



UNIVERSIDAD AGRARIA DEL ECUADOR

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

**TRABAJO DE TITULACIÓN COMO REQUISITO PREVIO PARA LA
OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE MÉDICO VETERINARIO**

**PRESENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES
EN AVES SILVESTRES EN CAUTIVERIO DEL ZOOLOGICO
YURAK ALLPA EN CUENCA.**

AUTORA

MONTECEL HURTARES VIVIANA NICOLE

TUTORA

DRA. PIÑA PAUCAR ANA LUCÍA, MSc.

**GUAYAQUIL, ECUADOR
2026**



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

Yo, **DRA. PIÑA PAUCAR ANA LUCÍA** docente de la Universidad Agraria del Ecuador, en mi calidad de Tutor, certifico que el presente trabajo de titulación: **PRESENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN AVES SILVESTRES EN CAUTIVERIO DEL ZOOLOGICO YURAK ALLPA EN CUENCA**, realizado por la estudiante **MONTECEL HURTARES VIVIANA NICOLE**; con cédula de identidad N° 0941655953 de la carrera **MEDICINA VETERINARIA**, Unidad Académica Milagro 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.

El estudiante presenta certificado de haber culminado exitosamente su trabajo de campo en el zoológico Yurak Allpa en Cuenca.

Atentamente,

Firma del Tutor

Guayaquil, 6 de mayo del 2026



**UNIVERSIDAD AGRARIA DEL ECUADOR
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y
ZOOTECNIA
CARRERA 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: **“PRESENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN AVES SILVESTRES EN CAUTIVERIO DEL ZOOLOGICO YURAK ALLPA EN CUENCA”**, realizado por la estudiante **MONTECEL HURTARES VIVIANA NICOLE**, el mismo que cumple con los requisitos exigidos por la Universidad Agraria del Ecuador.

Atentamente,

MVZ. Bajaña Granoluisa David, M.Sc.

PRESIDENTE

MVZ. Chacón Morales Mariela, M.Sc.
EXAMINADOR PRINCIPAL

MVZ. Maridueña Zavala María, M. Sc.
EXAMINADOR PRINCIPAL

DRA. Piña Paucar Ana Lucía, M.Sc.
EXAMINADOR SUPLENTE

Guayaquil, 06 de mayo del 2026

DEDICATORIA

Quiero dedicar este trabajo especialmente a mis padres, quienes me han guiado a lo largo de mi vida para llegar a ser una mujer de bien y a luchar por mis sueños. A mi tía Elena que ha sido un pilar fundamental en mi formación académica, siempre contando con su apoyo y motivación desde pequeña. Y, por último, pero no menos importante, a mi abuela Graciela que hoy descansa en el cielo, quien siempre fue un gran apoyo en mi vida y una segunda madre para mí.

AGRADECIMIENTO

Un agradecimiento muy especial a mi tutora la Dra. Ana Lucía Piña, por haberme orientado siempre con paciencia y brindarme valiosos aportes para la realización de este trabajo. Al zoológico Yurak Allpa y a su personal por permitirme desarrollar mi investigación y siempre dispuestos a colaborar en el proceso. También quiero agradecer a todos los docentes que formaron parte de este proceso de investigación y a aquellos que durante toda la carrera compartieron sus conocimientos, experiencias y enseñanzas que contribuyeron tanto a mi crecimiento profesional como personal. Y finalmente, a mis amigas que fueron parte de este largo camino, compartiendo experiencias inolvidables.

Autorización de Autoría Intelectual

Yo **MONTECEL HURTARES VIVIANA NICOLE**, en calidad de autor(a) del proyecto realizado, sobre “**PRESENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN AVES SILVESTRES EN CAUTIVERIO DEL ZOOLOGICO YURAK ALLPA EN CUENCA**” 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 autor(a) 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, 06 de mayo del 2026

MONTECEL HURTARES VIVIANA NICOLE

C.I. 0941655953

RESUMEN

Las infecciones causadas por parásitos gastrointestinales, como helmintos y protozoarios, son problemas que comúnmente afectan a las aves provocando alteraciones en su bienestar. Este estudio tuvo como finalidad evaluar la presencia de parásitos gastrointestinales en las aves silvestres en cautiverio del zoológico Yurak Allpa en Cuenca. Se analizaron muestras de heces de 31 aves mediante la aplicación de cuatro técnicas coproparasitológicas tales como: el método directo, el método de flotación de Willis, tinción de Ziehl-Neelsen y el método de flotación de Sheather, con el fin de determinar la frecuencia parasitaria, los géneros de parásitos presentes y la asociación con diferentes factores de riesgo. Entre los resultados obtenidos, se evidenció que 13 aves presentaron parásitos gastrointestinales, destacándose a *Amazona amazónica* y *Psittacara erythrogenys*, ambas pertenecientes a la familia *Psittacidae*, como las especies de aves que registraron un mayor número de casos positivos. Asimismo, el género parasitario encontrado con mayor frecuencia fue *Capillaria* spp. con 45,83% de los casos positivos. Además, se determinó que la presencia de parásitos fue significativamente mayor en las aves que tenían una alimentación frugívora, así como también se identificó que otros factores como el contacto con otras especies y la cantidad de aves por recinto influyó en la presencia de parásitos gastrointestinales en las aves evaluadas.

Palabras clave: *parásitos gastrointestinales, helmintos, aves silvestres, factores de riesgo, protozoarios*

ABSTRACT

Infections caused by gastrointestinal parasites, such as helminths and protozoa, are problems that commonly affect birds, causing alterations in their well-being. The purpose of this study was to evaluate the presence of gastrointestinal parasites in wild birds kept in captivity at the Yurak Allpa Zoo in Cuenca. Fecal samples from 31 birds were analyzed using four coprological techniques: the direct method, Willis flotation method, Ziehl-Neelsen staining and Sheather flotation method, in order to determine parasitic frequency, the genera of parasites present, and their association with different risk factors. Among the results obtained, 13 birds were found to have gastrointestinal parasites, with *Amazona amazonica* and *Psittacara erythrogenys*, both belonging to the Psittacidae family, standing out as the bird species that presented the highest number of positive cases. The most frequently identified parasite genus was *Capillaria spp.*, which accounted for 45,83 % of the positive samples. Additionally, it was determined that presence of parasites was significantly higher in birds with a frugivorous diet, and it was also identified that other factors, such as contact with other species and the number of birds per enclosure, influenced the presence of gastrointestinal parasites in the evaluated birds.

Keywords: *gastrointestinal parasites, helminths, wild birds, risk factors, protozoa*

ÍNDICE GENERAL

1. INTRODUCCIÓN.....	15
1.1 Antecedentes del Problema	15
1.2 Planteamiento y Formulación del Problema	16
1.2.1 Planteamiento del Problema.....	16
1.3 Justificación de la Investigación.....	17
1.4 Delimitación de la Investigación.....	17
1.5 Formulación del Problema	18
1.6 Objetivo General.....	18
1.7 Objetivos Específicos.....	18
1.8 Hipótesis o Idea a Defender.....	18
2. MARCO TEÓRICO	19
2.2 Bases Científicas y Teóricas de la Temática	20
2.2.1 Familia <i>Psittacidae</i>	20
2.2.1.1. <i>Amazona amazonica</i>	21
2.2.1.2. <i>Amazona ochrocephala</i>	21
2.2.1.3. <i>Amazona farinosa</i>	22
2.2.1.4. <i>Ara macao</i>	22
2.2.1.5. <i>Ara ararauna</i>	22
2.2.1.6. <i>Psittacara erythrogenys</i>	23
2.2.1.7. <i>Pionus sordidus</i>	23
2.2.2 Familia <i>Accipitridae</i>	23
2.2.2.1. <i>Accipiter nisus</i>	24
2.2.2.2. <i>Geranoaetus melanoleucus</i>	24
2.2.2.3. <i>Parabuteo unicinctus</i>	24

2.2.3 Familia Falconidae.....	25
2.2.3.1. <i>Phalcoboenus carunculatus</i>	25
2.2.4 Familia Cathartidae.....	25
2.2.4.1. <i>Coragyps atratus</i>	26
2.2.5 Familia Tytonidae	26
2.2.5.1. <i>Tyto alba</i>	26
2.2.6 Familia Strigidae.....	26
2.2.6.1. <i>Asio flammeus</i>	27
2.2.7 Parásitos que afectan a las aves.....	27
2.2.7.1 Protozoarios.....	28
2.2.7.1.1. <i>Eimeria</i> spp.	28
2.2.7.1.2. <i>Trichomonas</i> spp.	28
2.2.7.1.3. <i>Giardia</i> spp.	29
2.2.7.1.4. <i>Cryptosporidium</i> spp.	29
2.2.7.1.5. <i>Isospora</i> spp.....	30
2.2.7.2. Nematodos	31
2.2.7.2.1. <i>Ascaridia</i> spp.....	31
2.2.7.2.2. <i>Capillaria</i> spp.....	31
2.2.7.2.3. <i>Heterakis</i> spp.	32
2.2.7.2.4. <i>Strongyloides</i> spp.....	32
2.2.7.3. Cestodos.....	33
2.2.7.3.1. <i>Raillietina</i> spp.....	33
2.2.7.3.2. <i>Davainea</i> spp.	33
2.2.7.3.3. <i>Hymenolepis carioca</i>	34
2.2.7.3.4. <i>Hymenolepis cantaniana</i>	34
2.2.7.3.5. <i>Amoebotaenia</i> spp.....	34
2.2.7.3.6. <i>Choanotaenia</i> spp.	35

2.2.8 Pruebas para el diagnóstico de parásitos en aves	35
2.2.8.1. Método directo	35
2.2.8.2. Método de flotación de Willis	36
2.2.8.3. Tinción de Ziehl-Neelsen modificada	36
2.2.8.4. Método de flotación Sheather	36
2.3 Marco legal	37
2.3.1 Constitución de la República del Ecuador	37
2.3.2 Código Orgánico Integral Penal.....	37
2.3.3 Código Orgánico del Ambiente.....	38
3. MATERIALES Y MÉTODOS	40
3.1 Enfoque de la Investigación	40
3.1.1 Tipo de Investigación.....	40
3.1.2 Diseño de Investigación.....	40
3.2 Metodología	40
3.2.1 Variables.....	40
3.2.1.1. Variable Dependiente.....	40
3.2.1.2. Variable Independiente	41
3.2.2 Matriz de Operacionalización de Variables.....	41
3.2.3 Recolección de Datos.....	42
3.2.3.1 Recursos.....	42
3.2.3.2 Métodos y Técnicas	43
3.2.4 Población y Muestra	45
3.2.4.1. Población	45
3.2.4.2. Muestra.....	45
3.2.5 Análisis estadístico	45
4. RESULTADOS.....	46

4.1 Determinación de la prevalencia de parásitos gastrointestinales en las especies de aves silvestres.	46
4.2 Categorización de los géneros de parásitos gastrointestinales presentes en las aves silvestres en cautiverio.	47
4.3 Identificación de los factores que influyen en la presencia de parásitos gastrointestinales en las aves silvestres en cautiverio.	49
5. DISCUSIÓN	52
6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	54
6.1 Conclusiones	54
6.2 Recomendaciones	54
BIBLIOGRAFÍA	56

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Frecuencia de los casos positivos y negativos con respecto a las muestras tomadas de las aves silvestres.	46
Tabla 2: Casos positivos según las especies de aves silvestres evaluadas.....	47
Tabla 3: Géneros de parásitos gastrointestinales observados en las aves silvestres.	48
Tabla 4: Casos positivos según los tipos de parásitos encontrados en las familias de aves silvestres.....	48
Tabla 5: Casos positivos y negativos según el factor de riesgo relacionado con la dieta.	49
Tabla 6: Casos positivos y negativos según el factor de riesgo relacionado con el suelo.....	50
Tabla 7: Casos positivos y negativos según el factor de riesgo relacionado con el contacto con otras especies.....	50
Tabla 8: Casos positivos y negativos según el factor de riesgo relacionado con la cantidad de aves por recinto.	51

ÍNDICE DE APÉNDICES

Apéndice N.º 1: Inventario de aves del Zoológico Yurak Allpa	70
Apéndice N.º 2: Frecuencia de los casos positivos y negativos con respecto a las muestras tomadas de las aves silvestres	70
Apéndice N.º 3: Casos positivos según las especies de aves silvestres evaluadas	71
Apéndice N.º 4: Géneros de parásitos gastrointestinales observados en las aves silvestres	71
Apéndice N.º 5: Casos positivos y negativos según el factor de riesgo relacionado con la dieta	72
Apéndice N.º 6: Casos positivos y negativos según el factor de riesgo relacionado con el suelo	72
Apéndice N.º 7: Casos positivos y negativos según el factor de riesgo relacionado con el contacto con otras especies.	73
Apéndice N.º 8: Casos positivos y negativos según el factor de riesgo relacionado con la cantidad de aves por recinto.....	73
Apéndice N.º 9: Recolección de muestras de psitácidas y rapaces.....	74
Apéndice N.º 10: Procesamiento de las muestras en el laboratorio.	75
Apéndice N.º 11: Larva de Capillaria spp.....	76
Apéndice N.º 12: Larva de Ascaridia spp.....	76
Apéndice N.º 13: Larva de Strongyloides spp.....	77
Apéndice N.º 14: Huevo de Capillaria spp.	78
Apéndice N.º 15: Huevo de Ascaridia spp.	78
Apéndice N.º 16: Quiste de Giardia spp.	79
Apéndice N.º 17: Ooquiste de Isospora spp.	80
Apéndice N.º 18: Ooquiste de Eimeria spp.....	80
Apéndice N.º 19: Ooquistes de Cryptosporidium spp.	81

1. INTRODUCCIÓN

1.1 Antecedentes del Problema

En la actualidad, se dispone de instituciones dedicadas al rescate, manejo clínico y recuperación de fauna silvestre que requiere atención inmediata, dado que numerosas especies resultan impactadas de manera directa o indirecta por la pérdida de hábitat, la caza, la apertura vial, el tendido eléctrico, la contaminación ambiental y determinadas actividades agropecuarias, entre otros procesos antrópicos (Aslan et al., 2018). Asimismo, los zoológicos constituyen estrategias de conservación ex situ, donde se mantiene una amplia diversidad de animales y aves en espacios controlados con fines educativos, de preservación biológica y, secundariamente, estéticos (Manjunatha et al., 2023).

De acuerdo con Moraes et al. (2024), dichas iniciativas resultan fundamentales para la conservación de la variabilidad genética, el reforzamiento poblacional y la protección de especies amenazadas. No obstante, los autores advierten que el estrés en aves mantenidas en cautiverio se asocia directamente con mayor predisposición a infecciones graves, comprometiendo de forma significativa la eficacia de sus mecanismos inmunológicos celulares.

La parasitosis en aves silvestres constituye un ámbito científico relevante para la ecología y la sanidad animal, debido a que involucra infecciones causadas por nematodos, cestodos, trematodos y diversos protozoarios. Estos agentes pueden alterar la condición fisiológica, el comportamiento y la estructura poblacional de las especies afectadas, generando consecuencias negativas para su supervivencia y equilibrio ecológico (Flores et al., 2024).

Las enfermedades parasitarias en fauna bajo cautiverio se relacionan estrechamente con el estado nutricional, el manejo ambiental, las estrategias preventivas y los esquemas terapéuticos previamente establecidos (Mewius et al., 2021); por ello, se considera esencial aplicar periodos de cuarentena a los individuos recién incorporados y reforzar las medidas higiénico-sanitarias en la gestión veterinaria de zoológicos, con el objetivo de limitar la diseminación de helmintos y parásitos (Bekeh et al., 2021).

Melo et al. (2022) señalan que los parásitos constituyen una causa relevante de alteraciones severas en la salud aviar, evidenciadas en diversas especies evaluadas. Asimismo, ante la identificación de huevos de helmintos en ambientes zoológicos, recomiendan aplicar terapias dirigidas, fortalecer el control sanitario para limitar hospedadores intermediarios y optimizar la desinfección de las instalaciones. Del mismo modo, resaltan que el contacto entre aves silvestres y ejemplares mantenidos en cautiverio representa un factor determinante en la circulación y propagación de agentes infecciosos dentro de las poblaciones aviarias del zoológico.

