sexualmente maduros, los testículos y los ovarios suelen funcionar simultáneamente. En la mayoría de los casos, la fecundación es cruzada, ocurriendo entre dos individuos o entre proglótides del mismo individuo (Cordero & Rojo, 2007).

Los platelmintos tienen órganos para fijarse al hospedador, tales como ventosas (a veces ganchos) y roseto, entre otros. El ciclo vital de las especies más importantes en veterinaria es indirecto y puede involucrar a uno o más hospedadores intermediarios, no obstante, existen otras especies de ciclo directo (Cordero & Rojo, 2007).

2.2.4.3 Cestodos

Los cestodos pertenecen a la clase Cestoda, del Phylum Platelminetos, que en estado adulto tiene un cuerpo aplanado dorsoventralmente, en forma de cinta, sin cavidad corporal ni tubo digestivo, y se localizan en el intestino y conductos biliares de sus hospedadores definitivos. Su tamaño oscila de unos pocos milímetros a varios metros de longitud. Los estadios larvarios tienen forma esferoide u oblonga y se localizan en diferentes tejidos u órganos de los hospedadores intermediarios. Miden de algunos milímetros a varios centímetros de diámetro. Durante el desarrollo de los ciclos evolutivos se requieren uno o más hospedadores intermediarios vertebrados o invertebrados. Representan un importante grupo de

parásitos internos en los animales domésticos y los útiles al hombre. Los estadios larvarios de algunos cestodos tienen un importante papel en su carácter de zoonosis, además del impacto económico por el decomiso de órganos y canales de animales en los mataderos (Cordero & Rojo, 2007).

Los cestodos se asemejan a los trematodos en que tienen cuerpos acelomados parenquimatosos y son hermafroditas. Un cestodo adulto está formado esencialmente por una cadena de segmentos (estróbilo) independientes que maduran de manera progresiva, con un extremo que se adhiere a la pared intestinal del hospedador mediante un órgano de fijación o escólex. En un cestodo adulto, todas las etapas evolutivas siguen una disposición lineal, comenzando en el escólex y finalizando en el extremo distal. Aunque desde el punto de vista reproductivo un cestodo podría parecer una colonia en lugar de un solo individuo, todos los segmentos están controlados por sistemas osmorreguladores y nerviosos comunes, y se mueven de manera rítmica y coordinada gracias a la acción conjunta de dos zonas de fibras musculares en cada segmento. No tienen órganos digestivos, ya que absorben todos los nutrientes a través de un tegumento especializado. El cuerpo de un cestodo adulto es tan plano que se podría decir que tiene dos superficies y dos bordes, lo que le permite maximizar la superficie en relación al volumen, una ventaja para un parásito que obtiene sus nutrientes a través de la piel (Bowman, 2011).

Casi todos los cestodos requieren al menos dos hospedadores, y algunos incluso tres, para completar su ciclo biológico. Los cestodos producen huevos que, una vez completamente desarrollados, contienen una larva de primer estadio conocida como oncosfera. Las oncosferas se desarrollan hasta convertirse en larvas de segundo estadio dentro de las cavidades corporales o tejidos del hospedador intermediario. Generalmente, la larva de segundo estadio es infectante para el hospedador definitivo cuando es ingerida. Sin embargo, en ciertos casos, la larva de segundo estadio debe desarrollarse en una larva de tercer estadio en un segundo hospedador intermediario antes de estar lista para infectar al hospedador definitivo (Bowman, 2011).

2.2.4.4 Protozoarios

La mayoría de los protozoos son organismos unicelulares eucariotas de vida libre. Pueden tener uno o varios núcleos y un citoplasma que contiene orgánoides encargados de realizar diversas funciones vitales. La membrana citoplasmática está formada por una doble capa lipídica que regula los procesos de endocitosis y exocitosis. El citoesqueleto actúa como un soporte dinámico y esponjoso que sostiene las proteínas estructurales, enzimas y ribosomas. Las vacuolas, que pueden ser permanentes o formarse temporalmente, tienen como función principal la osmorregulación (Cordero & Rojo, 2007).

Todos los Sarcomastigophora y Apicomplexa poseen un organelo de locomoción llamado flagelo que tiene un aspecto de látigo. Los Ciliados tienen una estructura igual a los flagelos, pero más cortas y en mayor número, llamados cilias (Vignau, Venturini, Romero, Eiras, & Basso, 2005). Los pseudópodos son estructuras temporales capaces de arrastrar el cuerpo del protozoo en una determinada dirección, así como englobar sustancias para la fagocitosis (Cordero & Rojo, 2007).

Se reproducen de tanto de forma asexual (fisión binaria y gemación) como sexual (gametogonia). Vignau *et al* (2005) indican que después de la formación del cigote u ooquiste inmaduro puede tener lugar un proceso de división o de transformación celular que originan un ooquiste maduro. El cigoto se divide y se forman esporozoitos, los que pueden estar o no recubiertos por una cápsula formando esporocistos.

La relevancia etiológica de los protozoos varía considerablemente. Algunos animales infectados por protozoos no desarrollan enfermedades. En ciertos casos, los flagelados pueden multiplicarse cuando el hospedador sufre de diarrea, aunque no son la causa de la misma. Sin embargo, en otros casos, actúan como patógenos primarios y son responsables de enfermedades que afectan tanto a humanos como a animales domésticos, tales como la malaria, piroplasmosis, coccidiosis, babesiosis y tripanosomiasis (Bowman, 2011).

Giardia sp.: parásito que produce un daño que va desde alteraciones mínimas de intestinal (infección asintomática) hasta atrofia parcial de las vellosidades intestinales con deterioro de la absorción y consecuencias en el estado nutricional. La gravedad del cuadro dependerá de la cepa de *Giardia sp*, de la edad, el estado

inmunológico y nutricional del hospedador. El principal signo observado es la diarrea que puede ser aguda, intermitente o crónica. Generalmente no se presenta fiebre y el apetito se mantiene normal, salvo en los casos crónicos donde el paciente muestra un mal estado general. El diagnóstico se obtiene mediante la detección de trofozoítos o quistes en materia fecal (Vignau, Venturini, Romero, Eiras, & Basso, 2005).

Isospora sp.: habita en el intestino delgado y ocasionalmente en el colon. Las etapas de desarrollo se encuentran en todo el intestino delgado. En las infecciones agudas, los esquizontes, los gametocitos y los ooquistes se encuentran en las células epiteliales. El período de prepatencia es de 6-7 días. El ooquiste se elimina con las heces. En *Isospora sp.*, el ooquiste esporulado desarrolla 2 esporoquistes, cada uno de los cuales contiene 4 esporozoitos en forma de coma. Si es ingerido por un huésped adecuado, el ooquiste esporulado se desenquista y libera los esporozoítos, que finalmente ingresan al epitelio intestinal y se desarrollan mediante esquizogonía y gametogonía. La esquizogonía y la gametogonía tienen lugar dentro de las células huésped, y la esporogonía generalmente ocurre fuera del cuerpo del huésped (Griffiths, 1978).

Cryptosporidium sp.: hay una gran variedad de especies que afectan a humanos, animales domésticos y silvestres. La especie zoonótica más común es la *C. parvum*. Los ooquistes son la forma infectante de transmisión (miden 5-8mm de diámetro, dependiendo de la especie), contienen cuatro esporozoítos en su interior que se excretan con las heces, diseminándose la infección. Los ooquistes permanecen viables durante varios meses, excepto a temperaturas extremas. Cuando son ingeridos por un hospedador adecuado, los ooquistes se abren a lo largo de una línea de sutura preexistente, liberando los cuatro esporozoítos que invaden el borde de las microvellosidades de las glándulas gástricas o en la segunda mitad del intestino delgado. La infección asintomática es frecuente en muchos mamíferos, aves, reptiles y peces (Bowman, 2011).