Según Nath et al. (2021), el análisis coprológico evidenció que cuatro de seis especies aviarias evaluadas fueron positivas, predominando infecciones mixtas, lo cual confirma la elevada frecuencia parasitaria en aves de zoológicos. En este contexto, se enfatiza la necesidad de programas de control orientados a reducir la carga parasitaria mediante antihelmínticos. No obstante, los investigadores advierten que, pese a la administración periódica de tratamientos, persistieron tasas elevadas de infección, lo que sugiere deficiencias en las estrategias sanitarias aplicadas o una dinámica constante de reinfección dentro de estos sistemas de manejo institucional con implicaciones epidemiológicas relevantes para la conservación aviar ex situ.

El trabajo desarrollado por Adeola et al. (2022) evidenció ausencia de manifestaciones clínicas visibles en aves portadoras de parásitos detectados en análisis fecales, lo que sugiere infestaciones de intensidad baja a moderada durante la evaluación. En consecuencia, numerosos ejemplares en cautiverio podrían albergar parásitos sin presentar signos fisiológicos externos identificables. Desde el enfoque zoonótico, esta situación adquiere relevancia, ya que dichas aves pueden funcionar como reservorios silenciosos de agentes parasitarios con potencial patogénico para las poblaciones humanas expuestas en entornos zoológicos y sistemas de manejo animal.

1.2 Planteamiento y Formulación del Problema

1.2.1 Planteamiento del Problema

Los endoparásitos gastrointestinales, incluidos nemátodos, cestodos y protozoarios, generan procesos infecciosos relevantes, especialmente en animales bajo cautiverio, produciendo pérdidas sanitarias y representando un riesgo para

personas con contacto directo o indirecto. Debido a que las manifestaciones clínicas suelen ser vagas o ausentes, la detección se fundamenta en evaluaciones coproparasitológicas periódicas. La magnitud del cuadro depende de múltiples factores, entre ellos el manejo zootécnico, el potencial reproductivo de los agentes y la capacidad de respuesta del hospedador aviar frente a la infección (Prazeres et al., 2024).

1.3 Justificación de la Investigación

Considerando la relevancia del diagnóstico y control parasitario, resulta indispensable efectuar evaluaciones parasitológicas periódicas en aves silvestres mantenidas en cautiverio, lo cual posibilita comprender con mayor precisión la prevalencia observada y establecer referencias confiables sobre la incidencia de parásitos gastrointestinales en dichas poblaciones aviares estudiadas (Manjunatha et al., 2023).

El objetivo del presente estudio consiste en identificar parásitos gastrointestinales en aves silvestres mantenidas en cautiverio en el zoológico Yurak Allpa de Cuenca, evaluando su impacto sanitario. Además, se pretende recopilar información relevante sobre factores de riesgo asociados que favorecen la aparición y persistencia de estas infecciones parasitarias diagnosticadas localmente.

La información generada por esta investigación resulta valiosa para la medicina preventiva del zoológico, al aportar una comprensión integral sobre los efectos de las parasitosis gastrointestinales en aves. De este modo, facilita el diseño de terapias específicas y la implementación de estrategias preventivas, disminuyendo la probabilidad de infecciones posteriores que comprometan la salud poblacional y los objetivos de conservación biológica.

1.4 Delimitación de la Investigación

- **Espacio:** La investigación se realizó en el Zoológico Yurak Allpa ubicado en el sector de Tañiloma de la parroquia Tarqui, cantón Cuenca, provincia del Azuay, Ecuador.
- **Tiempo:** El estudio se llevó a cabo desde octubre hasta diciembre.
- **Población:** El estudio se realizó con las aves silvestres en cautiverio del zoológico “Yurak Allpa” en Cuenca.

1.5 Formulación del Problema

¿Cuáles son los parásitos gastrointestinales que afectan a las aves silvestres en cautiverio del Zoológico Yurak Allpa de Cuenca?

1.6 Objetivo General

Evaluar la presencia de parásitos gastrointestinales en aves silvestres en cautiverio del zoológico “Yurak Allpa” en Cuenca.

1.7 Objetivos Específicos

- Determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en las especies de aves silvestres.
- Categorizar los géneros de los parásitos gastrointestinales presentes en las aves silvestres en cautiverio.
- Identificar los factores que influyen en la presencia de parásitos gastrointestinales en las aves silvestres en cautiverio.

1.8 Hipótesis o Idea a Defender

Existe una alta prevalencia de parásitos gastrointestinales en las aves silvestres en cautiverio del zoológico “Yurak Allpa” en Cuenca.

2. MARCO TEÓRICO

2.1 Estado del Arte

Lemos et al. (2024) reportaron que, tras analizar 51 muestras fecales de aves mantenidas en un zoológico, 26 resultaron positivas para endoparásitos, equivalente al 50,98%. La mayor frecuencia correspondió a *Coccidia* (19,60%), seguida por *Capillaria* sp. y *Strongyloides* sp., ambas con 15,68%. Asimismo, se identificaron infecciones mixtas en 12 muestras (23,52%), evidenciando la coexistencia simultánea de dos o más agentes parasitarios.

Fernández et al. (2019) evaluaron 156 pingüinos *Spheniscus humboldti*, incluyendo 71 individuos vivos y 85 cadáveres. Mediante análisis coprológicos, se determinó que el 29,57% de las aves vivas presentaba parasitismo, sin detección de protozoarios. En contraste, las necropsias realizadas a los ejemplares muertos evidenciaron una positividad parasitaria del 51,76%.

Salavati et al. (2023) informaron que, al evaluar 109 muestras fecales de aves, 57 resultaron positivas, equivalente al 52,3% (IC 95%: 42,9–61,7), confirmando al menos un parásito gastrointestinal. Los protozoarios mostraron la mayor frecuencia, con 29,4% (32/109; IC 95%: 20,8–37,9). Asimismo, los helmintos se detectaron en 26,6% de las muestras (29/109; IC 95%: 18,3–34,9). Adicionalmente, se identificaron once episodios de multiparasitismo (10,1%; IC 95%: 4,4–15,7) en aves pertenecientes a Anseriformes, Galliformes, Passeriformes y Gruiformes.

Noor et al. (2024) evaluaron 100 muestras fecales provenientes de aves mantenidas en cautiverio, identificando seis nematodos, destacando *Syngamus trachea* con 60%, *Capillaria anatis* 40%, *Capillaria annulata* 37,5%, *Heterakis gallinarum* 28,3%, *Ascaridia galli* 24% y *Allodpa suctoria* 2%. Asimismo, se reportaron trematodos, principalmente *Prosthogonimus ovatus* con 50% y *Prosthogonimus macrorchis* con 21%. El estudio también confirmó un cestodo, *Raillietina echinobothrida* con 72%, además de protozoarios como *Eimeria maxima* 21%, *Giardia lamblia* 41% e *Histomonas meleagridis* 18%.

Padilla Aguilar et al. (2020) evaluaron el tracto gastrointestinal de 59 aves silvestres Anatidae en tres regiones de México, determinando que el 89,6% presentaba parasitosis por al menos un helminto. Asimismo, se identificaron 26

taxones, correspondientes a doce nematodos, ocho trematodos, cinco cestodos y un acantocéfalo.

Carrera Játiva et al. (2018) analizaron 145 muestras de aves en cautiverio, encontrando parasitosis gastrointestinal en 45 ejemplares (31%), de los cuales 13 (28,9%) presentaron infecciones múltiples. Los estrongilos exhibieron el mayor recuento de ooquistes fecales, seguidos por los coccidios. Paralelamente, en 203 muestras de aves silvestres, 133 (65,5%) mostraron parásitos gastrointestinales, siendo los coccidios los más frecuentes, seguidos por ascáridos.

De Medeiros Santos et al. (2024) evaluaron 59 muestras fecales de 63 aves, correspondientes a 38 nativas (60%), 22 exóticas (35%) y 3 híbridas (5%). Los análisis revelaron ooquistes, huevos y larvas en el 22,03% de las muestras, predominando protozoos (20,34%) sobre helmintos (5,08%), identificándose siete géneros: *Eimeria*, *Ancylostoma*, *Cryptosporidium*, *Heterakis*, *Isospora*, *Strongyloides* y un cestodo. Adicionalmente, las 20 muestras de aves exóticas y las 3 híbridas resultaron negativas para endoparásitos.

Pérez Saguy (2022) examinó 70 muestras fecales de 24 aves psitácidas, de las cuales 12 (17,14%) resultaron positivas para parásitos gastrointestinales, mientras que 58 (48,44%) no mostraron evidencia de infestación. La evaluación por especie indicó que *Ascaridia sp.* presentó la mayor prevalencia de parasitismo dentro de la población estudiada, seguida por el nematodo *Capillaria sp.*, identificado en 5 aves.

2.2 Bases Científicas y Teóricas de la Temática

2.2.1 Familia Psittacidae

La familia *Psittacidae*, que comprende a los loros, representa un grupo altamente diverso y se encuentra entre los más amenazados a nivel global (Vázquez y Segura, 2014). Su riesgo de extinción se ve potenciado por la pérdida de hábitat y el comercio ilegal (Tumakaka et al., 2021). Estas aves trepadoras, que habitan principalmente en los árboles, muestran una notable capacidad de adaptación a su entorno, destacando especialmente en la región Neotropical, donde su abundancia y diversidad son significativas (Tambussi, Acosta, & Horlent, 2007).

Una característica sobresaliente de las aves Psittacidae es su pico fuerte, donde en numerosas especies la mandíbula superior presenta una curvatura pronunciada acompañada de múltiples muescas horizontales o ranuras a lo largo de su estructura, lo que contribuye a su funcionalidad y adaptación ecológica (Franco-G et al., 2009).

2.2.1.1. *Amazona amazónica.*

La especie *Amazona amazonica*, denominada lora amazónica o lora alinaranja, se encuentra comúnmente en grupos y se distribuye de manera extensa en América del Sur, alimentándose principalmente de frutas y semillas (Gomes-dos Santos et al., 2015).

En esta especie predomina el verde, tornándose más claro en la parte inferior del cuerpo, mientras que la coronilla, las mejillas y en algunos ejemplares la garganta presenta tonalidades amarillas. Alrededor de los ojos, en la nuca y en el cuello posterior, se observa azul difuminado hacia los bordes de las plumas, que poseen un delineado negro. El espejo alar y los bordes de las alas son anaranjados, y la parte inferior muestra verde con ligero tinte azul. Algunas rectrices presentan bandas verdes a negras y manchas anaranjadas. El pico es hueso con punta gris, iris anaranjado y patas oscuras, con peso de 396–477 g y longitud de 33–36 cm (Franco-G et al., 2009).

2.2.1.2. *Amazona ochrocephala.*

Esta especie de loros habita diversos ecosistemas, incluyendo bosques caducifolios, bosques de galería ribereños, bosques secos, sabanas arboladas y áreas inundables estacionales, lo que refleja su adaptabilidad ecológica y capacidad de sobrevivencia en distintos ambientes dentro de su distribución geográfica natural (Eberhard & Bermingham, 2004).

En términos morfológicos, esta especie alcanza entre 35 y 41 cm de longitud y su peso oscila de 272 a 440 g. Presenta frente, rostro y parte superior de la cabeza amarillos, mientras que el resto del cuerpo es verde, con una mancha roja central en el ala, borde del hombro y base de la cola (Castañeda et al., 2012).

2.2.1.3. *Amazona farinosa*.

Esta especie es un loro de considerable tamaño (540–700 g) del género *Amazona*, distribuido en Centroamérica y Sudamérica. Históricamente se consideró como una única especie, *Amazona farinosa*, comprendiendo cinco subespecies reconocidas (Hellmich et al., 2021).

Amazona farinosa se caracteriza por medir entre 38 y 46 cm, con dorso verde grisáceo y plumaje verde azulado con bordes rojos en las alas. Habita bosques húmedos y semihúmedos, generalmente vuela en parejas, consume diversos frutos y anida en cavidades arbóreas y formaciones rocosas (Da Silva et al., 2025).

2.2.1.4. *Ara macao*.

El guacamayo escarlata se reconoce como uno de los psitácidos más vistosos y emblemáticos de América, con distribución que abarca desde el sur de México hasta Bolivia y el este de Brasil, ocupando diversos hábitats. Su alimentación es amplia, incorporando frutos, flores, semillas, hojas e incluso corteza, reflejando su adaptabilidad ecológica (Schmidt et al., 2020; Jiménez et al., 2020).

Aunque con frecuencia se confunde con otras especies del mismo género, esta ave posee rasgos distintivos que permiten su identificación. La corona y la espalda exhiben un rojo escarlata intenso, mientras que las alas combinan rojo con amarillo, verde y azul. Además, la zona facial se caracteriza por presentar plumas blancas y negras parcialmente cubriendo el rostro (Naula Toala, 2025).

2.2.1.5. *Ara ararauna*.

El guacamayo azul y amarillo presenta una amplia distribución en Sudamérica, aunque su presencia puede ser irregular o estacional en determinadas regiones (Carrara et al., 2020). Esta especie habita preferentemente bosques inundables y bosques de galería, aunque también se encuentra en bosques caducifolios del noroeste (Caparroz et al., 2009). Es un loro de gran tamaño, con longitudes de hasta 86 cm y peso entre 995 y 1380 g (Silva et al., 2021). Su plumaje es característico, azul brillante en la parte superior, amarillo intenso en la inferior, complementado por líneas negras en cuello y rostro (Aizawa et al., 2013).

2.2.1.6. *Psittacara erythrogenys*

La especie *Psittacara erythrogenys*, denominada perico caretirrojo o cotorra de cabeza roja, es un ave de tamaño mediano, con longitud de 33 a 35,5 cm y peso aproximado de 100 g. Su rasgo más distintivo es el intenso rojo en la cabeza, que se extiende más allá de los ojos, rodeados por un delgado anillo de piel sin plumas, y pequeñas manchas rojizas en las mejillas. El cuerpo es verde con plumas rojas en las alas y cola larga terminada en punta, característica de adultos; los juveniles carecen de rojo cefálico y presentan pico marfil (Sarmiento Cerón, 2023).

2.2.1.7. *Pionus sordidus*.

El loro de pico rojo presenta una distribución geográfica fragmentada, extendiéndose desde el norte de Venezuela hasta el norte de Bolivia, concentrándose principalmente en la vertiente oriental de los Andes. No obstante, se registran poblaciones aisladas en regiones específicas, como el oeste de Ecuador y las montañas de Santa Marta, al norte de Colombia (Collar et al., 2020).

Todas las subespecies presentan un predominio de plumaje verde apagado en la parte dorsal, tornándose más amarillento en la zona ventral, con variaciones de azul en cabeza y pecho, mancha roja en el abdomen y pico rojizo. Estas aves habitan bosques submontanos húmedos, tierras bajas siempreverdes y semicaducifolias, bosque nuboso y de galería, consumiendo principalmente flores y frutos (Collar et al., 2020).

2.2.2 Familia Accipitridae

La familia de aves rapaces diurnas es cosmopolita y comprende especies de tamaños variados, caracterizadas por picos ganchudos, patas robustas, ceras carnosas, garras curvadas y visión aguda, con alas anchas. Estas aves ocupan diversos hábitats alrededor del mundo, incluyendo bosques, humedales, desiertos, tundras, zonas montañosas y áreas urbanas, con excepción de la Antártica (Márquez et al., 2005).

2.2.2.1. *Accipiter nisus*.

Esta especie ocupa diversos rodales arbóreos, desde extensos bosques de abetos hasta parques semiabiertos en entornos urbanos dominados por frondosas. Se trata de un pequeño rapaz forestal de 28 a 38 cm de longitud y envergadura de 60 a 75 cm, con alas anchas y romas y cola larga con franjas alternas. Su vuelo combina aleteos rápidos y planeos con alas parcialmente plegadas. Las hembras son más grandes que los machos. El plumaje ventral muestra ondas oscuras sobre fondo blanco, mientras que el dorso, mejillas, patas e iris varían según sexo y edad, destacando detalles como la *ceja* blanca y las pintas en escapulares (Šálek et al., 2010).

El gavilán presenta una alimentación altamente especializada, centrada principalmente en aves pequeñas, aunque también captura esporádicamente mamíferos, reptiles e insectos (Diputación de Málaga, 2023).

2.2.2.2. *Geranoaetus melanoleucus*

El águila *Geranoaetus melanoleucus* se distribuye a lo largo de ambas vertientes de los Andes, desde Venezuela hasta Tierra del Fuego, incluyendo el sur de Brasil y el norte de Argentina (Pavez, 2001). Esta rapaz de tamaño mediano destaca por su coloración y hábitos de vuelo, permaneciendo frecuentemente sobre laderas y cimas, lo que la convierte en una de las aves rapaces más visibles y representativas de Sudamérica (Jiménez & Jaksic, 1990).

2.2.2.3. *Parabuteo unicinctus*.

Esta rapaz de tamaño medio alcanza entre 48 y 56 cm de longitud, con una envergadura aproximada de 120 cm, presentando un peso de 600 a 725 g en machos y de 800 a 1050 g en hembras. Los adultos exhiben un plumaje general oscuro, predominando el gris negruzco en dorso y pecho, mientras que hombros, tibias e infracoberteras alares muestran un marrón castaño intenso. Las infracoberteras caudales y la base de las rectrices presentan blanco contrastante, al igual que la banda terminal de la cola, facilitando su identificación. Patas y cera son amarillas intensas. Los juveniles destacan por su plumaje más claro, pecho iluminado y cola con barreado fino y base clara (Diputación de Málaga, 2023).

Esta especie, exótica en algunas regiones, se distribuye naturalmente desde el sur de Estados Unidos hasta Argentina y Chile, ocupando matorrales áridos y bosques caducifolios, mientras que su dieta consiste principalmente en mamíferos y aves de tamaño pequeño y mediano (Diputación de Málaga, 2023).

2.2.3 Familia Falconidae

La familia *Falconidae* se encuentra distribuida globalmente, alcanzando su mayor diversidad en Sudamérica (Alvarado Orellana et al., 2015). Comprende aves rapaces diurnas con alas estrechas, puntiagudas y angulosas, diferenciándose de los gavilanes de *Accipitridae* por su maxila sin muesca y rasgos anatómicos particulares. Incluye halcones y caracaras, caracterizados por rostro desnudo y plumaje brillante y colorido. Esta familia carece de dimorfismo sexual evidente, presentando machos generalmente más pequeños que las hembras (Proaño Varela et al., 2021).

2.2.3.1. *Phalcoboenus carunculatus*.

Esta especie presenta plumas coronales angostas y curvadas que forman una pequeña cresta, dorso negro brillante con reflejos verdosos, y rémiges y cola con puntas blancas, siendo la base de la cola blanca y coberteras supracaudales igualmente blancas. El cuello anterior, abdomen superior y flancos son negros salpicados de blanco, mientras que abdomen inferior, tibias y coberteras infracaudales son blancas. Las coberteras internas del ala y la base de las primarias también son blancas. Posee iris avellana o gris-café, garganta y rostro desnudos rojizos a anaranjados, pico amarillo con base azul y patas amarillas. Habita Andes ecuatorianos y suroccidente colombiano, alimentándose oportunistamente de gusanos, larvas, roedores, aves, lagartos, trigo y carroña principalmente en el suelo (Márquez et al., 2005).

2.2.4 Familia Cathartidae

La familia se clasifica dentro del orden Ciconiiformes por sus rasgos morfológicos distintivos. Estas aves de gran tamaño, con cierto parecido a las águilas, presentan alas amplias que les facilitan planear prolongadamente. Su cabeza

y cuello carecen de plumas, evitando ensuciarse con sangre al introducirlas en cadáveres, los cuales constituyen su alimento principal, basado en carroña. El pico curvado y ganchoso permite desgarrar la carne de los animales muertos, facilitando su consumo (Proaño Varela et al., 2021).

2.2.4.1. *Coragyps atratus*.

Esta especie es frecuente y ampliamente distribuida en Colombia, predominando en áreas abiertas y semiabiertas, especialmente en zonas urbanas como basureros y rellenos sanitarios. Presenta una envergadura de 1,67 m, plumaje negro, cabeza y cuello gris sin plumas, y pico corto y ganchudo. Su peso varía entre 1180 y 1940 gramos. Aunque principalmente se alimenta de carroña, también consume huevos y crías de animales (Villamizar Montoya, 2022).

2.2.5 Familia *Tytonidae*.

Estas aves se caracterizan por poseer patas largas y un disco facial en forma de corazón que rodea ojos pequeños, mostrando ausencia de dimorfismo sexual (Proaño Varela et al., 2021).

2.2.5.1. *Tyto alba*.

La lechuza común (*Tyto alba*) es una rapaz de amplia distribución que ocupa diversos hábitats, incluidos ambientes urbanos, agrícolas, pastizales y bosques. Se alimenta principalmente de roedores, aves, reptiles, anfibios, murciélagos e insectos (De Labra-Hernández et al., 2024). Su actividad de caza ocurre mayormente durante la noche, mientras que durante el día descansa en construcciones antiguas o cajas nido. En el continente americano, su presencia se extiende desde el sur de Canadá hasta Chile y Argentina, siendo prácticamente inexistente en la región amazónica (Reinoso Cartagena, 2025).

2.2.6 Familia *Strigidae*

Estas aves rapaces son estrictamente nocturnas y su observación es poco frecuente. Habitan desde bosques de baja altitud hasta zonas de páramo, y se

distinguen por sus ojos frontales, picos ganchudos, garras robustas y plumaje predominantemente pardo. Poseen un oído excepcional que les permite localizar presas mediante el sonido, mientras que su vuelo es silencioso. La identificación suele ser más efectiva a través de sus vocalizaciones características (Proaño Varela et al., 2021).

2.2.6.1. *Asio flammeus*.

El búho de orejas cortas (*Asio flammeus*) se encuentra ampliamente distribuido a nivel global, abarcando Europa, Asia, algunas regiones de África, Norteamérica y Sudamérica, destacándose por su adaptabilidad a diversos ecosistemas (Seminario Rebolledo et al., 2021).

Esta especie de búho presenta un tamaño mediano, con longitud corporal entre 34 y 43 cm y envergadura que oscila de 85 a 110 cm. Destaca por su cabeza redonda y la presencia de discretos mechones auriculares, rasgo que inspira su denominación. El plumaje es mayormente marrón oscuro con patrones intercalados, proporcionando un camuflaje eficiente en ambientes de pastizales. Sus ojos grandes y amarillos, rodeados de manchas oscuras, optimizan su visión nocturna, facilitando la detección de presas en condiciones de poca luz. La dieta se basa principalmente en pequeños mamíferos (Hadad & Yosef, 2024).

2.2.7 *Parásitos que afectan a las aves*

Dentro de los principales problemas de salud que afectan a las aves silvestres, las infecciones parasitarias se identifican como de los más frecuentes, influyendo negativamente en su comportamiento y éxito reproductivo. Aunque estas aves hospedan una amplia diversidad de parásitos, la información sobre las especies que afectan a individuos en cautiverio es limitada, y los estudios existentes suelen enfocarse en grupos reducidos. Estas infecciones representan una de las causas predominantes de mortalidad tanto en poblaciones silvestres como en aves mantenidas en cautiverio (Figueiroa Lyra de Freitas et al., 2002; Pólo Leal et al., 2007).

En aves mantenidas en cautiverio, se ha documentado con frecuencia la infestación por parásitos de ciclo directo, incluyendo nematodos, protozoos y

coccidias, siendo significativamente más prevalentes que aquellos de ciclo indirecto, como trematodos, cestodos y acantocéfalos (Ramírez & Yllescas, 2024).

2.2.7.1 Protozoarios.

2.2.7.1.1. *Eimeria* spp.

El género *Eimeria* agrupa parásitos apicomplejos responsables de la coccidiosis en diversas especies animales a nivel mundial. Estos protozoos, denominados coccidios entéricos, son monoxénicos, infectando un solo huésped en el tracto digestivo de herbívoros y carnívoros, causando diarrea severa. Durante su ciclo, generan ooquistes altamente resistentes en el ambiente, facilitando su propagación mediante la ruta fecal-oral entre individuos susceptibles, lo que contribuye a la persistencia y diseminación de la enfermedad en poblaciones animales (Cruthers, 2019).

El desarrollo de *Eimeria* comprende dos etapas principales: la exógena, denominada esporogonia, y la endógena, que incluye esquizogonia y gametogonia, fundamentales para su propagación (López-Osorio et al., 2020).

Durante la fase endógena, el ave ingiere únicamente el ooquiste esporulado, que se desarrolla en el tracto digestivo; los esporozoitos liberados invaden células epiteliales, provocando daño, seguido de diferenciación sexual, fecundación y liberación de oocistos no esporulados (Ferre & Gómez-Bautista, 2019).

Los ooquistes no esporulados representan la fase exógena presente en las heces del hospedador, conteniendo, protegida por doble membrana, una masa citoplasmática indiferenciada denominada esporonte (Ferre & Gómez-Bautista, 2019).

La esporulación ocurre bajo condiciones óptimas de aireación, temperatura y humedad, durante la cual el esporonte se divide formando cuatro esporoblastos. Cada esporoblasto, protegido por doble membrana, genera un esporocisto que contiene dos esporozoitos infectantes para las aves (Ferre & Gómez-Bautista, 2019).

2.2.7.1.2. *Trichomonas* spp.

Este parásito presenta distribución cosmopolita, afectando principalmente palomas y tórtolas, aunque también puede infectar aves domésticas como gallinas,

pavos salvajes y rapaces. Se localiza generalmente en la cavidad oral, nasal y en los extremos anterior del tracto digestivo y respiratorio. Al carecer de quistes resistentes, muere rápidamente al salir del huésped. La transmisión ocurre mediante progenitores infectados que alimentan a sus crías, por consumo de agua o alimento contaminado con secreciones o heces, o cuando un ave infectada es depredada por otra especie (Cruthers, 2019).

El parásito presenta un ciclo biológico monoxénico con un único estadio, el trofozoíto, que se reproduce mediante fisión binaria. No genera quistes verdaderos, aunque se han observado pseudoquistes en ciertas condiciones (Morales Morales, 2018).

2.2.7.1.3. *Giardia* spp.

El género descrito se ubica en el filo Sarcomastigophora, orden Diplomonadida y familia *Hexamitidae*, e incluye a *Giardia psittaci*, protozoo que infecta aves. Posee forma ovoidal, ventosa central, dos núcleos y ocho flagelos para locomoción (Pérez Saguay, 2022).

Durante su ciclo biológico, *Giardia* produce quistes que permiten la transmisión entre huéspedes. Estos se ingieren mediante agua, alimentos contaminados o vía fecal-oral, y al alcanzar el intestino delgado, se rompen liberando trofozoítos infectivos (Fradette et al., 2022).

Los trofozoítos de *Giardia* se fijan a las células epiteliales intestinales para multiplicarse y reproducirse asexualmente mientras permanecen adheridos a la mucosa. Cada quiste contiene dos trofozoítos que, al liberarse, se dividen, presentando dos núcleos idénticos y entre cuatro y doce copias genómicas. Al modificarse las condiciones ambientales, los trofozoítos forman nuevos quistes que se excretan con las heces y pueden persistir en el entorno hasta infectar a un nuevo huésped (Fradette et al., 2022).

2.2.7.1.4. *Cryptosporidium* spp.

Cryptosporidium es un protozoo que provoca criptosporidiosis en diversos hospedadores, incluidos mamíferos, aves, peces, anfibios y reptiles, siendo un parásito emergente que afecta tanto a individuos inmunocomprometidos como

inmunocompetentes, transmitiéndose por ingestión de ooquistes en agua o alimentos contaminados (Martínez Cázares, 2023).

Cryptosporidium genera ooquistes como forma de transmisión entre hospedadores. Estos se ingieren mediante agua, alimentos contaminados o vía fecal-oral. Al llegar al intestino delgado, los ooquistes se rompen bajo condiciones fisicoquímicas específicas, liberando esporozoítos infecciosos que se adhieren al epitelio intestinal y forman vacuolas parasitarias. Cada ooquiste contiene cuatro esporozoítos con copia genómica, que se reproducen inicialmente de manera asexual y posteriormente sexual, produciendo nuevos ooquistes. Finalmente, cuando las condiciones ambientales cambian, los ooquistes se excretan con las heces, permaneciendo viables hasta ser ingeridos por otro hospedador (Fradette et al., 2022).

2.2.7.1.5. *Isospora* spp.

La identificación de la mayoría de las especies del género *Isospora* se basa principalmente en la morfología de los ooquistes encontrados en las heces de distintos hospedadores. Estos ooquistes presentan forma subesférica o levemente elipsoidal, con diámetros que oscilan entre 20 y 50 μm según la especie. Tras esporularse, contienen dos esporocistos, cada uno con cuatro esporozoítos y un cuerpo residual. Además, algunos presentan tapones proteicos en uno de los extremos del esporocisto, conocidos como cuerpos de Stiedae, mientras que otros carecen de ellos, lo que constituye un rasgo diferenciador importante (Unzaga & Zonta, 2023).

Las especies del género *Isospora* infectan principalmente carnívoros, aves y omnívoros, incluyendo al ser humano. Su ciclo puede ser monoxénico, aunque algunas especies emplean hospedadores paraténicos. Durante la merogonia, fase asexual iniciada tras la liberación de esporozoítos en el intestino e invasión de enterocitos, se producen múltiples divisiones por endodiogonia, generando merontes tipo I binucleados (Unzaga & Zonta, 2023).

Tras la merogonia inicial, se desarrollan esquizontes multinucleados (merontes tipo II) que generan merozoítos capaces de romper las células e invadir nuevas, incrementando la carga parasitaria en el hospedador. Algunos esporozoítos o merozoítos pueden migrar a órganos específicos, formando quistes latentes denominados hipnozoítos que persisten prolongadamente. La gametogonia, fase

sexual intestinal, produce ooquistes inmaduros excretados entre el quinto y sexto día postinfección. La esporogonia ambiental, bajo condiciones óptimas de temperatura y humedad, madura los ooquistes en 24 a 48 horas. La infección se transmite principalmente por vía oral mediante agua y alimentos contaminados con ooquistes esporulados (Unzaga & Zonta, 2023).

2.2.7.2. Nematodos.

2.2.7.2.1. *Ascaridia* spp.

Los helmintos del género *Ascaridia* son gusanos blancos y robustos que habitan el intestino delgado de sus hospedadores, mientras que sus huevos presentan forma ovalada con cáscara lisa y tonalidad marrón claro (Bastos Boroviec, 2020).

El ciclo vital de *Ascaridia* es directo, transmitiéndose principalmente por la ingestión de agua, alimentos o heces contaminadas con huevos. Tras la ingestión, las larvas eclosionan, invaden la mucosa intestinal, regresan al lumen para madurar y eliminar huevos, aunque algunas especies pueden migrar ocasionalmente al hígado y conductos biliares (Santos et al., 2025).

2.2.7.2.2. *Capillaria* spp.

Los nematodos del género *Capillaria* habitan principalmente la porción anterior del tracto digestivo de las aves. Las infestaciones suelen ser severas, comprometiendo estómago, intestino, esófago y buche, y provocan diarrea, debilidad, pérdida de peso y reducción significativa en la producción de huevos (Qamar et al., 2017).

Los nematodos del género *Capillaria* presentan ciclos de vida directos o indirectos. Los huevos son eliminados por las heces en estado no embrionado y, en aproximadamente dos semanas, alcanzan larvas L1. Especies como *C. obsignata*, *C. anatis* y *C. concorta* siguen un ciclo directo, siendo los huevos L1 la forma infectiva. Tras la ingestión por las aves, las larvas eclosionan en distintas regiones del tracto digestivo, dependiendo de su preferencia, y después de cuatro mudas se desarrollan en adultos. Por otro lado, *C. caudinflata*, *C. bursata* y *C. annulata* requieren

hospedadores intermediarios como anélidos, donde los L1 maduran en infectivos y las aves se contagian al ingerirlos del suelo (Lozano, 2019).

2.2.7.2.3. *Heterakis* spp.

El género *Heterakis* parasita tanto aves domésticas como silvestres, ocasionando brotes más severos en pavos. Estos nematodos, de color blanco y delicada estructura, se localizan principalmente en el ciego. Sus huevos presentan forma ovoide, cáscara gruesa y lisa con doble membrana, características que complican su distinción frente a los huevos de *Ascaridia galli* (Bastos Boroviec, 2020).