Los ooquistes de *Cryptosporidium* son difíciles de detectar en las extensiones fecales, ya que son incoloros, transparentes y de pequeño tamaño. El método de elección para concentrar los ooquistes de *Cryptosporidium* es mediante flotación con solución saturada de sacarosa (densidad 1,33). Se puede utilizar la variante de

la técnica de concentración de flotación con cubreobjetos. Los ooquistes aparecen como pequeñas formas subesféricas que pueden ser mermadas por la extracción osmótica del agua en el medio hipertónico (Bowman, 2011).

Eimeria sp.: La forma general del ciclo biológico de los coccidios está representada por el género *Eimeria*, cuyas especies son parásitos gastrointestinales de un amplio número de hospedadores vertebrados. Su ciclo biológico incluye tanto la multiplicación asexual como sexual. La multiplicación sexual concluye con la formación de los ooquistes, que son eliminados con las heces, y en el desarrollo de ocho formas infectantes en cada uno de estos ooquistes, esporozoítos (Bowman, 2011).

Las diferentes especies de *Eimeria* tienen ciclo directo y en el huésped sólo se cumple una fase intestinal que comprende: la esquizogonia, con dos o más generaciones esquizogónicas que se producen en diferentes células epiteliales del intestino y la gametogonia. La esporogonia ocurre en el medio ambiente bajo condiciones especiales de temperatura y humedad (Vignau, Venturini, Romero, Eiras, & Basso, 2005).

Entamoeba sp.: es un parásito del intestino grueso, endémico de países tropicales que se produce de forma esporádica en regiones templadas. La *E. histolytica* causa la disentería amebiana en humanos, aunque estos también pueden ser hospedadores de amebas no patogénicas como *E. dispar*, *E. hartmanni* y *E. coli*, algunas de las cuales se encuentran en animales domésticos y parecen causarles poco daño. Los trofozoítos y quistes de las amebas aparecen con frecuencia en los frotis de heces frescas de ganado vacuno, ovino, caprino, porcino y caballos perfectamente sanos. Sin embargo, existen casos especiales en los que las amebas tienen importancia clínica, sobre todo en los primates. *Entamoeba invadens* provocó una grave enfermedad y muerte en reptiles cautivos (Bowman, 2011).

Las amebas parásitas se reproducen de manera asexual, generalmente mediante fisión binaria. La mayoría de las especies forman quistes, los cuales en algunos casos son multinucleados. Los trofozoítos suelen encontrarse con mayor frecuencia en heces líquidas, mientras que los quistes se encuentran en heces más sólidas (Bowman, 2011).

Toxoplasma gondii: el gato es considerado el huésped definitivo, mientras que diversas especies de mamíferos y aves actúan como huéspedes intermedios. La fase sexual del ciclo de vida ocurre en las células epiteliales del intestino delgado del gato, donde se producen los ooquistes. Las etapas asexuales se desarrollan en varias células del cuerpo, y con frecuencia afectan al cerebro y a las células del músculo estriado del huésped intermedio. Los trofozoítos, ya sea en quistes o libres en la carne de los animales, son la principal fuente de infección para los carnívoros, mientras que los ooquistes presentes en las heces de gato constituyen la fuente de infección para herbívoros y omnívoros (Griffiths, 1978).

2.2.5 Método coproparasitológico

El examen de materia fecal, permite diagnosticar algunas enfermedades parasitarias mediante la detección de parásitos gastrointestinales o broncopulmonares. Es posible hallar huevos, larvas y adultos de nematodos; proglótidos y huevos de cestodos; quistes, formas vegetativas y ooquistes de protozoarios. Se recomienda examinar muestras frescas, para eso es necesario tomarlas directamente del recto del animal o del suelo, inmediatamente después de emitidas. Se pueden conservar en envases plásticos o de vidrio o en bolsas de polietileno. Para evitar alteraciones es necesario refrigerar la muestra a 4 °C o conservarla en formol al 5%. El tiempo de conservación recomendado puede variar dependiendo del parásito que se desee buscar, por eso siempre es mejor analizar la muestra fresca (Vignau, Venturini, Romero, Eiras, & Basso, 2005).

2.2.6.1 Examen directo de heces frescas

Es la técnica más sencilla y rápida, además de fundamental por ser la única que permite detectar protozoos móviles (por ejemplo, trofozoítos de *Giardia*), que no son evidenciables por otras técnicas (Serrano, 2010). Muchos protozoos del tracto gastrointestinal en su estado de trofozoitos viven en heces líquidas o blandas, y para observar estas etapas, las heces deben examinarse inmediatamente. Los quistes de protozoos son mucho menos delicados y pueden reconocerse varios días después, especialmente si la muestra se ha refrigerado (Griffiths, 1978).

Si no se observa ningún parásito no debe descartarse la posibilidad de una parasitosis porque el tamaño de la muestra es muy pequeño, un resultado negativo no puede ser excluyente (Serrano, 2010).

2.2.6.2 Flotación por Sheather Sugar

Con este método se busca concentrar los elementos de diseminación (huevos, larvas y quistes) por flotación en un líquido de mayor densidad que ellos. La densidad de estos elementos oscila generalmente entre 1.05 y 1.10. La densidad de la solución empleada no debe ser demasiado alta para no deformar los elementos parasitarios y que tampoco floten otras partículas sólidas presentes en las heces (Serrano, 2010).

Esta técnica se basa en una solución saturada de azúcar y es útil para la concentración de quistes y ooquistes de protozoos y huevos de helmintos. Se usa como método preferencial en el diagnóstico de los coccidios (como *Cryptosporidium* e *Isospora*).

2.2.6.3 Sedimentación por método de Baermann modificado

La sedimentación es más sensible que el frotis directo desde el punto de vista del número de organismos detectados, y la preparación es más fácil de leer al microscopio porque se elimina gran parte de los residuos fecales. Se trata de concentrar los posibles elementos de diseminación por simple gravedad (Bowman, 2011).

Este método se basa en los tropismos positivos: geotropismo, termotropismo e hidrotropismo de los trofozoítos de protozoos y larvas de helmintos. Es útil principalmente para *Balantidium coli* y las de *Strongyloides stercoralis* (Beltrán, Tello, & Náquira, 2003). Existen 2 variaciones: una que utiliza un embudo de vidrio y otra que utiliza un vaso de sedimentación o de cerveza. El principio del método es exactamente igual en ambos: recobrar larvas sedimentadas en el fondo del embudo o del vaso (Girard, 2014). Se considerará aquí el método en vaso de sedimentación.

2.3 Marco Legal

CAPÍTULO SÉPTIMO DE LA CONSTITUCIÓN DE LA REPÚBLICA DEL ECUADOR

DERECHOS DE LA NATURALEZA

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 pública el cumplimiento de los derechos de la naturaleza. Para aplicar e interpretar estos derechos se observarán 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.

Art. 72.- La naturaleza tiene derecho a la restauración. Esta restauración será independiente de la obligación que tienen el Estado y las personas naturales o jurídicas de indemnizar a los individuos y colectivos que dependan de los sistemas naturales afectados.

En los casos de impacto ambiental grave o permanente, incluidos los ocasionados por la explotación de los recursos naturales no renovables, el Estado establecerá los mecanismos más eficaces para alcanzar la restauración, y adoptará las medidas adecuadas para eliminar o mitigar las consecuencias ambientales nocivas.