El ciclo de *Heterakis* inicia cuando las hembras fecundadas eliminan huevos no embrionarios en el ciego del hospedador, que luego se expulsan con las heces. Según la temperatura y el tipo de suelo, las larvas se desarrollan dentro de los huevos, los cuales pueden permanecer viables durante años hasta ser ingeridos por aves, hospedadores paraténicos o de transporte, como lombrices de tierra y moscas. La oviposición de las hembras adultas fecundadas se produce entre los días 24 y 35 post infección (Simões et al., 2020).

2.2.7.2.4. *Strongyloides* spp.

El género *Strongyloides* agrupa aproximadamente cincuenta especies de nematodos gastrointestinales obligados que parasitan vertebrados, afectando mamíferos, aves, reptiles y anfibios, tanto silvestres como domésticos, con amplia distribución epidemiológica. Sus huevos, de morfología elipsoidal y 40–85 µm de longitud, poseen pared delgada y albergan una larva en desarrollo; además, la detección de larvas en heces recientes constituye criterio diagnóstico relevante (Viney & Lok, 2007).

Las hembras depositan sus huevos en la mucosa del intestino delgado y se multiplican mediante partenogénesis; posteriormente, estos son eliminados con las heces, donde, bajo condiciones cercanas a 27 °C, la primera larva emerge aproximadamente seis horas tras su expulsión. A partir de este estadio pueden originarse formas infectantes o generaciones de vida libre, siendo la ingestión larvaria la principal vía de infestación aviar (Camposano, 2018).

2.2.7.3. Cestodos

2.2.7.3.1. *Raillietina* spp.

Presentan morfología acintada, coloración blanquecina y recubrimiento filamentosos, con ventosas escasamente desarrolladas. El estróbilo se compone de proglótides que incrementan progresivamente su tamaño desde la región proximal hacia la distal. Los huevos miden aproximadamente 95x75 micras, con cubierta delgada y transparente (Camposano, 2018).

Las especies del género *Raillietina* parasitan el yeyuno e íleon del hospedador definitivo, donde se asocian con retraso del crecimiento, caquexia, debilidad y posibles obstrucciones intestinales; en contraste, su estadio larvario se desarrolla en invertebrados intermediarios como hormigas, escarabajos, avispas pequeñas y termitas (Butboonchoo et al., 2016).

Estas especies presentan ciclos biológicos indirectos (Camposano, 2018), caracterizados por la liberación de proglótides grávidos que se desprenden del parásito y se eliminan con las heces. Tras su ingestión por el hospedador intermediario, evolucionan hasta cisticercoide; posteriormente, cuando este es consumido por aves, la forma larvaria se libera, se adhiere a la mucosa intestinal y completa su desarrollo adulto (Gorrín Armas et al., 2017).

2.2.7.3.2. *Davainea* spp.

Se considera la tenia de menor tamaño y mayor patogenicidad en aves, con una longitud que oscila entre 0,5 y 3 mm y un cuerpo conformado por 4 a 9 proglótides. Se localiza principalmente en el asa duodenal del intestino delgado y posee rostelo y ventosas armadas con ganchos. Sus huevos miden entre 28 y 40 μm , y la infección ocurre tras ingerir babosas contaminadas (Demis et al., 2015).

Diversas especies de moluscos terrestres, como babosas y caracoles, actúan como hospedadores intermediarios de *Davainea proglottina*, al albergar sus fases larvarias. Los proglótides grávidos se eliminan con las heces de las aves, con mayor frecuencia durante la tarde o noche; dichos segmentos, aún móviles, pueden ascender por la vegetación, facilitando su ingestión por moluscos. Tras la digestión, los huevos son liberados y evolucionan hasta cisticercoides en el interior del invertebrado. Cuando las aves consumen estos hospedadores infectados, las formas

juveniles se liberan, se fijan a la mucosa intestinal y completan su maduración (Demis et al., 2015).

2.2.7.3.3. *Hymenolepis carioca*

Corresponde a un helminto sumamente delgado, con un diámetro cercano a 1 mm, cuyas ventosas carecen de armamento y presentan un rostelo poco desarrollado. Los poros genitales son unilaterales y se localizan en posición anterior al centro del borde de cada proglótide. La oncosfera está rodeada por una membrana interna que adopta forma ovoide semejante a un balón, con depósitos granulares en sus polos en estadios adultos (Demis et al., 2015).

En este ciclo biológico, las moscas de establo y los escarabajos coprófagos actúan como hospedadores intermediarios. Tras la ingestión y digestión de estos insectos por las aves, los cisticercoides se liberan en el intestino y posteriormente completan su desarrollo hasta formas adultas (Demis et al., 2015).

2.2.7.3.4. *Hymenolepis cantaniana*

Denominada igualmente tenia ramificada, presenta morfología delgada y filiforme. *Hymenolepis cantaniana* parasita aves y puede alcanzar hasta 2 cm de longitud (Retnani et al., 2024).

En este ciclo, los escarabajos coprófagos de la familia *Scarabeidae* funcionan como hospedadores intermediarios y pueden albergar más de cien cisticercoides cada uno. Destaca un proceso larvario particular basado en gemación, mediante el cual múltiples cisticercoides se originan a partir de una única oncosfera. La infección aviar ocurre al ingerir estos insectos parasitados; posteriormente, tras la digestión, las formas larvarias se liberan y completan su maduración intestinal (Demis et al., 2015).

2.2.7.3.5. *Amoebotaenia* spp.

Se trata de un helminto aviar de pequeño tamaño, delgado y filiforme, localizado principalmente en el duodeno de aves domésticas. Alcanza cerca de 4 mm de longitud, presenta hasta 20 proglótides y adopta configuración triangular, con escólex anterior aguzado; además, se identifica por proyecciones blanquecinas adheridas a las vellosidades duodenales (Demis et al., 2015). Aunque suele cursar

sin signos evidentes, infestaciones intensas se han asociado con enteritis y pérdida de condición corporal (Al-Badrani & Al-Muffti, 2023).

Las lombrices de tierra actúan como hospedadores intermediarios en el ciclo del cestodo. Tras ingerir ejemplares infectados, las aves desarrollan tenias maduras aproximadamente cuatro semanas después (Al-Badrani & Al-Muffti, 2023).

2.2.7.3.6. *Choanotaenia* spp.

Este helminto constituye el agente etiológico de la coanoteniosis en aves silvestres y domésticas (Tangirov & Tangirova, 2021). En cuanto a su morfología, los ejemplares adultos pueden alcanzar hasta 25 cm de longitud y 3 mm de ancho. El escólex es reducido y está provisto de ventosas y ganchos que facilitan la fijación a la mucosa intestinal. Presenta habitualmente menos de 30 proglótides, de mayor anchura que longitud. Los huevos son ovoides, miden alrededor de 35x45 micrómetros y contienen una oncosfera (Premaalatha et al., 2014).

Presenta un ciclo biológico indirecto en el que aves silvestres y domésticas actúan como hospedadores definitivos, mientras que diversas moscas, langostas, hormigas y termitas cumplen el rol de intermediarios. Los huevos eliminados con las heces son ingeridos por estos invertebrados y eclosionan en su intestino, donde evolucionan hasta cisticercoides infectantes. Tras la ingestión por el hospedador final, los segmentos grávidos se excretan aproximadamente dos semanas después (Premaalatha et al., 2014).

2.2.8 Pruebas para el diagnóstico de parásitos en aves

2.2.8.1. Método directo

El examen coproparasitológico por técnica directa constituye un procedimiento básico y ampliamente disponible que permite evidenciar cargas parasitarias elevadas. Consiste en colocar en un portaobjetos una pequeña cantidad de heces, tomada preferentemente del centro de la muestra, y mezclarla con solución salina o Lugol; posteriormente se eliminan detritos gruesos, se homogeniza hasta obtener una película fina y se cubre con cubreobjetos para su evaluación microscópica. No obstante, la ausencia de hallazgos no excluye infección, pues el reducido volumen examinado puede limitar la detección (Salinas Castillo, 2018).

Este método se emplea para reconocer protozoarios intestinales en distintos estadios evolutivos, incluidos quistes, larvas y huevos (Heredia Solís, 2021). Además, permite la coloración transitoria de trofozoítos y quistes, así como la inmovilización y tinción de componentes internos larvarios, lo que optimiza su diferenciación microscópica basada en rasgos morfológicos específicos (Girard de Kaminsky, 2014).

2.2.8.2. Método de flotación de Willis

En este procedimiento, la solución saturada de cloruro de sodio presenta una densidad superior a la de los huevos de helmintos, lo que favorece su ascenso y adhesión a la superficie del portaobjetos, optimizando así su visualización microscópica (Puerta Jiménez & Vicente Romero, 2015). Gracias a este fundamento físico, la técnica resulta útil en el diagnóstico de diversas parasitosis protozoarias y helmínticas; sin embargo, muestra limitaciones para detectar trofozoítos por su fragilidad y reducida capacidad de flotación (Peralta Ortega, 2022).

2.2.8.3. Tinción de Ziehl-Neelsen modificada

La coloración de Ziehl-Neelsen se reconoce como método de referencia para detectar ooquistes de *Cryptosporidium* sp., dado que posibilita la conservación permanente de la preparación microscópica. Su ejecución es relativamente simple y requiere entre 30 y 45 minutos; no obstante, la adecuada interpretación de los hallazgos demanda entrenamiento y experiencia para evitar errores diagnósticos (Ahmed et al., 2023).

Entre las limitaciones de esta técnica destaca la complejidad para distinguir los ooquistes de estructuras fecales como levaduras y mohos. Asimismo, la tinción puede ser inconsistente, pues en infecciones en resolución aparecen ooquistes denominados “fantasma”, carentes de coloración definida (Ahmed et al., 2023).

2.2.8.4. Método de flotación Sheather

El método de Sheather se fundamenta en la flotación de estructuras parasitarias utilizando una solución azucarada saturada de alta densidad. Tras la centrifugación y el lavado, los huevos ascienden y se concentran en la superficie, facilitando su recuperación y posterior evaluación microscópica para fines diagnósticos (Rodríguez Vega et al., 2024).

2.3 Marco legal

2.3.1 Constitución de la República del Ecuador

Capítulo séptimo

Derecho 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. 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 (Constitución de la República del Ecuador, 2008).

2.3.2 Código Orgánico Integral Penal

Art. 247.- Delitos contra la flora y fauna silvestres.- La persona que cace, pesque, tale, capture, recolecte, extraiga, tenga, transporte, introduzca, almacene, trafique, provea, maltrate, 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 listadas como protegidas por la Autoridad Ambiental Nacional o por instrumentos o tratados

internacionales ratificados por el Estado, será sancionada con pena privativa de libertad de uno a tres años.

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

1. El hecho se cometa en período o zona de producción de semilla o de reproducción o de incubación, anidación, parto, crianza o crecimiento de las especies; o, en veda.
2. El hecho se realiza sobre especies amenazadas, en peligro de extinción, endémicas, transfronterizas o migratorias.
3. El hecho se realice dentro del Sistema Nacional de Áreas Protegidas, áreas especiales para la conservación de la biodiversidad, patrimonio forestal nacional o en ecosistemas frágiles.
4. El hecho produzca daños graves a la biodiversidad o los recursos naturales.
5. El hecho se cometa utilizando técnicas o medios no permitidos por la normativa nacional.

Si se determina la participación y responsabilidad de una persona jurídica en el cometimiento de la infracción; o, si el hecho se atribuye al incorrecto ejercicio de su derecho para actividades de caza, pesca, marisqueo o investigación, la sanción comprenderá además la clausura temporal por un tiempo igual al de la privación de la libertad dispuesta para la persona natural. La misma inhabilitación será dispuesta para los socios o accionistas de la persona jurídica.

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, pueblos y nacionalidades en sus territorios, cuyos fines no sean comerciales ni de lucro, los cuales deberán ser regulados por la Autoridad Ambiental Nacional (Código Orgánico Integral Penal, 2014).

2.3.3 Código Orgánico del Ambiente

TÍTULO I

DE LA CONSERVACIÓN DE LA BIODIVERSIDAD

Art. 31.- De la conservación de la biodiversidad. La conservación de la biodiversidad se realizará in situ o ex situ, en función de sus características ecológicas, niveles de endemismo, categoría de especies amenazadas de

extinción, para salvaguardar el patrimonio biológico de la erosión genética, conforme a la política formulada por la Autoridad Ambiental Nacional (Código Orgánico del Ambiente, 2017).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Enfoque de la Investigación

El estudio se llevó a cabo mediante un enfoque cuantitativo, dado que las muestras recolectadas en el zoológico Yurak Allpa fueron procesadas en laboratorio y, posteriormente, sometidas a análisis estadísticos para facilitar la interpretación objetiva de los resultados obtenidos.

3.1.1 Tipo de Investigación

La investigación se desarrolló bajo un diseño de campo y laboratorio con alcance descriptivo, puesto que las muestras fueron recolectadas en el zoológico Yurak Allpa, en Cuenca, y posteriormente procesadas mediante pruebas coparásitarias en el laboratorio de la Universidad Agraria del Ecuador. Además, presentó un enfoque correlacional, orientado a determinar la asociación entre la presencia de parásitos y los factores de riesgo identificados.

3.1.2 Diseño de Investigación

El estudio adoptó un diseño no experimental de corte transversal, debido a que las variables no fueron intervenidas ni modificadas, y la información se recopiló en un único periodo temporal previamente establecido para su análisis.

3.2 Metodología

3.2.1 Variables

3.2.1.1. Variable Dependiente

- Presencia de parásitos gastrointestinales
- Género de parásitos

3.2.1.2. Variable Independiente

- Especie de ave
- Factores de riesgo

3.2.2 Matriz de Operacionalización de Variables

Variable dependiente			
Variables	Tipo	Nivel de medida	Descripción
Presencia de parásitos gastrointestinales	Cualitativa	Nominal	Presencia Ausencia
Género de parásitos	Cualitativa	Nominal	Protozoarios Helmintos

Elaborado por: Montecel Hurtares, 2026.

Variables independientes			
Variables	Tipo	Nivel de medida	Descripción
Especie de ave	Cualitativa	Nominal	Clasificado según especie
Dieta	Cualitativa	Nominal	Carnívora Frugívora
Suelo	Cualitativa	Nominal	Cemento Tierra
Cantidad de aves por recinto	Cuantitativa	Nominal	< 5 > 5
Contacto con otras especies	Cualitativa	Nominal	Sin contacto Contacto indirecto Contacto directo

Elaborado por: Montecel Hurtares, 2026.

3.2.3 Recolección de Datos

3.2.3.1 Recursos

Materiales de campo

- Guantes
- Bajalenguas
- Recipiente de recolección de heces
- Hisopos
- Hielera
- Marcador

Materiales de laboratorio

- Guantes
- Mandil
- Solución saturada de sal
- Lugol
- Cubreobjetos
- Portaobjetos
- Servilletas
- Colador
- Vasos plásticos
- Tubos de ensayo
- Gradilla
- Pipeta Pasteur con bulbo
- Microscopio
- Fucsina
- Azul de metileno
- Agua destilada
- Alcohol ácido
- Solución de sacarosa
- Centrifugadora

Material de consulta

- Artículos de revistas científicas
- Libros
- Manuales
- Tesis

Recursos humanos

Docente tutor: DRA. Ana Lucía Piña Paucar, MSc.

Docente estadístico: MVZ. Verónica Macías Castro, MSc.

Estudiante investigador: Viviana Nicole Montecel Hurtares

3.2.3.2 Métodos y Técnicas

En el desarrollo del estudio se efectuaron dos jornadas de muestreo en las aves. La primera se ejecutó de manera escalonada, evaluando inicialmente a la mitad de la población y, una semana después, a la fracción restante. Posteriormente, transcurridos 21 días desde el inicio, se realizó la segunda toma siguiendo el mismo esquema metodológico: primero se muestreó al grupo inicial y, tras un intervalo semanal, se completó el procedimiento con las aves restantes.

La obtención de muestras fecales se efectuó mediante un procedimiento no invasivo, procurando individualizarlas cuando fue posible. Para asegurar su integridad y minimizar contaminantes, se realizó previamente una limpieza exhaustiva de los recintos donde se encontraban las aves.

Luego se proporcionó alimento a los ejemplares y se esperó hasta la defecación natural. Las heces frescas se recolectaron con bajalenguas y frascos estériles, identificándolos con especie, fecha y hora correspondientes.