Art. 73.- El Estado aplicará medidas de precaución y restricción para las actividades que puedan conducir a la extinción de especies, la destrucción de ecosistemas o la alteración permanente de los ciclos naturales.

Se prohíbe la introducción de organismos y material orgánico e inorgánico que puedan alterar de manera definitiva el patrimonio genético nacional.

Art. 74.- Las personas, comunidades, pueblos y nacionalidades tendrán derecho a beneficiarse del ambiente y de las riquezas naturales que les permitan el buen vivir.

Los servicios ambientales no serán susceptibles de apropiación; su producción, prestación, uso y aprovechamiento serán regulados por el Estado.

CAPÍTULO CUARTO DEL CÓDIGO ÓRGANICO INTEGRAL PENAL DELITOS CONTRA EL AMBIENTE Y LA NATURALEZA O PACHA MAMA

SECCIÓN PRIMERA: DELITOS CONTRA LA BIODIVERSIDAD

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:

- 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.
- 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.

TITULO VII DEL CÓDIGO ORGÁNICO DEL AMBIENTE

MANEJO RESPONSABLE DE LA FAUNA Y ARBOLADO URBANO

CAPITULO I: MANEJO RESPONSABLE DE LA FAUNA URBANA

SECCION I: DISPOSICIONES GENERALES PARA EL MANEJO RESPONSABLE DE LA FAUNA URBANA

Art. 141.- De la Fauna Silvestre Urbana. Es el conjunto de especies de fauna silvestre que han hecho su hábitat en zonas urbanas o que fueron introducidas en

dichas zonas. Se propenderá que la fauna silvestre se mantenga en su hábitat natural.

Art. 147.- De las prohibiciones específicas. Queda prohibido:

5. La crianza, tenencia o comercialización de fauna silvestre exótica o nativa o sus partes constitutivas, de conformidad con las disposiciones contenidas en este Código;
6. La captura, recolección, posesión, tenencia, adquisición, importación o introducción de especímenes de fauna silvestre para actividades de entretenimiento;
7. La realización de espectáculos circenses con animales;
8. El uso de animales con fines industriales y experimentales cosmetológicos; y,
9. La vivisección de animales en los planteles de educación inicial, básica y bachillerato.

La experimentación con animales vivos en universidades, laboratorios o centros de educación se permitirá únicamente en los casos en donde no se pueda aplicar otros procedimientos o alternativas. Para todos los casos de experimentación con animales se aplicará el principio internacional de reemplazo, reducción y refinamiento de procesos, así como estándares internacionales de bioética.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Enfoque de la Investigación

Se trató de una investigación con un enfoque cuantitativo para identificar géneros de parásitos gastrointestinales en la fauna silvestre atendidos en la Fundación Proyecto Sacha. Estos animales provinieron de los rescates, decomisos o incautaciones que realizan el Ministerio de Ambiente, Agua y Transición Ecológica (MAATE) y la Unidad de Protección del Medio Ambiente (UPMA).

3.1.1 Tipo de Investigación

Este estudio se consideró una investigación descriptiva de campo y laboratorio. Para lograr el objetivo principal fue necesaria la toma de muestras fecales para buscar parásitos gastrointestinales en los animales silvestres.

3.1.2 Diseño de Investigación

El diseño de la investigación fue no experimental de corte transversal puesto que se limitó únicamente a observar e identificar parásitos gastrointestinales en fauna silvestre en un rango de tiempo determinado.

3.2 Metodología

3.2.1 Variables

3.2.1.1 Variable independiente

- Especie de animales en fauna silvestre
- Tipo de parasitosis

Operalización de variables independientes

Tipo de variable	Componente	Descripción	Escala
Cualitativa	Especie de fauna silvestre	Se estableció la frecuencia absoluta y relativa de los animales silvestres positivos de acuerdo a su especie.	Especie de aves, mamíferos y reptiles
Cualitativa	Tipo de parasitosis	Se estableció si el animal afectado	Monoparasitismo, biparasitismo,

	posee uno o más tipos de parásitos	triparasitismo, poliparasitismo
--	------------------------------------	---------------------------------

Roca, 2023

3.2.1.2 Variable dependiente

- Género de parásitos gastrointestinales en los animales.

Operalización de variables dependientes

Tipo de variable	Componente	Descripción	Escala
Cualitativa	Género de parásito	Se realizó una caracterización microscópica de los géneros de parásitos y se estableció su frecuencia absoluta y relativa	Género de nematodos, cestodos, trematodos, protozoarios.

Roca, 2023

3.2.2 Recolección de datos

3.2.2.1 Recursos

Materiales de campo

- Guantes
- Envases para muestras fecales
- Mascarilla
- Marcador
- Paleta de madera
- Plástico negro
- Tijera

Materiales de laboratorio

- Microscopio
- Centrífuga
- Porta y cubreobjetos

- Vasos desechables
- Colador
- Embudo
- Guantes
- Mascarilla
- Mandil
- Solución salina (suero fisiológico)
- Lugol
- Solución de azúcar
- Tubos de ensayo
- Gasa
- Balanza
- Pipeta Pasteur, talla 9 cm de largo
- Agua
- Alcohol al 70%
- Vaso de sedimentación
- Gradilla
- Marcador
- Jabón

Recursos bibliográficos

- Artículos científicos
- Libros
- Tesis
- Leyes, reglamentos y políticas

Recursos humanos

- Docente guía: Dra. Ana Lucía Piña Paucar; MSc.
- Tutor estadístico: MVZ. César Carrillo Cedeño, MSc.
- Médico Veterinario de la fundación: MVZ. Rodolfo Gil Azuaje
- Investigadora: Yvonne Alexandra Roca Vishart

3.2.2.2 Métodos y técnicas

Recolección de muestras: se recolectaron muestras de los animales recibidos en la Fundación Proyecto Sacha para identificar los parásitos que los afectan en su hábitat natural o en el lugar donde hayan sido decomisados.

Se colocó un plástico negro limpio y grueso en el fondo de la jaula o kennel luego de que el animal haya comido. Si había varios animales en una jaula o estanque, como era el caso de ciertas aves o tortugas respectivamente, se trasladaba temporalmente al espécimen a una jaula individual para evitar confundir las muestras. Se esperó unas horas hasta que el animal defecue para retirar el plástico. Se utilizó guantes y una paleta de madera para recoger la muestra. A continuación, se colocó la muestra en un recipiente y se rotuló con el nombre de la especie y el código de registro que la fundación le asigna a cada animal. Posteriormente se guardó la muestra en refrigeración para su traslado y análisis en el laboratorio de la Universidad Agraria del Ecuador.

Otros mamíferos como las zarigüeyas suelen defecar al momento de su manipulación como mecanismo de defensa, por lo que se mantuvo siempre la mesa de exploración limpia al momento de sacar al animal de la jaula y colocarlo sobre esta. Los perezosos, en cambio, no defecan todos los días. Los infantes y juveniles evacúan con mayor frecuencia, en este caso encontramos únicamente un perezoso infante que utilizaba la misma zona de su recinto para defecar, lugar donde se colocó el plástico y se logró recolectar la muestra.

En las aves no fue necesario tomar muestra de la cloaca, la mayoría de estas especies defecan varias veces al día, por lo que recoger sus heces con ayuda del plástico resultó bastante sencillo.