Posteriormente, las muestras se conservaron en una hielera para mantener la temperatura óptima hasta su análisis en el laboratorio de la Universidad Agraria del Ecuador, donde se aplicaron dos técnicas coproparasitológicas: el método directo y la flotación de Willis.

Método directo

- Se depositaron entre 1 y 2 mg de heces sobre gotas separadas de solución salina y Lugol en un portaobjetos.

- Posteriormente, se cubrió con un cubreobjetos.
- Finalmente, la muestra se examinó al microscopio, iniciando con objetivo 10x y continuando con 40x (Rosales y Bautista, 2020).

Método de flotación de Willis

- Se mezclaron de 1 a 2 gramos de heces con 10 ml de solución saturada, elaborada con 3,8 gramos de sal disuelta en 10 ml de agua destilada.
- La mezcla se filtró, se transfirió a un tubo de ensayo y se completó con la misma solución hasta el borde, colocando un cubreobjetos por 20 minutos.
- Luego se añadió una gota de Lugol sobre un portaobjetos, se retiró el cubreobjetos y se colocó sobre la muestra para su observación a 10x y 40x (Santa Cruz-López et al., 2023).

Tinción de Ziehl-Neelsen

- Se preparó un frotis fino con una pequeña porción de heces sobre el portaobjetos, dejándose secar al ambiente de forma natural.
- Seguidamente, se fijó la muestra pasando rápidamente el portaobjetos por la llama del mechero entre dos y tres veces.
- Posteriormente, se aplicó fucsina durante cinco a diez minutos, enjuagando con agua destilada, seguida de decoloración con alcohol ácido por un minuto y nuevo enjuague.
- Se tiñó con azul de metileno treinta segundos, se enjuagó, y se dejó secar al aire para observación con aceite de inmersión a 100x (Rekha et al., 2016).

Método de flotación de Sheather

- Se tomó una porción mínima de heces y se mezcló con 10 ml de solución de sacarosa, eliminando posteriormente partículas grandes mediante un colador para facilitar la observación.
- La mezcla se transfirió a un tubo de centrifuga, centrifugándose a 2500 rpm durante 2-4 minutos.
- Se completó hasta formar un menisco en el borde del tubo, colocando un cubreobjetos que se dejó reposar entre 10 y 15 minutos.

- Finalmente, se retiró el cubreobjetos, agregando una gota de Lugol, y la preparación se observó al microscopio con objetivos de 10x y 40x (Al-Khamesi et al., 2023).

3.2.4 Población y Muestra

3.2.4.1. Población

La población de estudio incluyó la totalidad de aves silvestres presentes en el zoológico “Yurak Allpa”, abarcando un total de 31 individuos para su análisis.

3.2.4.2. Muestra

Se utilizó un muestreo no probabilístico por conveniencia, considerando la totalidad de la población de 31 aves del zoológico, realizándose dos tomas de muestras con un intervalo de 21 días, obteniendo un total de 62 muestras.

3.2.5 Análisis estadístico

Los hallazgos se organizaron mediante tablas bivariadas, tablas de frecuencias y gráficos descriptivos generados en Excel, mientras que la asociación entre variables se evaluó utilizando la prueba exacta de Fisher y el cálculo del Odds ratio.

4. RESULTADOS

En la investigación realizada con aves silvestres en cautiverio del Zoológico Yurak Allpa de Cuenca, se identificó la presencia de parásitos gastrointestinales en 31 ejemplares, utilizando métodos coproparasitológicos para su detección precisa.

Tabla 1: Frecuencia de los casos positivos y negativos con respecto a las muestras tomadas de las aves silvestres.

	Frecuencia	Porcentaje
Positivos	13	41,94%
Negativos	18	58,06%
Total	31	100%

Elaborado por: Montecel, 2026.

En la Tabla 1 se evidencia que, de las 31 muestras fecales de aves silvestres analizadas, 13 ejemplares (41,94 %) resultaron positivos para parásitos gastrointestinales, mientras que las restantes no mostraron indicios de infección.

4.1 Determinación de la prevalencia de parásitos gastrointestinales en las especies de aves silvestres.

Durante la investigación se determinó la prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves silvestres del zoológico, incluyendo tanto psitácidas como rapaces, identificando diferencias entre las especies analizadas.

Tabla 2: Casos positivos según las especies de aves silvestres evaluadas.

Especie de ave silvestre	Muestras Positivas	
	Frecuencia	Porcentaje
<i>Amazona amazonica</i>	3	23,08%
<i>Amazona ochrocephala</i>	1	7,69%
<i>Amazona farinosa</i>	2	15,38%
<i>Ara macao</i>	1	7,69%
<i>Ara ararauna</i>	1	7,69%
<i>Psittacara erythrogenys</i>	3	23,08%
<i>Coragyps atratus</i>	1	7,69%
<i>Pionus sordidus</i>	1	7,69%
Total	13	100%

Elaborado por: Montecel, 2026.

La tabla 2 evidencia la presencia de parásitos gastrointestinales en diversas especies de aves silvestres, destacando las psitácidas como las de mayor prevalencia, especialmente *Amazona amazonica* y *Psittacara erythrogenys*, con tres casos positivos cada una (23,08 %). Les sigue *Amazona farinosa* con dos casos (15,38 %), mientras que *Amazona ochrocephala*, *Ara macao*, *Ara ararauna*, *Coragyps atratus* y *Pionus sordidus* registraron la menor frecuencia de infección, con un caso positivo (7,69 %) cada una.

4.2 Categorización de los géneros de parásitos gastrointestinales presentes en las aves silvestres en cautiverio.

En el estudio se determinaron los géneros de parásitos gastrointestinales presentes en aves silvestres mediante la aplicación de cuatro técnicas coproparasitológicas: método directo con solución salina y Lugol, flotación de Willis, tinción de Ziehl-Neelsen y flotación de Sheather.

Tabla 3: Géneros de parásitos gastrointestinales observados en las aves silvestres.

Género de parásito	Muestras positivas	
	Frecuencia	Porcentaje
<i>Eimeria</i>	1	4,17%
<i>Isospora</i>	1	4,17%
<i>Giardia</i>	2	8,33%
<i>Ascaridia</i>	3	12,50%
<i>Capillaria</i>	11	45,83%
<i>Strongyloides</i>	1	4,17%
<i>Cryptosporidium</i>	5	20,83%
Total	24	100%

Elaborado por: Montecel, 2026.

En la tabla 3 se evidencian los géneros de parásitos presentes en las muestras analizadas, destacando *Capillaria* como el de mayor frecuencia con 45,83%, mientras que *Eimeria*, *Isospora* y *Strongyloides* mostraron la menor prevalencia, representando cada uno el 4,17%.

Tabla 4: Casos positivos según los tipos de parásitos encontrados en las familias de aves silvestres

Tipo de parásito encontrado	Familias de aves silvestres		
	<i>Psittacidae</i>	<i>Cathartidae</i>	Total
Nematodos	7	0	7
Protozoarios	1	1	2
Mixtas*	4	0	4
Total	12	1	13

*Infección simultánea por nematodos y protozoarios.

Elaborado por: Montecel, 2026.

En la tabla 4 se observa que, de las 13 aves con resultados positivos, 12 pertenecieron a la familia *Psittacidae*, presentando infecciones por nematodos, protozoarios e infecciones mixtas, mientras que *Cathartidae* registró un caso por protozoarios. Las familias *Accipitridae*, *Falconidae*, *Tytonidae* y *Strigidae* no

evidenciaron parásitos. En términos generales, los nematodos fueron los parásitos más frecuentes, seguidos por infecciones mixtas, mientras que los protozoarios mostraron la menor incidencia.

4.3 Identificación de los factores que influyen en la presencia de parásitos gastrointestinales en las aves silvestres en cautiverio.

Para determinar los factores de riesgo asociados a la presencia de parásitos, se recopilaron datos directamente con el personal del zoológico, considerando variables como alimentación, tipo de suelo, interacción con otras especies y densidad de aves en cada recinto.

Tabla 5: Casos positivos y negativos según el factor de riesgo relacionado con la dieta.

	Dieta				P - valor	OR
	Frugívora	Carnívora	Total			
Positivos	12 92,31%	1 7,69%	13 41,94%			
Negativos	4 22,22%	14 77,78%	18 58,06%	0,0001	42,0	
Total	16	15	31 100%		(4,11-428,6)	

Elaborado por: Montecel, 2026.

En la tabla 5 se evidencia que la mayor frecuencia de parásitos gastrointestinales se presentó en aves con dieta frugívora, representando 12 (92,31%) de los casos positivos, mientras que las aves carnívoras solo constituyeron el 7,69%. La aplicación de la prueba exacta de Fisher reveló una relación significativa entre la presencia de parásitos y el tipo de alimentación (P-valor < 0,001), demostrando que la dieta influye directamente en la susceptibilidad a infecciones parasitarias. Además, el odds ratio indicó que las aves frugívoras presentaron 42 veces mayor probabilidad de parasitismo en comparación con las carnívoras (Santa Cruz-López et al., 2023).

Tabla 6: Casos positivos y negativos según el factor de riesgo relacionado con el suelo.

	Suelo				P - valor	OR
	Tierra	Cemento	Total			
Positivos	13	0	13	41,94%		
Negativos	16	2	18	58,06%	0,4967	4,09
Total	29	2	31	100%		(0.18-92,6)

Elaborado por: Montecel, 2026.

Los hallazgos mostrados en la tabla 6 evidencian que todas las aves con resultados positivos a parásitos se encontraban en recintos con suelo de tierra, mientras que aquellas alojadas en superficies de cemento presentaron resultados negativos. La aplicación de la prueba exacta de Fisher indicó que no existe una relación estadísticamente significativa entre la presencia de parásitos gastrointestinales y el tipo de suelo (P-valor > 0,05), sugiriendo que este factor no influye directamente en la parasitosis. Sin embargo, el análisis del odds ratio reveló que las aves en recintos con suelo de tierra presentan 4,09 veces mayor probabilidad de infestación parasitaria (Santa Cruz-López et al., 2023).

Tabla 7: Casos positivos y negativos según el factor de riesgo relacionado con el contacto con otras especies.

	Contacto con otras especies						P - valor
	Directo	Indirecto	Sin contacto	Total			
Positivos	2	11	0	13	41,94%		
Negativos	0	11	7	18	58,06%	0,0073	
Total	2	22	7	31			

Elaborado por: Montecel, 2026.

Los resultados presentados en la tabla 7 muestran que, de los 13 casos positivos a parasitismo, 11 aves (50%) mantenían contacto indirecto con otras especies. Al comparar los resultados positivos y negativos frente al tipo de interacción, la prueba exacta de Fisher reveló una relación estadísticamente significativa entre ambas variables (P-valor <0,05). Esto evidencia que el contacto indirecto con otras especies constituye un factor de riesgo relevante, relacionado directamente con la

presencia de parásitos gastrointestinales en las aves silvestres (Santa Cruz-López et al., 2023).

Tabla 8: Casos positivos y negativos según el factor de riesgo relacionado con la cantidad de aves por recinto.

	Cantidad de aves por recinto				P - valor	OR
	>5	<5	Total			
Positivos	8 66,67%	5 26,32%	13 41,94%		0,0596	5,60
Negativos	4 33,33%	14 73,68%	18 58,06%			
Total	12	19	31 100%			(1,15-27,07)

Elaborado por: Montecel, 2026.

Los resultados presentados en la tabla 8 indican que la presencia de parásitos gastrointestinales se registró con mayor frecuencia en aves alojadas en recintos que contienen más de cinco ejemplares. Aunque la prueba exacta de Fisher no evidenció una asociación estadísticamente significativa entre el número de aves por recinto y la presencia de parásitos (P-valor >0,05), el valor cercano al umbral de significancia sugiere una tendencia potencial. Asimismo, el odds ratio calculado demuestra que las aves en recintos con mayor densidad presentan 5,60 veces más probabilidades de parasitismo.

5. DISCUSIÓN

En la investigación realizada, el género *Capillaria* se identificó como el más prevalente, presente en 11 de los 13 casos positivos a parásitos gastrointestinales, mientras que *Ascaridia* mostró menor frecuencia, detectándose únicamente en 3 casos, equivalente al 12,50%. De manera comparable, Puicón et al. (2025) evaluaron 44 aves psitácidas y reportaron *Ascaridia* en 10,83%, seguido de *Strongyloides* con 10% y *Capillaria* con 8,3%, evidenciando su relevancia como parásito común. No obstante, en el presente estudio, la prevalencia de *Ascaridia* fue considerablemente menor que la de *Capillaria*, destacando la superior frecuencia de este último género.

En el estudio de Adeola et al. (2022), se analizaron muestras fecales de 21 aves de un zoológico, de las cuales 15 presentaron parasitismo, destacándose *Eimeria* como el género menos frecuente con 6,7%. De manera similar, en la presente investigación, *Eimeria* también evidenció baja prevalencia, representando únicamente el 4,17% de los casos positivos. Esta concordancia entre ambos estudios sugiere que *Eimeria* no constituye el parásito predominante en aves silvestres en cautiverio, probablemente debido a prácticas de higiene, manejo adecuado y protocolos de control sanitario, los cuales contribuyen a limitar su transmisión.

En el estudio de Naula Toala (2025) se observó que, de 17 aves con parásitos gastrointestinales, 9 (53%) habitaban recintos con suelo de tierra y 8 (47%) con suelo de cemento, encontrándose una relación significativa entre parasitismo y tipo de suelo. De manera comparable, la presente investigación evidenció que el 100% de los casos positivos se localizaron en recintos con suelo de tierra, mientras que las aves en suelo de cemento no presentaron parasitismo. No obstante, el análisis estadístico realizado en este estudio no demostró una asociación significativa entre la presencia de parásitos gastrointestinales y el tipo de suelo.

Vinueza Barroso (2022) reporta que a medida que aumenta la densidad de aves por jaula, se incrementa la probabilidad de infecciones por parásitos gastrointestinales, observándose un 100% de positividad en recintos con 3 o 4 aves, mientras que las jaulas individuales presentaron solo un 50%. De manera consistente, en la presente investigación se encontró que los recintos con más de 5 ejemplares mostraron una frecuencia de casos positivos de 66,67%, en contraste con un 26,32% en recintos con menos de 5 aves. Aunque no se evidenció asociación estadística significativa, el análisis indica mayor riesgo de parasitismo en alta densidad.

Según Lemos et al. (2024), al analizar 51 muestras fecales de aves, se determinó que el orden Psittaciformes presentó la mayor frecuencia de parásitos gastrointestinales, observándose múltiples especies de psitácidos positivas. Estos hallazgos coinciden con los resultados de la presente investigación, donde la mayoría de casos positivos también correspondieron a Psittaciformes. En contraste, dentro de las rapaces, únicamente *Coragyps atratus* del orden Cathartiformes mostró parasitismo, evidenciando una menor prevalencia, lo cual concuerda con Moraes et al. (2024), quienes, al estudiar 17 muestras de aves silvestres, reportaron que las rapaces presentaron significativamente menos casos de infecciones gastrointestinales parasitarias en comparación con los psitácidos evaluados.

6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

6.1 Conclusiones

En el estudio efectuado en el zoológico “Yurak Allpa” de Cuenca, se detectó parasitismo gastrointestinal en aves silvestres en cautiverio, evidenciándose 13 resultados positivos de 31 muestras de heces analizadas, lo que representa una prevalencia del 41,94%, confirmando infecciones parasitarias en una proporción significativa de los ejemplares evaluados.

La presencia de parásitos gastrointestinales varió entre las especies analizadas, observándose mayor frecuencia en psitácidas, destacando *Amazona amazonica* y *Psittacara erythrogenys*, lo que indica que estas aves fueron más vulnerables o estuvieron más expuestas a infecciones parasitarias bajo las condiciones de cautiverio evaluadas.

En relación con los géneros de parásitos gastrointestinales, se identificaron siete: *Eimeria*, *Isospora*, *Giardia* y *Cryptosporidium*, pertenecientes a protozoarios, y *Ascaridia*, *Capillaria* y *Strongyloides*, integrantes de los nematodos, destacando *Capillaria* como el más frecuente (45,83%), mientras *Eimeria*, *Isospora* y *Strongyloides* mostraron la menor prevalencia en este estudio.

A partir de los resultados obtenidos, se determinó que la ocurrencia de parásitos gastrointestinales en aves silvestres mantenidas en cautiverio en el zoológico “Yurak Allpa” responde a múltiples variables. En primer lugar, la dieta evidenció una asociación estadísticamente significativa, observándose mayor prevalencia en individuos con alimentación frugívora, lo que permite sostener que el régimen alimenticio constituye un elemento determinante en la dinámica de infección. Del mismo modo, la interacción interespecífica mostró relación significativa con la presencia parasitaria. Aunque recintos con más de cinco aves registraron mayor positividad y los casos ocurrieron en suelo de tierra, dichos factores no alcanzaron significancia estadística.

6.2 Recomendaciones

Dado que determinadas especies, especialmente las psitácidas, evidenciaron mayor susceptibilidad parasitaria, resulta pertinente intensificar su vigilancia sanitaria mediante monitoreos periódicos y evaluaciones estacionales sistemáticas. Asimismo,

se propone ampliar el tamaño muestral e incorporar mayor diversidad específica en investigaciones posteriores, a fin de fortalecer la validez estadística y alcance inferencial.

Ante la detección de parásitos gastrointestinales en aves silvestres mantenidas en cautiverio en el zoológico “Yurak Allpa”, se recomienda implementar programas de vigilancia periódica mediante la aplicación complementaria de diversas técnicas coproparasitarias, con el propósito de optimizar la identificación de una mayor diversidad de agentes. De igual manera, resulta fundamental reforzar las prácticas de higiene en recintos, comederos y bebederos, favoreciendo la detección oportuna de infecciones y reduciendo significativamente la transmisión entre individuos.

En función de los factores de riesgo asociados a la presencia de parásitos gastrointestinales, se sugiere optimizar el manejo nutricional, limitar la interacción entre especies y prevenir la sobrecarga poblacional en los recintos, dado que estas condiciones favorecen la transmisión. Considerando además la identificación de parásitos con potencial zoonótico, se recomienda al personal emplear equipos de protección y fortalecer estrictamente las prácticas higiénicas. Finalmente, se plantea desarrollar investigaciones posteriores que permitan evaluar la efectividad de las estrategias implementadas.

BIBLIOGRAFÍA

- Aizawa, J., Tivane, C., Rodrigues, M. N., Wagner, P. G., Campos, D. B., Guerra, R. R., & Miglino, M. A. (2013). Gross anatomical features of the gastrointestinal tract (GIT) of blue-and-yellow macaws (*Ara ararauna*) - oesophagus to cloaca. *Anatomia, Histologia, Embryologia*, 42(6), 432–437. <https://doi.org/10.1111/ahe.12034>
- Adeola, A., Akande, O., Adeniji, O., Onihunwa, J., Olaifa, O., & Josué, D. (2022). Gastrointestinal parasites of birds in Zoological Garden of University of Ilorin. *Egyptian Journal of Animal Production*, 59(3), 131-135. <https://doi.org/10.21608/ejap.2022.151808.1045>
- Ahmed, S. A. A., Quattrocchi, A., Elzagawy, S. M., Karanis, P., & Gad, S. E. M. (2023). Diagnostic Performance of Toluidine Blue Stain for Direct Wet Mount Detection of *Cryptosporidium* Oocysts: Qualitative and Quantitative Comparison to the Modified Ziehl–Neelsen Stain. *Diagnostics*, 13(15), 2557. <https://doi.org/10.3390/diagnostics13152557>
- Alvarado Orellana, S. A., Figueroa R., R., Valladares Faúndez, P., Carrasco-Lagos, P., & Moreno, R. A. (2015). *Aves rapaces de la Región Metropolitana de Santiago, Chile* (1.^a ed.). Ministerio del Medio Ambiente. <https://mma.gob.cl/wp-content/uploads/2016/02/Libro-Aves-Rapaces-web.pdf>
- Al-Khamesi, M. B., Salman, A. S., & Habib, S. M. (2023). Prevalence of Parasites in Soil by two Flootation Techniques and Modified Acid-Fast stain in Baghdad city. *Journal Of The College Of Basic Education*, 21(88), 197-208. <https://doi.org/10.35950/cbej.v21i88.9963>
- Al-Badrani, M. A., & Al-Muffti, S. A. (2023). Poultry Farming: New Perspectives and Applications Chapter–Parasitic Diseases of Chickens. En *IntechOpen eBooks*. <https://doi.org/10.5772/intechopen.109962>

- Asamblea Nacional del Ecuador. (2008). *Constitución de la República del Ecuador*. https://www.asambleanacional.gob.ec/sites/default/files/documents/old/constitucion_de_bolsillo.pdf
- Asamblea Nacional del Ecuador. (2014). *Código Orgánico Integral Penal*. Registro Oficial Suplemento No. 180. https://www.defensa.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2021/03/COIP_act_feb-2021.pdf
- Asamblea Nacional del Ecuador. (2017). *Código Orgánico del Ambiente*. Registro Oficial Suplemento No. 983. https://www.ambiente.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2018/01/CODIGO_ORGANICO_AMBIENTE.pdf
- Aslan, L., Adizel, Ö., & Sancak, T. (2018). Treatment and rehabilitation of wild birds and mammals. *Indian Journal of Animal Research*, 52(4), 623-627. <https://doi.org/10.18805/ijar.B-877>
- Bastos Boroviec, B., Gilio Gasparotto, P. H., Dantas Filho, J. V., Mesquita Peixoto, R., Almeida Viana, G., Coutinho Marques Rocha, A. S., Daudt, C., & Chaves da Silva, F. R. (2020). Occurrence of *Ascaridia galli* and *Heterakis gallinarum* in Guinea Fowl (*Numida meleagris*) in the State of Rondônia, Brazil. *Acta scientiae veterinariae*, 48. <https://doi.org/10.22456/1679-9216.100099>
- Bekeh, J., Sam-Wobo, S., Odiaka, I., Adebisi-Fagbohunge, T., Ganiyu, O., Oladipupo-Alade, E., Haastrup, N., Oyedele, M. (2021). Prevalence of Soil Transmitted Helminths in Some Birds Kept at Federal University Of Agriculture Abeokuta (FUNAAB) Zoo Park, Abeokuta, Nigeria. *Journal of Applied Sciences and Environmental Management*, 25(6). <https://doi.org/10.4314/jasem.v25i6.2>
- Butboonchoo, P., Wongsawad, C., Rojanapaibul, A., & Chai, J. (2016). Morphology and Molecular Phylogeny of *Raillietina* spp. (Cestoda: Cyclophyllidea: Davaineidae) from Domestic Chickens in Thailand. *Korean Journal Of Parasitology*, 54(6), 777-786. <https://doi.org/10.3347/kjp.2016.54.6.777>

- Camposano Tapia, P. E. (2018). *Prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves criollas (Gallus domesticus)*. [Universidad Politécnica Salesiana]. <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/15667/1/UPS-CT007691.pdf>
- Caparroz, R., Miyaki, C. Y., & Baker, A. J. (2009). Contrasting phylogeographic patterns in mitochondrial DNA and microsatellites: Evidence of female philopatry and male-biased gene flow among regional populations of the blue-and-yellow macaw (psittaciformes: *Ara ararauna*) in Brazil. *The Auk*, *126*(2), 359–370. <https://doi.org/10.1525/auk.2009.07183>
- Carrara, L. A., De Tarso Zuquim Antas, P., De Souza Yabe, R., Ubaid, F. K., De Oliveira, S. B., & Ferreira, L. P. (2020). Seasonal movements of Blue-and-yellow Macaw (*Ara ararauna*) in the northern Pantanal floodplains, Brazil. *The Wilson journal of ornithology*, *131*(4), 725. <https://doi.org/10.1676/1559-4491-131.4.725>
- Carrera-Játiva, P. D., Morgan, E. R., Barrows, M., & Wronski, T. (2018). Gastrointestinal parasites in captive and free-ranging birds and potencial cross-transmission in a zoo enviromente. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. <https://doi.org/10.1638/2016-0279R1.1>
- Castañeda, F. E., Buriticá-Gaviria, E. F., & Cruz, L. J. (2012). Valores de referencia para hematocrito, hemoglobina, glucosa y electrolitos de la lora común Amazona ochrocephala (Gmelin, 1788) cautivos en Ibagué. *Orinoquia*, *16*(2), 67. <https://doi.org/10.22579/20112629.253>
- Collar, N., Boesman, P. F. D., & Kirwan, G. M. (2020). Red-billed Parrot (*Pionus sordidus*). *Birds Of The World*. <https://doi.org/10.2173/bow.rebpar2.01>
- Cruthers, L. R., Marchiondo, A. A., & Choromanski, L. J. (2019). Protozoa, Apicomplexa: as *Eimeria* and *Cystoisospora* are genera *Eimeria*, and *Cystoisospora*. En A. A. Marchiondo, L. R. Cruthers, & Fourie, J. J. (Eds.), *Parasiticide screening* (Vol. 1, pp. 379–540). <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813890-8.00005-5>

- Da Silva, G. V., Da Silva, M. B. F., Da Silva Lima, K. V., Da Silva, I. F., & Filho, J. D. A. (2025, 14 noviembre). EFEITO DO ENRIQUECIMENTO AMBIENTAL DO TIPO SOCIAL EM PAPAGAIOS-MOLEIROS (*Amazona farinosa* Boddaert, 1783) NO PARQUE ESTADUAL DE DOIS IRMÃOS, RECIFE, PERNAMBUCO. *Revista Nordestina de Zoologia*. <https://rnzool.emnuvens.com.br/revista/article/view/1>
- De Labra-Hernández, M. Á., Gurrola-Hidalgo, M. A., & Hernández Galindez, A. (2024). CONTRIBUCIÓN A LA DIETA DE LA LECHUZA DE CAMPANARIO (*Tyto alba*) (AVES: STRIGIFORMES) DURANTE LA ANIDACIÓN AL NOROESTE DE GUERRERO, MÉXICO. *Mesoamericana*, 26(1), 1–9. <https://doi.org/10.48204/j.mesoamericana.v26n1.a5071>
- De Medeiros Santos, J., Holsback, L., Calderón, C., Teste Sonogo, I., De Souza Marquez, E., & Firmo, B. (2024). *Enteroparasites and risk factors for infection in native and exotic domiciled birds in the North Pioneer region of Paraná State, Brazil*. *Caderno Pedagógico*. <https://doi.org/10.54033/cadpedv21n5-063>
- Demis, C., Anteneh, M., & Basith, A. (2015). Tapeworms of Poultry in Ethiopia: A Review. *British Journal of Poultry Sciences* 4(3), 44-52. <https://www.researchgate.net/publication/343130636>
- Diputación de Málaga. (2023). *Rapaces diurnas de la provincia de Málaga* (Ed. y coord.). Delegación de Medio Ambiente, Turismo Interior, Cambio Climático y Deportes. https://www.malaga.es/es/laprovincia/publicaciones/lis_cd-18650/rapaces-diurnas-de-la-provincia-de-malaga?lis_pg=4
- Eberhard, J. R., & Bermingham, E. (2004). Phylogeny and Biogeography of the Amazona Ochrocephala (Aves: Psittacidae) Complex. *The Auk*, 121(2), 318-332. <https://doi.org/10.1093/auk/121.2.318>
- Fernandez, I., Moraga, R., Yanez, F., Mansilla, M., Smith, C., & Campos, V. (2019). Gastrointestinal helminths of Humboldt penguin (*Spheniscus humboldti* Meyen, 1834) from south central Chile. *Latin American Journal Of Aquatic Research*, 47(1), 206-211. https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0718-560X2019000100206&lang=pt

Ferre, I., & Gómez-Bautista, M. (2019). Etiología y patogenia de la coccidiosis aviar. En *aviNews*. <https://avinews.com/download/etiologia-coccidia.pdf>

Figueiroa Lyra de Freitas, M., Bianque de Oliveira, A., Dowell de Brito Cavalcanti, M., Soares Leite, A., Santiago Magalhaes, V., Alves de Oliveira, R., & Evencio Sobrino, A. (2002). Parásitos gastrointestinales de aves silvestres en cautiverio en el estado de Pernambuco, Brasil. *Parasitología Latinoamericana*, 57(1–2). <https://doi.org/10.4067/s0717-77122002000100012>

Flores Cabeza, I., Pazmiño Galarza, F., Reyes Calupiña, N., Mena Martínez, K., Luzuriaga-Neira, A., Cedeño Jiménez, L., & Luzuriaga, N. (2024). Identificación de parásitos gastrointestinales en aves acuáticas de la laguna Yahuarcocha, Imbabura, Ecuador: Parásitos gastrointestinales en aves acuáticas. *ACI Avances En Ciencias E Ingenierías*, 16(2). <https://revistas.usfq.edu.ec/index.php/avances/article/view/3291>

Fradette, M.-S., Culley, A. I., & Charette, S. J. (2022). Detection of *Cryptosporidium* spp. and *Giardia* spp. in Environmental Water Samples: A Journey into the Past and New Perspectives. *Microorganisms*, 10(6), 1175. <https://doi.org/10.3390/microorganisms10061175>

Franco-G, M., Hoyos-M, L., Ramírez, G., & Correa, A. (2009). HALLAZGOS HEMATOLÓGICOS Y QUÍMICA SANGUÍNEA EN AMAZONA AMAZONICA Y AMAZONA OCHROCEPHALA CAUTIVAS DE LA RESERVA FORESTAL TORRE CUATRO. *Boletín Científico Centro de Museos Museo de Historia Natural*, 13(2), 63–77. <http://www.scielo.org.co/pdf/bccm/v13n2/v13n2a04.pdf>

Girard de Kaminsky, R. (2014). *Manual de Parasitología (3ª ed.)*. <http://www.bvs.hn/Honduras/Parasitologia/ManualParasitologia/pdf/Manual.pdf>

Gomes-dos Santos, E., Bianque-de Oliveira, J., Barbosa-de Moura, G. J., & de Souza-Correia, J. M. (2015). Helmintos intestinales de *Amazona amazonica* (Psittaciformes: Psittacidae) de vida libre en la región noreste de Brasil. *Revista*

mexicana de *biodiversidad*, 86(3), 823–825.
<https://doi.org/10.1016/j.rmb.2015.06.003>

Gorrín Armas, G., Colás Chávez, M., Meireles Rodríguez, T., & Pérez Rodríguez, E. O. (2017). Actualización de la prevalencia de los estadios larvarios de endoparásitos en los hospederos intermediarios *Anphitobius diaperinus* y *Forficula auricularia* en aves domésticas. *Revista Cubana de Ciencia Avícola*, 41(1), 77-84. <https://www.researchgate.net/publication/361372331>

Hadad, E., & Yosef, R. (2024). Pellet analyses of sporadic breeding Short-eared owl (*Asio flammeus*) in central Israel. En *Preprints*.
<https://doi.org/10.20944/preprints202411.1532.v1>

Hellmich, D. L., Saidenberg, A. B. S., & Wright, T. F. (2021). Genetic, but Not Behavioral, Evidence Supports the Distinctiveness of the Mealy Amazon Parrot in the Brazilian Atlantic Forest. *Diversity*, 13(6), 273.
<https://doi.org/10.3390/d13060273>

Heredia Solís, F. C. (2021). *Identificación de parásitos gastrointestinales en aves de la familia Psittacidae, decomisadas por el delito de tráfico de especie, atendidas en la Fundación Proyecto Sacha*. [Universidad Católica de Santiago de Guayaquil]. <http://repositorio.ucsg.edu.ec/bitstream/3317/17221/1/T-UCSG-PRE-TEC-CMV-110.pdf>

Jiménez, J. E., & Jaksic, F. M. (1990). Historia natural del águila *Geranoaetus melanoleucus*: una revisión. *El hornero*, 13(2), 97–110.
<https://doi.org/10.56178/eh.v13i2.1092>

Jiménez, M., Marín Pacheco, P., Coto, D., Vargas, B., & Rodríguez, E. (2020). Anidación simultánea de *Ara ambiguus* y *Ara macao* en *Vochysia ferruginea*, en la zona norte de Costa Rica. *Zeledonia*, 24(1), 51–54.
https://www.zeledonia.com/uploads/7/0/1/0/70104897/anidacion_simultanea.pdf