Con los reptiles como las boas, que comen una vez a la semana, se esperó un par de horas luego de la ingesta de alimento para recolectar la muestra utilizando la misma técnica del plástico limpio en el suelo. Esto no sucede con las iguanas que comen y hacen sus necesidades a diario. Para las tortugas acuáticas, se optó por utilizar el hisopado rectal ya que las muestras en el agua se contaminan y fuera del agua tardaban muchas horas en defecar.

Métodos y técnicas a emplear

- Examen directo de heces frescas
- Flotación por Sheather Sugar
- Sedimentación por método de Baermann modificado

Examen directo de heces frescas: Girard (2014) describe el procedimiento con los siguientes pasos:

- Identificar el porta-objetos con la muestra a examinar.
- Colocar 1-2 gotas de solución salina en un extremo del porta-objetos y 1-2 gotas solución de Lugol en el otro extremo.
- Con un aplicador tomar una muestra de heces y hacer una emulsión uniforme, primero en la gota de solución salina, y luego en la solución de Lugol.
- Cubrir cada preparación con un cubre-objetos.
- Observar, primero con el objetivo de 10 X, en forma sistemática toda la preparación en solución salina. Para confirmar estructuras, usar objetivo 40 X cada vez que sea necesario. Anotar hallazgos.
- Proceder de igual manera con la preparación en solución de Lugol, buscando quistes de protozoos para su identificación con magnificación de 10 X y 40 X. Cuando se localicen se deberá confirmar morfología con objetivo 100 X. Para ello, colocar una gota pequeña de aceite de inmersión sobre el cubre-objetos y observar con el objetivo 100 X correspondiente.

Flotación por Sheather Sugar: se realiza de la siguiente manera (Beltrán, Tello, & Náquira, 2003):

- Preparar una solución de azúcar mezclando 500 g de sacarosa, 320 ml de agua destilada y 10 ml de formol.
- Homogeneizar 1 a 2 g de materia fecal en suero fisiológico.
- Colocar un embudo con una gasa doblada en la abertura de un vaso de precipitación y filtrar el material homogeneizado.
- Pasar el material homogeneizado a un tubo de ensayo y taparlo.
- Centrifugar el tubo con el material homogeneizado a 1500 r.p.m. durante 2 a 5 minutos.

- Eliminar el sobrenadante, y agregar la solución de azúcar hasta 1 cm del borde del tubo, agitar hasta disolver el sedimento, centrifugar como en el paso anterior, completar con la solución de azúcar hasta el borde y esperar de 2 a 5 minutos la formación de un menisco.
- Colocar sobre el tubo un cubreobjeto y esperar 5 minutos.
- En una lámina portaobjeto agregar lugol, colocar el cubreobjeto y observar al microscopio.

Sedimentación por método de Baermann modificado: El procedimiento a seguir es el siguiente (Girard, 2014):

- Identificar el tubo de ensayo con la muestra a examinar y colocarlo en la gradilla.
- Poner el embudo con una gasa doblada dentro del tubo de ensayo.
- Con una paleta de madera, extender unos 5 g de heces frescas sobre la gasa.
- Verter el agua a 37°C sobre las heces frescas para que caiga dentro del tubo de ensayo más o menos hasta 3 cm antes del borde.
- Cubrir esta preparación con la gasa.
- Esperar una hora. Las larvas migrarán de las heces al agua y caerán al fondo del tubo.
- Después de la hora, identificar la lámina portaobjeto y retirar el embudo con la gasa del tubo.
- Introducir la pipeta hasta el fondo del tubo de ensayo. Absorber sedimento del fondo sin removerlo.
- Colocar este sedimento en la lámina portaobjeto y cubrirlo con un cubreobjeto.
- Examinar bajo microscopio buscar las larvas con objetivo 10X primero. Si están muy móviles, calentar suavemente la preparación o agregar por capilaridad una gota de solución de Lugol. Para determinar los detalles morfológicos, utilizar objetivo de 40X.

3.2.3 Población

Se recolectaron heces de un total de 120 animales silvestres, considerando que en promedio La Fundación Proyecto Sacha recibe 60 ejemplares al mes. En este caso no se trabajó con una muestra, sino con toda la población del centro de paso.

3.2.4 Análisis estadístico

En la presente investigación todos los resultados fueron registrados en una hoja de Excel y luego expresados tanto en tablas de frecuencia univariada y bivariada como en gráficos descriptivos.

4. RESULTADOS

4.1 Establecimiento de la presencia de parásitos gastrointestinales según la clasificación de animales silvestres

Durante la fase de campo se realizó 3 métodos coproparasitológicos a las muestras de cada uno de los 120 animales silvestres estudiados en la Fundación para la protección de la fauna silvestre “Proyecto Sacha”, con el objetivo de determinar la presencia de parásitos gastrointestinales.

Tabla 1. Frecuencia de parásitos gastrointestinales en la fauna silvestre

Escala	Frecuencia	%
Presencia	23	19,2
Ausencia	97	80,8
Total	120	100,0

Roca, 2025

En la tabla 1 se puede observar que la gran mayoría de animales no presentaron parásitos gastrointestinales con el 80,8%, mientras que solamente en 23 animales se hallaron parásitos, representando el 19,2%.

Tabla 2. Casos positivos y negativos de parásitos gastrointestinales según la clasificación de animales

Clasificación de animales	Ejemplares positivos	%	Ejemplares negativos	Total
Aves	7	5,9	65	72
Mamíferos	13	10,8	17	30
Reptiles	3	2,5	15	18
Total	23	19,2	97	120

Roca, 2025

En la tabla 2 se observa que 7 aves, 13 mamíferos y 3 reptiles dieron positivo, representando un 5,9%, 10,8% y 2,5% respectivamente del total de la población y sumando 19,2% como el total de animales parasitados.

Tabla 3. Especies de fauna silvestre positivos a parásitos

Especie	Ejemplares positivos	%
Aves		
<i>Dendrocygna bicolor</i>	2	8,7
<i>Psittacara erythrogenys</i>	2	8,7
<i>Pulsatrix perspicillata</i>	1	4,3
<i>Cathartes aura</i>	1	4,3
<i>Parabuteo unicinctus</i>	1	4,3
Mamíferos		
<i>Didelphis marsupialis</i>	3	13,0
<i>Alouatta palliata</i>	2	8,7
<i>Saimiri cassiquiarensis</i>	2	8,7
<i>Leopardus pardalis</i>	2	8,7
<i>Choloepus didactylus</i>	1	4,3
<i>Lontra longicaudis</i>	1	4,3
<i>Cebus aequatorialis</i>	1	4,3
<i>Lagothrix lagotricha</i>	1	4,3
Reptiles		
<i>Boa imperator</i>	2	8,7
<i>Chelonoidis denticulatus</i>	1	4,3
Total	23	100

Roca, 2025

En la tabla 3 se detalla la especie de los animales que dieron positivos a parásitos. En las aves encontramos al búho de anteojos, pato silbador o María, perico caretirrojo, gallinazo cabecirrojo y gavián de Harris. Dentro de los mamíferos tenemos a la zarigüeya común de orejas negras, mono aullador de manto dorado, perezoso de dos dedos, nutria neotropical, mono capuchino, mono ardilla ocelote y mono chorongo. Finalmente, los reptiles positivos fueron la boa mataballo y la tortuga motelo.

4.2 Determinación de géneros de parásitos gastrointestinales

Todas las muestras recolectadas y procesadas se revisaron con las diferentes lentes del microscopio para identificar los géneros de los parásitos intestinales en aquellos ejemplares positivos.

Tabla 4. Total de géneros de parásitos gastrointestinales representado por grupo de fauna silvestre de “Proyecto Sacha”

Género	Aves	Mamíferos	Reptiles	Total
<i>Ancylostoma sp</i>	0	8	0	8
<i>Giardia sp</i>	3	1	0	4
<i>Strongyloide sp</i>	0	2	2	4
<i>Eimeria sp</i>	2	0	0	2
<i>Entamoeba sp</i>	1	1	0	1
<i>Enterobius sp</i>	0	1	0	1
<i>Balantidium sp</i>	1	0	0	1
<i>Ascaridia sp</i>	0	1	0	1
<i>Cryptosporidium sp</i>	0	0	1	1
<i>Oxiuro sp</i>	0	0	1	1
<i>Toxocara sp</i>	0	1	0	1
<i>Trichostrongylus sp</i>	1	0	0	1

Roca, 2025

Dentro del grupo de aves encontramos 3 casos de parasitosis por *Giardia sp*, 2 por *Eimeria sp*, 1 por *Trichostrongylus sp* y otra por *Balantidium sp* y *Entamoeba sp*. Del grupo de mamíferos se pudo identificar 6 ejemplares con *Ancylostoma sp*, 2 con *Strongyloide sp*, 1 con *Enterobius sp*, 1 con *Giardia sp*, 1 con *Toxocara sp*, 1 con *Ancylostoma sp* y *Entamoeba sp* y 1 con *Ascaridia sp* y *Ancylostoma sp*. En cuanto a los reptiles positivos, se encontró 1 con *Strongyloide sp*, 1 con *Cryptosporidium sp* y 1 con *Oxiuro sp* y *Strogyloide sp*. Estos resultados se detallan en la tabla 4.

Tabla 5. Frecuencia de la presencia de géneros parasitarios en la fauna silvestre positiva

	Ejemplares positivos	%	Ejemplares negativos	%	Ejemplares totales
<i>Ancylostoma sp</i>	8	34,8	15	65,2	23
<i>Giardia sp</i>	4	17,4	19	82,6	23
<i>Strongyloide sp</i>	4	17,4	19	82,6	23
<i>Eimeria sp</i>	2	8,7	21	91,3	23
<i>Entamoeba sp</i>	2	8,7	21	91,3	23
<i>Enterobius sp</i>	1	4,3	22	95,7	23
<i>Balantidium sp</i>	1	4,3	22	95,7	23
<i>Ascaridia sp</i>	1	4,3	22	95,7	23
<i>Cryptosporidium sp</i>	1	4,3	22	95,7	23
<i>Oxiuro sp</i>	1	4,3	22	95,7	23
<i>Toxocara sp</i>	1	4,3	22	95,7	23
<i>Trichostrongylus sp</i>	1	4,3	22	95,7	23

Roca, 2025

En los 23 animales silvestres que dieron positivo a parásitos gastrointestinales se identificaron un total de 12 parásitos, tal como se indica en la tabla 5, siendo *Ancylostoma sp* (8/23), *Giardia sp* (4/23) y *Strongyloide sp* (4/23) los de mayor prevalencia.

4.3 Reconocimiento de la existencia de mono/bi/tri o poliparasitismo en los animales afectados

En cada una de las muestras estudiadas se analizó cuántos tipos de parásitos estaban presentes para determinar si existía mono/bi/tri o poliparasitismo en la fauna silvestre.

Tabla 6. Frecuencia de tipo de parasitismo en fauna silvestre

Escala	Frecuencia	%
Monoparasitismo	19	82,6
Biparasitismo	4	17,4
Triparasitismo	0	0,0
Poliparasitismo	0	0,0
Total	23	100,0

Roca, 2025

En la tabla 6 se observa que la mayoría de animales silvestres en los que se halló evidencia de parásitos gastrointestinales era del tipo monoparasitismo con el 82,4%, seguido de 4 especies con biparasitismo y representando el 17,4%. No se hallaron especies con tri o poliparasitismo.

Tabla 7. Tipos de parasitosis hallados en la fauna silvestre

Monoparasitismo	Ejemplares positivos	%
<i>Ancylostoma sp</i>	6	26,1
<i>Giardia sp</i>	4	17,4
<i>Strongyloide sp</i>	3	13,0
<i>Eimeria sp</i>	2	8,7
<i>Enterobius sp</i>	1	4,3
<i>Cryptosporidium sp</i>	1	4,3
<i>Toxocara sp</i>	1	4,3
<i>Trichostrongylus sp</i>	1	4,3
Biparasitismo		
<i>Ancylostoma sp y Entamoeba sp</i>	1	4,3
<i>Ascaridia sp y Ancylostoma sp</i>	1	4,3
<i>Balantidium spp y Entamoeba sp</i>	1	4,3
<i>Oxiuro sp y Strongyloide sp</i>	1	4,3
Total de ejemplares evaluados	23	100,0

Roca, 2025

En este estudio se identificaron 8 parásitos en aquellos animales con infecciones simples (monoparasitismo), mientras que 6 parásitos fueron detectados en los 4 ejemplares con infección múltiple (biparasitismo), tal como se muestra en la tabla 7.

5. DISCUSIÓN

En este estudio se determinó que de la fauna silvestre de la Fundación “Proyecto Sacha” el 19,2% presenta parásitos gastrointestinales. La baja prevalencia de parasitosis se debe, en parte, a que muchos de estos animales ya habían sido previamente desparasitados al momento de su ingreso y las muestras fueron tomadas unos días después.

Quijije (2022) obtuvo resultados similares en 96 mamíferos analizados en el zoológico “El Pantanal” en Guayaquil, donde el 17,71% de los individuos tenía presencia de parásitos gastrointestinales y el 82,29% salieron negativos. En contraste, Salazar (2024) estudió las heces de mamíferos, aves y reptiles del Jardín Botánico de Guayaquil y obtuvo como resultado que todos los animales estaban parasitados. De los 24 individuos, el 100% dio positivo para parásitos gastrointestinales.

En cuanto a los géneros de parásitos se identificaron 12 en total. Dentro del grupo de las aves se encontró *Giardia sp*, *Eimeria sp*, *Entamoeba sp*, *Balantidium sp* y *Trichostrongylus sp*. En los mamíferos se observó *Ancylostoma sp*, *Strongyloide sp*, *Entamoeba sp*, *Enterobius sp*, *Ascaridia sp*, *Giardia sp* y *Toxocara sp*. En los reptiles se observó la presencia de *Strongyloide sp*, *Crystosporidium sp* y *Oxiuro sp*.

Rizzo (2020) tomó muestras fecales de 256 aves que se encuentran en cautividad para comercialización en diferentes puntos ubicados en el centro de la ciudad de Guayaquil. Los géneros identificados fueron *Eimeria sp*, *Giardia sp*, *Ascaridia sp* y *Capillaria sp*. En menor índice encontró el género *Cestodo sp*.

Núñez (2021) realizó un estudio en 118 reptiles del vivarium de Quito. Ahí identificaron 40 géneros distintos de parásitos, siendo los de mayor prevalencia *Blastocystis sp* (25%), nematodos dentro del orden de los Oxiuridos (23.9% huevo) (11.4% adulto), *Balantidium sp* (11.4%), Metamonádidos (10.2%), Strongyloides (9.1%), *Kalicephalus sp* (8%), *Nyctotherus spp*, *Entamoeba sp.*, *Ophionyssus natricis* y *Rhabdias sp*.

Quijije (2022) identificó en mamíferos parásitos como *Eimeria sp*, *Isospora sp*, *Ascaridia sp*, *Entamoeba sp*, *Blastocystis sp*, *Trichuris sp* y *Capillaria sp*.