- Lemos, L. B. S., Marques, A. R., Lima, B. P., Dias, B. V. A., Fontão, C. C., Ribeiro, C. D. S., Freitas, C. M. P., Schwinden, G. M., Sampaio, I. F., Silva, I. N. G., Melo, L. S., Melo, M. V. C., Pascoal Filho, N. M., Alves, P. V., Teixeira, R. S. C., & Maciel, W. C. (2024). Coproparasitological research in birds housed at the Sargento Prata Zoo, Fortaleza - Ceará, Brazil. *Brazilian Journal of Biology*, 84. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.286120>
- Lozano, J., Palomero, A. M., Oliveira, M., Paz-Silva, A., Madeira de Carvalho, L. M. (2019). Gastrointestinal Parasites of Domestic Turkeys and their Control Measures. 2019. 18-24. <https://www.researchgate.net/publication/337797100>
- López-Osorio, S., Chaparro-Gutiérrez, J. J., & Gómez-Osorio, L. M. (2020). Overview of poultry *Eimeria* life cycle and host-parasite interactions. *Frontiers in Veterinary Science*, 7, 384. <https://doi.org/10.3389/fvets.2020.00384>
- Manjunatha, V., Rout, M., Sreevatsava, V., Kshamaa, L., Umashankar, Shankar, B., & Byregowda, S. (2023). A Copro-parasitological Surveillance on Diverse Captive Wild Avian Species. *Indian Journal of Animal Research*, 57(4), 505-510. <https://doi.org/10.18805/IJAR.B-4473>
- Martínez Cázares, M. T., Castro Navarro, M. V., Portilla Cárdenas, M. D., Bolívar Duarte, L. M., Deschamps Lago., R. A., Peralta Cadena, M., & Morales González, S. (2023). Actualización de coccidios intestinales. *Revista de Investigación en Ciencias de la Salud*, 18(1), 14-21. <https://www.imbiomed.com.mx/articulo.php?id=117865>
- Márquez, C., Bechard, M. J., Gast, F., & Vanegas, V. H. (2005). *Aves rapaces diurnas de Colombia*. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos "Alexander von Humboldt". <https://repository.humboldt.org.co/server/api/core/bitstreams/72e2163b-7c05-4416-936b-35e57f02d589/content>
- Melo, Y., Ferraz, H., Saturnino, C., Silva, T., Braga, I., Amaral, A., Meirelles-Bartoli, R., Ramos, D. (2022). Gastrointestinal parasites in captive and free-living wild birds

in Goiania Zoo. *Brazilian Journal of Biology*, 82. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.240386>

Mewius, A., Lusa, E. R., Pertille, J., Dos Reis, T., Pletsch, J., França, R., & Dias de Castro, L. L. (2021). Endoparasites in group of wild animals raised in captivity. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, 41. <https://doi.org/10.1590/1678-5150-pvb-6758>

Moraes, I. S., Moreira, R. M. P., Duarte, R. B., Prates, L. S., Alves-Ribeiro, B. S., Ferraz, H. T., Pacheco, R. C., Braga, Í. A., Saturnino, K. C., & Ramos, D. G. S. (2024). Gastrointestinal parasites in captive wild birds in Mineiros, Goiás, Brazil. *Helminthologia*, 61(2), 166-173. <https://doi.org/10.2478/helm-2024-0019>

Morales Morales, V. (2018). *Trichomonas en rapaces*. [Tesis de grado, Universidad Zaragoza, España]. <https://zaguan.unizar.es/record/76675/files/TAZ-TFG-2018-3362.pdf>

Nath, T., Eom, K., Choe, S., Hm, S., Islam, S., Abdieli, B., Kang, Y., Mebarek, M., Kim, S., Eamudomkarn, Ch., Jeon, H., Park, H., Lee, D. (2021). Insight into One Health Approach: Endoparasite Infections in Captive Wildlife in Bangladesh. *Pathogens* 10(2), 250. <https://doi.org/10.3390/pathogens10020250>

Naula Toala, A. N. (2025). *Analisis de presencia de parasitos gastrointestinales en aves silvestres en el Centro de rescate Amazonas* [Universidad Agraria del Ecuador]. <https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/NAULA%20TOALA%20ANGIE%20NICOLE.pdf>

Noor, R., Javid, A., Hussain, A., Bukhari, S. M., Hussain, I., Suleman, S., Malik, S., Amin, F., Azam, S. M., Ali, K., Mustafa, G., Hussain, M., Ahmad, A., & Ali, W. (2021). Prevalence of parasites in selected captive bird species. *Brazilian Journal Of Biology*, 84. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.254251>

- Padilla-Aguilar, P., Romero-Callejas, E., Osorio-Sarabia, D., Pérez-Ponce de León, G., & Alcalá-Canto, Y. (2020). *New records of helminth parasites of nine species of waterfowl in Mexico, and a checklist of the helminth fauna of Anatidae occurring in Mexican wetlands*. *Journal of Helminthology*: <https://doi.org/10.1017/S0022149X20000577>
- Pavez, E. F. (2001). Biología reproductiva del águila *Geranoaetus melanoleucus* (Aves: Accipitridae) en Chile central. *Revista Chilena de Historia Natural (Valparaíso, Chile: 1983)*, 74(3). <https://doi.org/10.4067/s0716-078x2001000300014>
- Peralta Ortega, L. E. (2022). *Caracterización clínico-diagnóstica de enteroparásitos en niños con desnutrición en países de Latinoamérica* [Universidad Nacional de Chimborazo]. <http://dspace.unach.edu.ec/handle/51000/9602>
- Pérez Saguay, D. (2022). *Determinación de parásitos gastrointestinales en psitácidos en cautiverio en el zoológico El Pantanal*. [Tesis de Grado, Universidad Agraria Del Ecuador]. <https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/P%C3%89REZ%20SAGUAY%20DANIEL%20ENRIQUE.pdf>
- Pólo Leal, J. L., MacKensie Payan, M., & Porrás Sandoval, J. A. (2007). Prevalencia de Parásitos Gastrointestinales en las Aves de los Ordenes Galliformes y Columbiformes Mantenidas en el Parque Zoológico Nacional de Cuba. *REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria*, VIII(12), 0. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=63681205>
- Prazeres, F., Alves, A., Neto, M. O., Oliveira, M., Silva, W., Jesus, J., Barata, C., Silva, L., Gomes, A., Moreira, A., Pereira, L., Lima, V. (2024). Survey on helminths and protozoa of captive wild and exotic birds from Northeastern Brazil. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 76(03). <https://doi.org/10.1590/1678-4162-13083>

- Premaalatha, B., Chandrawathani, P., Jamnah, O., Erwansas, A. I., Lily Rozita, M. H., & Ramlan, M. (2014). Intestinal cestode *Choanotaenia infundibulum* in chicken. *Malaysian Journal of Veterinary Research*, 5(2), 73-75. https://www.dvs.gov.my/dvs/resources/user_14/MJVR_V5N2/MJVR-V5N2-web-p11.pdf
- Proaño Varela, J., Medina Villacrés, P., & Espinoza Carriel, P. M. (2021). Análisis de la diversidad de aves en la Reserva Ecológica Antisana como recurso turístico para la propuesta de rutas de Aviturismo: Analysis of the Diversity of Birds in the Antisana Ecological Reserve for the Proposal of Birthwatching Routes. *Kalpana- Revista De Investigación*, 20, 50-71. <https://publicaciones.udet.online/index.php/kalpana/article/view/42>
- Puerta Jiménez, I., & Vicente Romero, M. del R. (2015). *Parasitología en el laboratorio: Guía básica de diagnóstico*. Editorial Formación Alcalá. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/libro?codigo=581324>
- Puicón N., V., Pérez G., G., Gutiérrez A., F., Bartra R., A., & López F., A. (2025). Prevalencia coprológica de géneros parasitarios gastrointestinales en psitácidas (Psittacidae) en centros de custodia de la Región San Martín, Perú. *Revista De Investigaciones Veterinarias Del Perú*, 36(1), e30203. <https://doi.org/10.15381/rivep.v36i1.30203>
- Qamar, M. F., Butt, A., Ehtisham-ul-Haque, S., & Zaman, M. A. (2017). Attributable risk of *Capillaria* species in domestic pigeons (*Columba livia domestica*). *Arquivo brasileiro de medicina veterinaria e zootecnia*, 69(5), 1172–1180. <https://doi.org/10.1590/1678-4162-7829>
- Ramírez, E., & Yllescas, M. (2024). Presencia de parásitos gastrointestinales en pavos reales (*Pavo cristatus*) del Parque Zoológico Nacional la Aurora, Guatemala: Presence of gastrointestinal parasites in peacocks (*Pavo cristatus*) from Parque Nacional Zoológico Nacional la Aurora, Guatemala. *LATAM Revista Latinoamericana de Ciencias Sociales y Humanidades*, 5(1). <https://doi.org/10.56712/latam.v5i1.1847>

- Reinoso Cartagena, L. F. (2025). *Valoración de población de aves rapaces nocturnas en parroquias urbanas del cantón Cuenca*. [Tesis de grado, Universidad de Cuenca]. <https://dspace.ucuenca.edu.ec/handle/123456789/46053>
- Rekha, H. K. M., Puttalakshamma, G. C., & D'Souza, P. E. (2016). Comparison of different diagnostic techniques for the detection of cryptosporidiosis in bovines. *Veterinary World*, 9(2), 211-215. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2016.211-215>
- Retnani, E. B., Satrija, F., Hadi, U. K., Sigit, S. H., & Nurhidayah, N. (2024). Cestode: *Hymenolepis cantaniana*. *ANIMAL PARASITES IN INDONESIA*, 88.
- Rodríguez Vega, J. L., Carrasco Solano, F. A., Vergara Espinoza, M. A., & Vásquez Del Castillo, A. S. (2024). Diagnóstico de helmintos intestinales con cuatro métodos de concentración. *Revista Cubana De Investigaciones Biomédicas*, 43. <https://revibiomedica.sld.cu/index.php/ibi/article/view/3000>
- Rosales Rimache, J. A., & Bautista Manchego, K. M. (2020). Comparación de tres métodos de concentración de enteroparásitos en muestras fecales humanas. *Revista Cubana de Medicina Tropical*, 72(2). <http://scielo.sld.cu/pdf/mtr/v72n2/1561-3054-mtr-72-02-e494.pdf>
- Salavati, A., Khalilzade, M., Haddadmarandi, M., Arabkhazaeli, F., & Ahmad Madani, S. (2023). A Cross-Sectional Survey of Gastrointestinal Parasites in an Ornithological Garden. *Journal of Avian Medicine and Surgery*. <https://doi.org/10.1647/21-00031>
- Salinas Castillo, L. S. (2018). *Prevalencia de parásitos gastrointestinales en cerdos en el cantón Quilanga de la Provincia de Loja, Ecuador*. [Tesis de grado, Universidad Técnica Particular de Loja]. <https://dspace.utpl.edu.ec/handle/20.500.11962/23205>
- Santa Cruz - López, C. Y., Carrasco Solano, F. A., Vergara Espinoza, M. A., & Sánchez Fernández, M. (2023). Comparación de técnicas coproparasitológicas para el

diagnóstico de geohelminthos intestinales en niños Lambayecanos. *Gaceta médica boliviana*, 46(1), 72–76. <https://doi.org/10.47993/gmb.v46i1.636>

Santos, O. A. S., Kanaan, V., Rocha, H. L. de S., Silva, R. J. da, & Raso, T. F. (2025). *Ascaridia hermaphrodita* (Froelich, 1789) and *Ascaridia columbae* (Gmelin, 1780) in neotropical psittacine birds. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria [Brazilian Journal of Veterinary Parasitology]*, 34(2), e022224. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612025015>

Sarmiento Cerón, I. G. (2023). INCIDENCIA EN LAS INTERVENCIONES DE POSESIÓN Y TRÁFICO DE LOS ESPECÍMENES PSITTACARA MITRATUS, PSITTACARA WAGLERI Y PSITTACARA ERYTHROGENYS PERIODO 2015 – 2021 EN APURÍMAC. *SAPIENTIA & IUSTITIA*, 6, 133–153. <https://doi.org/10.35626/sapientia.6.3.51>

Šálek, M., Hendrychová, M., & Řehoř, M. (2010). Breeding habitat of sparrowhawks, *Accipiter nisus* on spoil heaps after coal mining. *Acta Oecologica (Montrouge, France)*, 36(2), 197–201. <https://doi.org/10.1016/j.actao.2009.12.006>

Schmidt, K. L., Aardema, M. L., & Amato, G. (2020). Genetic analysis reveals strong phylogeographical divergences within the Scarlet Macaw *Ara macao*. *The Ibis*, 162(3), 735–748. <https://doi.org/10.1111/ibi.12760>

Seminario Rebolledo, M., Zelada Estraver, W., Medina Tafur, C., & Sánchez Cabrera, V. (2021). RECORD OF *Asio flammeus* (BIRDS: STRIGIDAE) FOR THE LOMAS DEL CERRO CAMPANA PRIVATE CONSERVATION AREA, LA LIBERTAD. *Rebiol*, 40(2), 318–325. <https://doi.org/10.17268/rebiol.2020.40.02.16>

Silva, L. B., Pereira, G. A., Passos Filho, P. B., & Almeida, N. M. (2021). Seed dispersal of the palm *Acrocomia aculeata* by the Blue-and-Yellow Macaw (*Ara ararauna*). *Brazilian Journal of Biology*, 83. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.244697>

- Simões, M. B., De Melo, A. L., & Moreira, N. I. B. (2020). Occurrence of *Heterakis gallinarum* (Schrank, 1788) (Nematoda: Heterakidae) in *Gallus gallus domesticus* Linnaeus, 1758 in Vitoria, Espírito Santo, Brazil. *Neotropical Helminthology*, 14(2), 199-206.
<https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20210025151>
- Tambussi, C. P., Acosta, H. C., Horlent, N. (2007). La avifauna del Cuaternario de Argentina: Inferencias paleoambientales a partir del registro de los Psittacidae. En G. X. Pons Buades & D. Vicens Xamena (Eds.), *Geomorfologia litoral i quaternari: Homenatge a Joan Cuerda Barceló* (pp. 69–80). Monografies de la Societat d'Història Natural de les Balears, 14.
<https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=6385421>
- Tangirov, Kh.T., & Tangirova, N.Kh., (2021). Biological Properties Of Cestodes *Choanotaenia Infundibulum* (Bloch, 1779). *Texas Journal of Multidisciplinary Studies*, 2, 203–204. <https://zienjournals.com/index.php/tjm/article/view/245>
- Tumakaka, J. P., Winarni, N. L., Pradana, D. H., & Junaid, A. R. (2021). Psittacidae community in Mbeliling landscape, Flores. *Journal of physics. Conference series*, 1725(1). <https://doi.org/10.1088/1742-6596/1725/1/012034>
- Unzaga, J. M., & Zonta, M. L. (Comps.). (2023). *Protozoos parásitos de importancia sanitaria: Un abordaje transdisciplinar*. Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP). <https://doi.org/10.35537/10915/154565>
- Vázquez, A. H. P., & Segura, G. E. (2014). Caracterización del área de distribución geográfica potencial de las especies de aves psitácidas de la Península de Yucatán, México. *Revista de biología tropical*, 62(4), 1509–1522.
https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-77442014000400020&lang=es
- Villamizar Montoya, M. T. (2022). Manual de manejo clínico, nutricional y biológico en aves rapaces del Centro de Atención y Valoración de Fauna Silvestre, en Barbosa, Antioquia, Valle de Aburrá [Trabajo de grado, Universidad

Cooperativa de Colombia].
<https://repository.ucc.edu.co/entities/publication/59382bac-5b9d-46b0-8a73-7002b6358dfb>

Viney, M. E., & Lok, J. B. (2007). *Strongyloides spp.* *WormBook: the online review of C. elegans biology*, 1–15. <https://doi.org/10.1895/wormbook.1.141.1>

Vinueza Barroso, S. C. (2022). *Determinación de parásitos gastrointestinales y hemoparásitos en aves del orden Psittaciformes de la Fundación Ecológica Rescate Jambelí en la provincia de Santa Elena*. [Tesis de grado, Universidad Agraria del Ecuador].
[https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/Vinueza_Sheyla%20\(1\).pdf](https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/Vinueza_Sheyla%20(1).pdf)