Finalmente, sobre el tipo de parasitosis, se encontraron únicamente 4 casos de biparasitismo, representando el 17,4% de los casos. El 83,6% restante (19 casos) corresponde a monoparasitismo. Este resultado varía con respecto a otros estudios.

Vinueza (2022) identificó la prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves Psitácidas en cautiverio en la “Fundación Ecológica Rescate Jambelí” en Santa Elena (Ecuador). De los 50 casos positivos, 30 presentaron monoparasitismo (60%) y 20 tenían biparasitismo (40%). Sierra et al (2020) estudió mamíferos silvestres del “Centro de Educación Ambiental San Emigdio” en Palmira (Colombia). De los 25 individuos analizados, el 36% dieron positivos a parasitosis, identificándose únicamente monoparasitismo en los animales.

6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIÓN

6.1 Conclusiones

En comparación con otros estudios, en este trabajo de investigación se identificó una prevalencia relativamente baja en fauna silvestre en cautiverio con un total de 23 casos positivos de una población de 120 animales, es decir, una proporción del 19,2%. Los ejemplares parasitados corresponden a 7 aves de 5 especies distintas, 13 mamíferos de 8 especies y 3 reptiles representados en 2 especies.

En cuanto a la determinación de parásitos intestinales, se encontraron 12 tipos pertenecientes a los géneros *Ancylostoma sp* (8), *Giardia sp* (4), *Strongyloide sp* (4), siendo estos 3 los de mayor prevalencia, seguidos por *Eimeria sp* (2), *Entamoeba sp* (2), *Enterobius sp* (1), *Balantidium sp* (1), *Ascaridia sp* (1), *Crytosporidium sp* (1), *Oxiuro sp* (1), *Toxocara sp* (1) y *Trichostrongylus sp* (1). De estos hallazgos, 8 fueron en aves, 15 en mamíferos y 4 en reptiles.

Del total de la fauna silvestre de Fundación “Proyecto Sacha” con parasitosis, la mayoría tenía una infección simple, es decir, el 82,6% tenía monoparasitismo, siendo apenas el 17,4% una infección múltiple por biparasitismo con un total de 4 casos. En ningún animal se encontraron casos de tri o poliparasitismo.

6.2 Recomendaciones

Como parte del protocolo de la fundación, todos los animales pasan por una revisión y exámenes iniciales, por lo que se recomienda mantener esta práctica e implementar controles periódicos para garantizar el bienestar de los individuos, ya que en condiciones de cautiverio es más fácil que uno infecte a otro que comparte recinto o se encuentra físicamente cerca.

Dentro de los géneros de parásitos identificados hay algunos patógenos con potencial zoonótico y con capacidad de permanecer en el ambiente por mucho tiempo, siendo necesario reforzar las medidas de bioseguridad para el personal y los métodos de limpieza y desinfección. Se debe capacitar adecuadamente a los voluntarios, que, a pesar de ser estudiantes de las carreras de Medicina Veterinaria, Biología y afines, son personas menos experimentadas y pueden ponerse en riesgo ante un mal manejo o causar contaminación de un recinto a otro. Adicionalmente, conocer el género del parásito permite brindar el tratamiento adecuado al paciente, No todos los antiparasitarios sirven para todos los tipos, aunque sean de amplio

espectro, corriendo el riesgo de que se desparasite de forma ineficiente o insuficiente.

Recordemos que cada parásito genera un impacto en la salud del animal, por lo que el bi, tri o poliparasitismo puede afectar considerablemente la salud del paciente. Posterior a la desparasitación es necesario realizar otra prueba coproparasitológica para determinar si el tratamiento aplicado fue efectivo y vigilar que los síntomas hayan desaparecido, sobre todo en aquellos animales con infección múltiple. Una pronta recuperación del individuo permitirá que salga de cuarentena y pueda ser devuelto a libertad o a ser trasladado a un centro de conservación, según sea el caso.

BIBLIOGRAFÍA

- Abreu, K., Moro-Rios, R., Silva-Pereira, J., Miranda, J., Jablonski, E., & Passos, F. (2008). Feeding habits of ocelot (*Leopardus pardalis*) in Southern Brazil. *Mammalian Biology*, 407-411.
- Abril, R. (2017). *Identificación de helmintos gastrointestinales zoonóticos en primates en cautiverio*. Cevallos: Universidad Técnica de Ambato. Obtenido de <https://repositorio.uta.edu.ec/server/api/core/bitstreams/91b9474e-0224-4f24-a135-116194c1e528/content>
- Acevedo, J., Isaza, N., & Muñoz, J. (2020). *Presencia de parásitos gastrointestinales en primates no humanos del hogar de paso de fauna silvestre CARDER-APAP, Risaralda*. Pereira: Universidad Tecnológica de Pereira.
- Alarcón, I. (31 de agosto de 2021). Los decomisos de fauna silvestre se han duplicado en Ecuador. *El Comercio*.
- Andrade, P. (2009). *Aves Urbanas de los Parques, Jardines y alrededores de la ciudad de Loja*. Loja: Fundación Sociocultural "Don Bosco".
- Astúa, D. (2015). *Handbook of the Mammals of the World. Volumen 5. Monotremes and Marsupials*. Barcelona: Lynx Edicions.
- Beltrán, M., Tello, R., & Náquira, C. (2003). *Manual de Procedimientos de Laboratorio para el Diagnóstico de los Parásitos Intestinales del Hombre*. Lima: Ministerio de Salud, Instituto Nacional de Salud.
- Bioparque Amaru*. (s.f.). Obtenido de Bioparque Amaru: https://www.zoobioparqueamaru.com/nuestros-animales/animal.php?Id_Animal=42-loro-cabeciazul&Grupo=aves
- Bisbal, F. (1986). Food habits of some Neotropical carnivores in Venezuela. *Mammalia*, 329-340.
- Bordino, J. (12 de enero de 2022). *Ecología Verde*. Obtenido de Ecología Verde: <https://www.ecologiaverde.com/flora-y-fauna-del-ecuador-3707.html>

- Boulenger, G. (1885). *Catalogue of the lizards in the British Museum (Natural History)*. Londres: Taylor y Francis.
- Bowman, D. (2011). *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. Ithaca: Elsevier.
- Brito, J., Camacho, M. A., Romero, V., & Vallejo, A. F. (19 de septiembre de 2021). *Mamíferos del Ecuador. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador*. Obtenido de Mamíferos del Ecuador. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador.: <https://multimedia20stg.blob.core.windows.net/documents/MamiferosHumedoTropicalAmazonicoFinal.pdf>
- Brito, J., Camacho, M., Romero, V., & Vallejo, A. (27 de enero de 2022). *Mamíferos del Ecuador. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador*. Obtenido de Mamíferos del Ecuador. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador.: <https://multimedia20stg.blob.core.windows.net/documents/MamiferosHumedoTropicalAmazonicoFinal.pdf>
- Cerqueira, R., & Tribe, C. (2007). *Mammals of South America. Volume I. Marsupials, Xenarthrans, Shrews and Bats*. Chicago: The University of Chicago Press.
- Choloquina, M. (2019). *Prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves silvestres criados en cautiverio*. Cuenca: Universidad Politécnica Salesiana.
- Cisneros-Heredia, D. (2006). Turtles of the Tiputini Biodiversity Station with remarks on the diversity and distribution of the Testudines from Ecuador. *Biota Neotropica*, 1-16.
- CONANP. (2010). *Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas*. Obtenido de Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas.: https://simec.conanp.gob.mx/pdf_monitoreo/158-APFF%20Maderas%20del%20Carmen_Halcon%20Peregrino.pdf
- Cordero, m., & Rojo, F. (2007). *Parasitología General*. Madrid: McGraw-Hill.
- Cuarón, A., Shedden, A., Rodríguez-Luna, E., de Grammont, P., & Link, A. (2008). *The IUCN Red List of Threatened Species*.