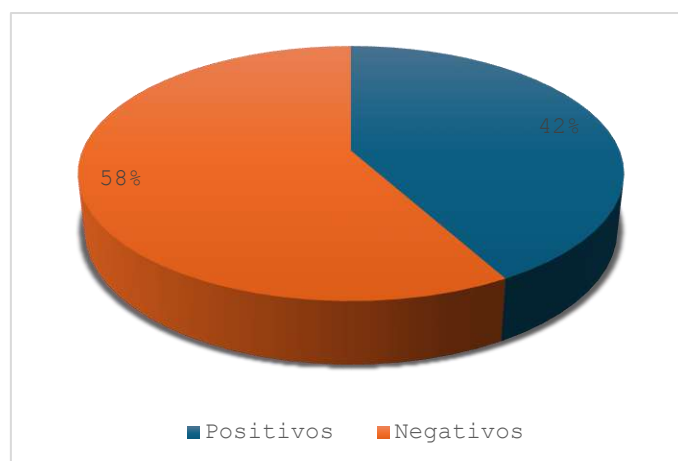
APÉNDICES

Apéndice N.º 1: Inventario de aves del Zoológico Yurak Allpa

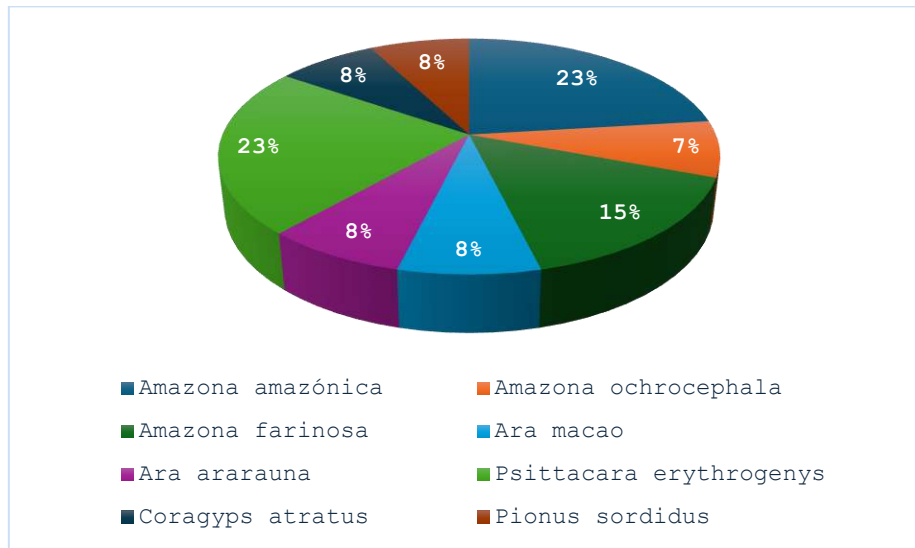
Familia	Especie	Nº
	<i>Amazona amazonica</i>	5
	<i>Amazona ochrocephala</i>	1
Psittacidae	<i>Ara macao</i>	1
	<i>Ara ararauna</i>	1
	<i>Amazona farinosa</i>	2
	<i>Psittacara erythrogenys</i>	5
	<i>Pionus sordidus</i>	1
Accipitridae	<i>Accipiter nisus</i>	3
	<i>Geranoaetus melanoleucus</i>	2
	<i>Parabuteo unicinctus</i>	2
Falconidae	<i>Phalco boenus carunculatus</i>	1
Cathartidae	<i>Coragyps atratus</i>	1
Tytonidae	<i>Tyto alba</i>	5
Strigidae	<i>Asio flammeus</i>	1
Total		31

Elaborado por: Montecel, 2026.

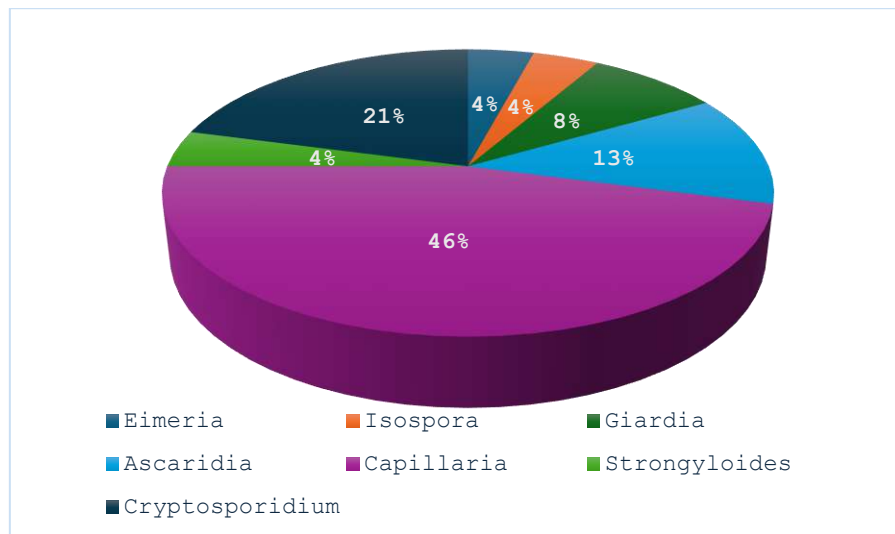
Apéndice N.º 2: Frecuencia de los casos positivos y negativos con respecto a las muestras tomadas de las aves silvestres



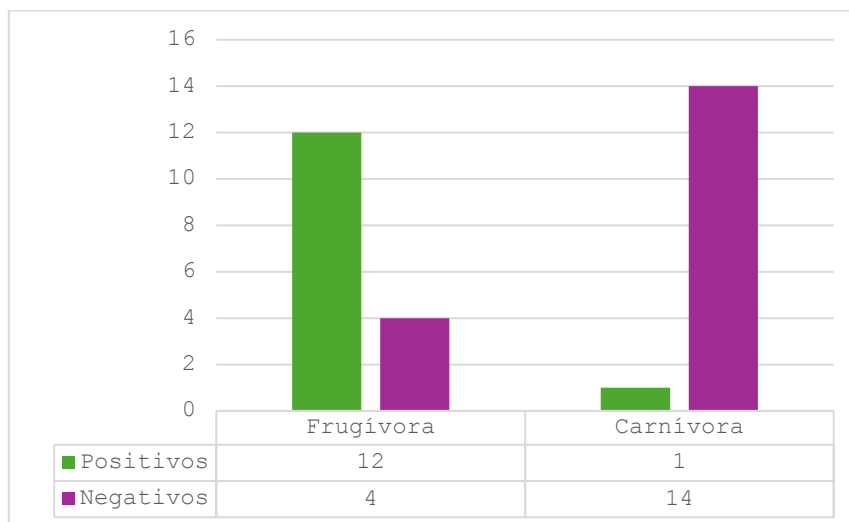
Apéndice N.º 3: Casos positivos según las especies de aves silvestres evaluadas



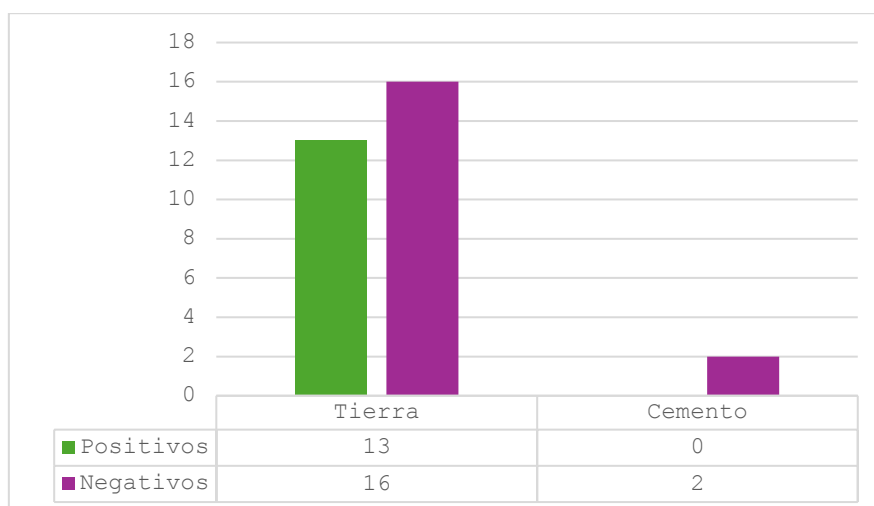
Apéndice N.º 4: Géneros de parásitos gastrointestinales observados en las aves silvestres



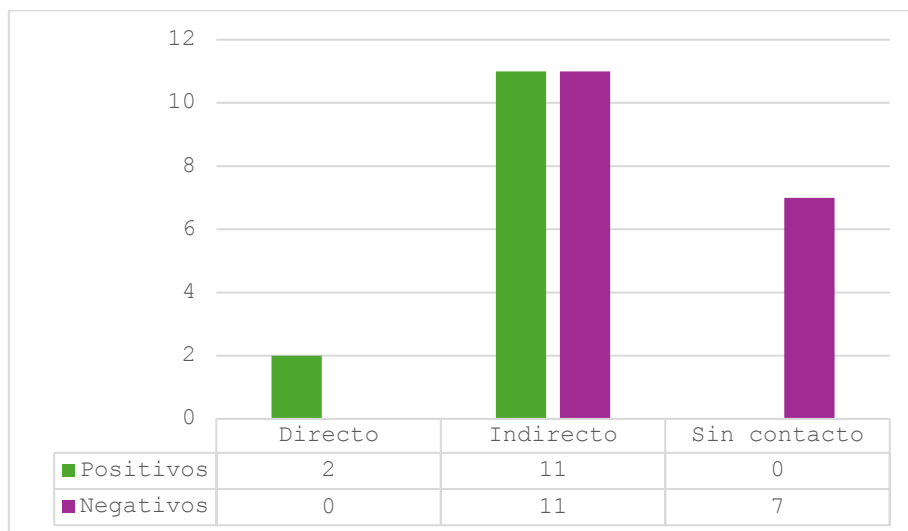
Apéndice N.º 5: Casos positivos y negativos según el factor de riesgo relacionado con la dieta.



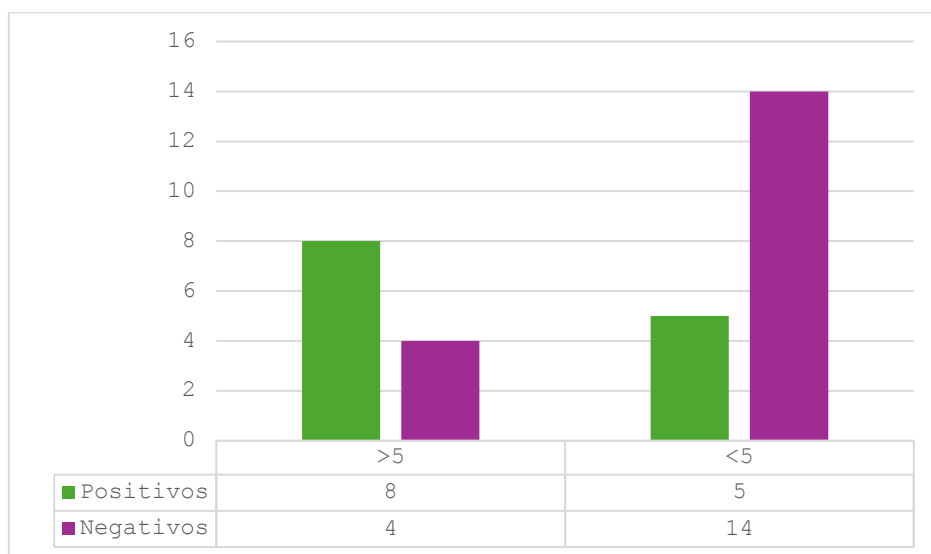
Apéndice N.º 6: Casos positivos y negativos según el factor de riesgo relacionado con el suelo.



Apéndice N.º 7: Casos positivos y negativos según el factor de riesgo relacionado con el contacto con otras especies.



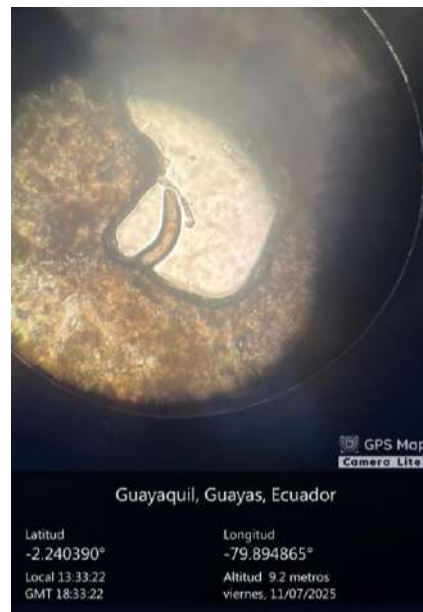
Apéndice N.º 8: Casos positivos y negativos según el factor de riesgo relacionado con la cantidad de aves por recinto.

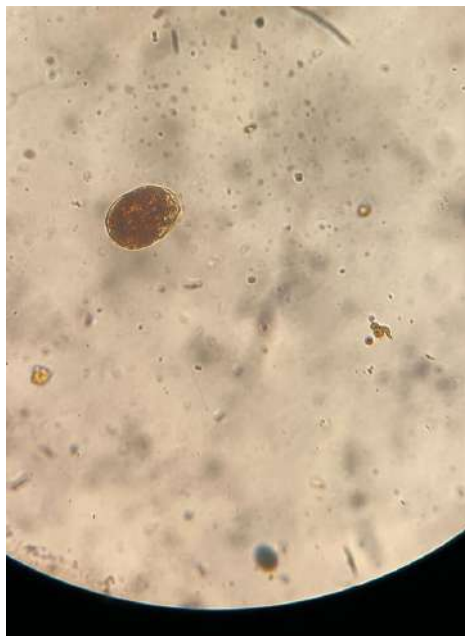


Apéndice N.º 9: Recolección de muestras de psitácidas y rapaces

Apéndice N.º 10: Procesamiento de las muestras en el laboratorio.

Apéndice N.º 11: Larva de Capillaria spp.**Apéndice N.º 12: Larva de Ascaridia spp.**

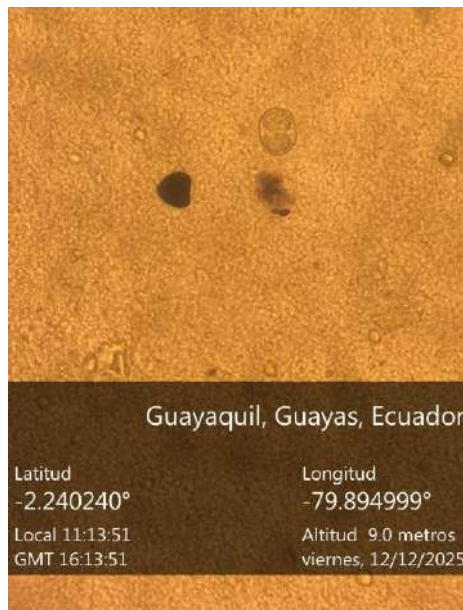
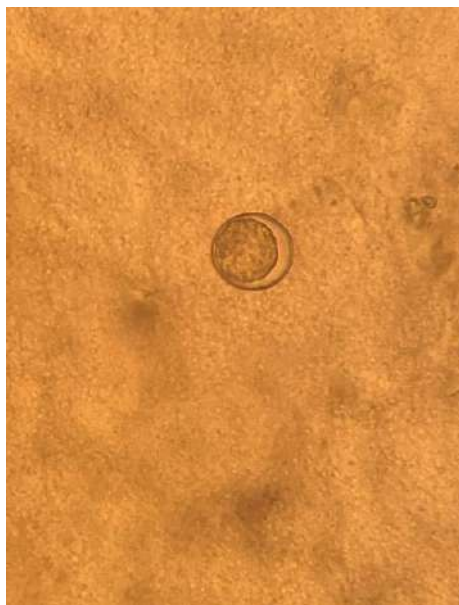
Apéndice N.º 13: Larva de Strongyloides spp.

Apéndice N.º 14: Huevo de Capillaria spp.**Apéndice N.º 15: Huevo de Ascaridia spp.**



Apéndice N.º 16: Quiste de Giardia spp.



Apéndice N.º 17: Ooquiste de Isospora spp.**Apéndice N.º 18: Ooquiste de Eimeria spp.**

Apéndice N.º 19: Ooquistes de *Cryptosporidium* spp.