- Delgado, C., & Calderón, D. (2007). La dieta de la lechuza común *Tyto alba* (Tytonidae) en una localidad urbana de Urabá, Colombia. *Boletín SAO Vol. XVII*, 94-97.
- Emmons, L. (1988). A field study of ocelots (*Felis pardalis*) in Peru. *Terre Vie-Rev Ecol*, 133-157.
- Emmons, L., & Feer, F. (1999). *Mamíferos de los bosques húmedos de América Tropical, una guía de campo*. Santa Cruz de la Sierra: Editorial FAN.
- Enríquez, P. (2015). *Los Búhos Neotropicales: Diversidad y Conservación*. Chiapas: El Colegio de la Frontera del Sur.
- Ernst, C., Altenburg, R., & Barbour, R. (1998). *Turtles of the world*. Amsterdam: World biodiversity database series, Expert Center for Taxonomic Identification (ETI).
- Freile, J., & Poveda, C. (2019). *Aves del Ecuador. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador*. Obtenido de Aves del Ecuador. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador.: <https://bioweb.bio/faunaweb/avesweb/FichaEspecie/Falco%20peregrinus>
- Freile, J., Castro, D., & Varela, S. (2012). Estado del conocimiento, distribución y conservación de aves rapaces nocturnas en Ecuador. *Ornitología Neotropical*, 235-244.
- Gardner, A., & Naples, V. (2007). *Mammals of South America. Volume I: Marsupials, Xenarthrans, Shrews and Bats*. Chicago: The University of Chicago Press.
- Girard, R. (2014). *Manual de Parasitología. Técnicas de Laboratorios de Atención Primaria de Salud y para el Diagnóstico de las Enfermedades Infecciosas Desatendidas. 3ra Edición*. Tegucigalpa: Papelería e Imprenta Honduras.
- Griffiths, H. (1978). *A Handbook of Veterinary Parasitology. Domestic Animals of North America*. Minneapolis: University of Minnesota Press.
- Guerra-Correa, E., & Rodríguez-Guerra, A. (2020). *Reptiles del Ecuador Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador*. Obtenido de Reptiles

- del Ecuador Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador:
<https://bioweb.bio/faunaweb/reptiliaweb/FichaEspecie/Iguana%20iguana>
- Holguín, J. C. (5 de junio de 2022). En Ecuador existen 845 especies de fauna silvestre en riesgo de extinción. *El Comercio*.
- Hurtado, C., Rivera, J., Muñoz, J., Quintero, C., & Berrio, J. (2008). *El paraíso está aquí: contágate de él. Avifauna representativa de la Universidad Tecnológica de Pereira*. Pereira: Universidad Tecnológica de Pereira.
- INABIO. (3 de junio de 2021). Obtenido de INABIO:
<http://inabio.biodiversidad.gob.ec/2021/06/03/en-ecuador-habitan-457-especies-nativas-de-mamiferos-se-gun-la-guia-mamiferos-del-ecuador-lista-oficial-actualiza-da-de-especies/>
- Kays, R. (2009). *Handbook of the Mammals of the World. Vol. 1. Carnivores*. Barcelona: Lynx Ediciones.
- Köhler, G. (1999). *La iguana verde: biología, cuidado, cría, enfermedades*. Offenbach: Herpeton.
- König, C., & Weick, F. (2008). *Owls of the world*. Londres: Christopher Helm.
- Lindemann, L. (2009). *Boa constrictor. Animal Diversity Web*. Obtenido de Boa constrictor. Animal Diversity Web.:
http://animaldiversity.ummz.umich.edu/accounts/Boa_constrictor/
- MAATE. (s.f.). Obtenido de MAATE: <https://www.ambiente.gob.ec/alto-al-traffic-ilegal-animales-silvestres/>
- Mahecha, V., Rodríguez, J., Rojas, F., Arzuza, D., & González, A. (2005). *Loros, Pericos y Guacamayas Neotropicales*. Bogotá: Conservación Internacional.
- Mattison, C. (1995). *he encyclopedia of snakes*. New York: Facts on File.
- Muñoz, C. (2020). *Estudio epidemiológico de las parasitosis en animales silvestres de ambientes antropizados de México*. Murcia: Universidad de Murcia, Facultad de Veterinaria.
- Ngo, S. (2012). *Animal Diversity Web*. Obtenido de Animal Diversity Web:
https://animaldiversity.org/accounts/Menacanthus_eurysternus/

- Núñez, K. (2021). *Identificación de parásitos con diferentes métodos coprológicos en muestras de reptiles en el Vivarium de Quito*. Cevallos: Universidad Técnica de Ambato. Obtenido de <https://repositorio.uta.edu.ec/server/api/core/bitstreams/7a010c1d-6810-406d-866e-4efe25a43252/content>
- Olmedo, I. (2019). *Aves del Ecuador. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador*. Obtenido de Aves del Ecuador. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador.: <https://bioweb.bio/faunaweb/avesweb/FichaEspecie/Tyto%20alba>
- Organización Mundial de Sanidad Animal*. (s.f.). Obtenido de Organización Mundial de Sanidad Animal: <https://www.woah.org/es/que-hacemos/iniciativas-mundiales/una-sola-salud/>
- Orozco, M. (218). *Parásitos gastrointestinales presentes en mamíferos en cautiverio en Colombia*. Bogotá: Universidad de los Andes.
- O'Shea, M. (2007). *Boas and pythons of the world*. Londres: New Holland Publishers.
- Páez, V., Morales-Bentancourt, M., Lasso, C., Castaño-Mora, O., & Bock, B. (2012). *Biología y conservación de las tortugas continentales de Colombia*. Bogotá: Serie Editorial Recursos Hidrobiológicos y Pesqueros Continentales de Colombia. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH).
- Peterson, R., & Chalif, E. (2000). *Aves de México. Guía de Campo*. México D.F.: Editorial Diana.
- Policía Nacional del Ecuador*. (2021). Obtenido de Policía Nacional del Ecuador: <https://www.policia.gob.ec/unidad-nacional-de-policia-de-proteccion-del-ambiente/>
- Potter, M., & Dewey, T. (2002). "*Falco Peregrinus*", *Animal Diversity Web*. Obtenido de "Falco Peregrinus", Animal Diversity Web: https://animaldiversity.org/site/accounts/information/Falco_peregrinus.html

- Proyecto Sacha. (s.f.). Obtenido de Proyecto Sacha:
<http://www.proyectosacha.org/la-fundacion/>
- Quijije, A. (2022). *Determinación de parásitos gastrointestinales en felinos silvestres en cautiverio en el zoológico El Pantanal*. Guayaquil: Universidad Agraria del Ecuador. Obtenido de <https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/QUIJIJE%20ORTEGA%20ALANYS%20YOLANDA.pdf>
- Quiroz, N. (2021). *Recopilación de registros parasitarios en felinos silvestres nativos de México*. Xochimilco: Universidad Autónoma Metropolitana, División de Ciencias Biológicas y de la Salud.
- Quito Informa. (8 de junio de 2022). Obtenido de Quito Informa:
<http://www.quitoinforma.gob.ec/2022/06/08/trafico-de-animales-silvestres-lastimosamente-continua/>
- Ramírez, C., Rodríguez, T., Defler, T., Palacios, E., & Rodríguez, J. (2006). *Libro rojo de los Mamíferos de Colombia. Serie Libros rojos de especies amenazadas de Colombia*. Bogotá: Conservación Internacional Colombia, Ministerio del Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial.
- Reyland, A., & Mittermeier, R. (2013). *Handbook of the mammals of the World. Volume 3. Primates*. Barcelona: Lynx Editions.
- Ridgely, R., & Greenfield, P. (2001). *The birds of Ecuador. Volume 1. Status, distribution and taxonomy*. Ithaca: Cornell University Press.
- Rizzo, C. (2020). *Determinación de parásitos intestinales en psitácidos mantenidos en cautiverio en diferentes puntos comerciales en el centro de Guayaquil*. Guayaquil: Universidad Agraria del Ecuador. Obtenido de <https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/RIZZO%20MARMOLEJO%20CHRISTIAN%20RICARDO.pdf>
- Romero, M. (14 de diciembre de 2021). *WCS Ecuador*. Obtenido de WCS Ecuador:
<https://ecuador.wcs.org/es-es/Recursos/Noticias/articleType/ArticleView/articleId/17027/TU-CASA-NO-ES-MI-HABITAT-Una-campana-para-desalentar-el-trafico-de-fauna-silvestre-en-Ecuador.aspx>

- Rueda-Almonacid, J., Carr, J., Mittermeier, R., Rodríguez-Mahecha, J., Mast, R., Vogt, R., . . . Mittermeier, C. (2007). *Las tortugas y los cocodrilianos de los países andinos del trópico. Serie de guías de campo tropicales*. Bogotá: Conservación Internacional.
- Salazar, D. (2024). *Determinación de hemoparásitos y parásitos gastrointestinales en la fauna silvestre presente en el jardín Botánico de Guayaquil*. Universidad Agraria del Ecuador, Guayaquil. Obtenido de <https://cia.uagraría.edu.ec/Archivos/SALAZAR%20SUAREZ%20DAYSE%20NICOLE.pdf>
- Santos, D. (29 de junio de 2006). *Fichas de aves introducidas en España. Grupo de Aves Exóticas (SEO/Birdlife)*. Obtenido de Fichas de aves introducidas en España. Grupo de Aves Exóticas (SEO/Birdlife): https://www.seo.org/wp-content/uploads/2013/05/fichagae_arat_erythr_2006.pdf
- SERFOR, & WCS. (2017). *Guía: Identificación y cuidados iniciales de animales silvestres decomisados o hallados en abandono. Tercera edición*. Lima.
- Serrano, F. (. (2010). *Manual Práctico de Parasitología Veterinaria*. Cáceres: Universidad de Extremadura, Servicio de Publicaciones.
- Sierra, Y., Vence, N., Herrera, P., Cañate, A., & Vanegas, J. (2020). Parásitos gastrointestinales en mamíferos silvestres cautivos en el Centro de Fauna de San Emigdio, Palmira (Colombia). *Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia de la Universidad Nacional de Colombia*, 67(3), 230-238. Obtenido de <https://www.redalyc.org/journal/4076/407668267004/html/>
- Sunquist, M., & Sunquist, F. (2009). *Handbook of the Mammals of the World. Vol. 1. Carnívoros*. Barcelona: Lynx Ediciones.
- Tirira, D. (2007). *Mamíferos del Ecuador. Guía de campo*. . Quito: Ediciones Murciélagos Blanco.
- Tirira, D. (2021). *Lista Roja de los Mamíferos del Ecuador*. Quito: Ediciones Murciélagos Blanco.

Vignau, M., Venturini, L., Romero, J., Eiras, D., & Basso, W. (2005). *Parasitología Práctica y Modelos de Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos*. La Plata: Universidad Nacional de La Plata.

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*. Guayaquil: Universidad Agraria del Ecuador. Obtenido de [https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/Vinueza_Sheyla%20\(1\).pdf](https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/Vinueza_Sheyla%20(1).pdf)

Zambrano, R. (27 de abril de 2022). Hay 148 centros de conservación y manejo ex situ de especies silvestres en Ecuador: escasez de recursos, falta de control y saturación de animales rescatados están entre los mayores problemas. *El Universo*.

ANEXOS

Anexo N° 1: Formato para registro de toma de muestras de heces

No.	Fecha	Código animal	Nombre común	Nombre científico	Etapas de desarrollo del animal	Observación de la muestra
1						
2						
3						
4						
5						
6						
7						
8						

Roca, 2023.

Anexo N° 2: Toma de muestras



Recolección de muestra de heces en ave, utilizando un plástico en el fondo de la jaula.



Recolección de muestra de heces en mamífero mediante el uso de plástico en el fondo de la jaula.



Toma de muestra de heces en la cloaca de un reptil utilizando un hisopo.



Identificación de muestras recolectadas para su posterior traslado al laboratorio.

Anexo N° 3: Análisis de muestras recolectadas



Preparación del material.



Preparación de las placas.



Observación de muestras al microscopio.

Anexo N° 4: Técnicas coprológicas aplicadas



Examen directo de heces frescas utilizando lugol y cloruro de sodio.



Sedimentación por Baermann modificado (izq.) y flotación por Sheather Sugar (der.).

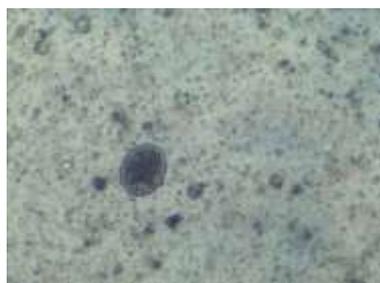
Anexo N° 5: Parásitos gastrointestinales encontrados en el estudio



Eimeria sp en gavián de Harris
(*Parabuteus unicinctus*)



Entamoeba sp en mono ardilla
(*Saimiri cassiquisrensis*)



Toxocara sp en mono aullador
(*Alouatta palliata*)



Ancylostoma sp en zarigüeya
común (*Didelphis marsupialis*)



Balantidium sp en gallinazo
cabecirrojo (*Cathartes aura*)



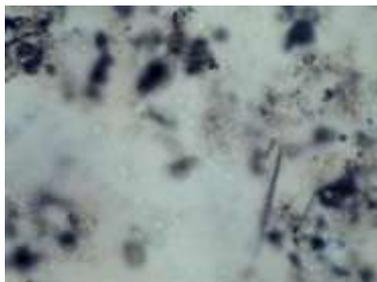
Oxiuro sp en tortuga motelo
(*Chelonoidis denticulatus*)



Ascaridia sp en mono aullador
(*Alouatta palliata*)



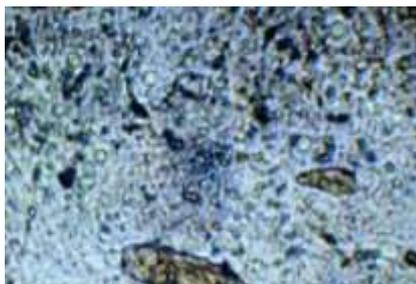
Enterobius sp en mono
capuchino (*Cebus aequatorialis*)



Crystosporidium sp en boa mataballo (*Boa imperator*)



Trichostrongylus sp en búho de anteojos (*Pulsatrix perspicillata*)



Giardia sp en perezoso de dos dedos (*Choloepus didactylus*)



Strongyloide sp en boa mataballo (*Boa imperator*)

Anexo N° 6: Gráficos de resultados obtenidos

