

UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA

PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN PSITÁCIDOS EN
CAUTIVERIO EN EL PARQUE DE AVES MACAW MOUNTAIN

POR

JINY CLARIBEL VENTURA REYES



CATACAMAS, OLANCHO

HONDURA, CA.

NOVIEMBRE, 2025

**PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN PSITÁCIDOS EN
CAUTIVERIO EN EL PARQUE DE AVES MACAW MOUNTAIN**

POR

JINY CLARIBEL VENTURA REYES

HELEN ESTEFANY MARTINEZ M. Sc

ASESOR PRINCIPAL

CINTHIA SARAHI RAMOS FIGUEROA M. Sc

LADY LUCRECIA MEJÍA BELLO M. Sc

ASESORES SECUNDARIOS

**PROYECTO PRESENTADO A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE
AGRICULTURA COMO REQUISITO PREVIO A LA OBTENCION DEL TITULO
DE MEDICO VETERINARIO**

CATACAMAS, OLANCHO

HONDURA, CA.

NOVIEMBRE, 2025

DEDICATORIA

A mi familia, por su amor incondicional y por ser mi mayor fuente de fuerza e inspiración.
A mis padres, hermano, hermana, primas, primos y tíos, por su apoyo y cariño en cada etapa de este camino. Y a los pequeños seres alados que inspiraron este estudio, por recordarme la importancia de cuidar y respetar cada forma de vida.

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi más profundo agradecimiento a mi familia, por su apoyo incondicional, cariño y motivación constante, que han sido fundamentales en cada etapa de mi formación académica.

A mi asesora de tesis, **M.Sc. Helen Martínez**, por su guía, paciencia y dedicación, así como por compartir su conocimiento y recomendaciones durante el desarrollo de este trabajo.

A mis asesores secundarios, **M.Sc. Cinthia Sarahi Ramos Figueroa** y **M.Sc. Lady Lucrecia Mejía Bello** por sus orientaciones, y apoyo que fueron fundamentales para el desarrollo de esta investigación.

A la **Universidad Nacional de Agricultura**, por abrirme sus puertas y brindarme una educación de calidad que me permitió crecer profesional y personalmente durante estos años.

A **PROALAS** y **Macaw Mountain**, por permitirme participar y contribuir a sus proyectos durante mi servicio social, brindándome experiencias enriquecedoras y la oportunidad de aplicar mis conocimientos en beneficio de la conservación y bienestar de las aves psitácidas.

CONTENIDO

DEDICATORIA	3
AGRADECIMIENTOS	4
LISTA DE TABLAS.....	7
LISTA DE ANEXOS.....	8
RESUMEN	9
I. INTRODUCCION	10
II. OBJETIVOS	11
III. REVISION LITERARIA	12
4.1. Familia Psittacidae	12
4.2. Antecedentes	13
4.3. Parásitos Gastrointestinales.....	14
4.3.1. Protozoos.....	14
4.3.2. Nematodos.....	15
4.3.3. Cestodos	19
4.4. Factores Predisponentes	20
4.5. Diagnostico	20
4.6. Manejo y Tratamiento	21
4.7. Prevención	22
IV. MATERIALES Y METODOS.....	23
5.1. Descripción del área de estudio.....	23
5.2. Ubicación del sitio de estudio	23
5.3. Duración de la investigación.....	24
5.4. Población	24
5.5. Determinación del tamaño de la muestra	24
5.6. Metodología.....	26
5.7. Diseño metodológico	26
5.8. Materiales y Equipo	32
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	34

5.1.	Prevalencia de parásitos gastrointestinales en Psitácidos.	34
5.2	Géneros de parásitos gastrointestinales presentes en las especies de psitácidos	36
5.4.	Estado clínico de las aves psitácidas positivas a parásitos gastrointestinales.	37
5.5	Análisis de factores de riesgo asociados a la presencia de parásitos gastrointestinales.....	38
VI.	CONCLUSIONES	41
VII.	RECOMENDACIONES	42
VIII.	BIBLIOGRAFÍAS	43
IX.	ANEXOS	48

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Clasificación taxonómica de los Psitácidos (Correa 2019).	12
Tabla 2. Protocolo de desparasitación en aves de la familia Psitacidae (Martinez et al. 2015).....	22
Tabla 3. Distribución de la muestra (n = 135) según especie.....	25
Tabla 4. Términos Cualitativos para el Grado de Infección.....	29
Tabla 5. Criterios para la interpretación del Riesgo Relativo (RR).....	31
Tabla 6. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en las diferentes especies de psitácidos.	35
Tabla 7. Géneros parasitarios gastrointestinales identificados en psitácidos del Parque de Aves Macaw Mountain.....	36
Tabla 8. Factores de riesgo asociados a la presencia de parásitos gastrointestinales.	38

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1. Listado general de psitácidos registrados en Macaw Mountain.	48
Anexo 2. Distribución de aves en la Zona 1.	49
Anexo 3. Distribución de aves en la Zona 2.	50
Anexo 4. Distribución de aves en área de Interacción.	50
Anexo 5. Formato de Ficha Clínica.	52
Anexo 6. Formato detallado para categorizar el estado clínico de las aves muestreadas.	53
Anexo 7. Formato para categorizar el estado clínico de las aves muestreadas.	54
Anexo 8. Ficha de resultados del examen coprológico en aves.	55
Anexo 9. Variables a evaluar en análisis epidemiológico.	56
Anexo 10. Ficha Epidemiológica	57
Anexo 11. Pesos corporales promedio de especies de psitácidos, (Jr 2007).	58
Anexo 12. Recolección de muestras fecales en <i>Ara macao</i>	59
Anexo 13. Recolección de muestras fecales en <i>Amazona guatemalae</i>	59
Anexo 14. Procesamiento de muestra mediante método de flotación y método directo.	60
Anexo 15. Identificación de parásitos gastrointestinales en microscopio óptico.	60
Anexo 16. Huevos de <i>Capillaria spp.</i> , en <i>Ara ambiguus</i> (40x).	61
Anexo 17. Huevos de <i>Ascaridia spp.</i> en <i>Ara ambiguus</i> (40x).	61
Anexo 18. Huevos de <i>Heterakis spp</i> en <i>Ara Macao</i>	61
Anexo 19. Distribución porcentual de aves según resultado y factor de riesgo	62
Anexo 20. Alimentación de aves cautivas.	63
Anexo 21. Recintos donde se alojan las aves y el tipo de suelo que los compone.	63
Anexo 22. Avistamiento de aves silvestres en comederos aledaños.	64
Anexo 23. Evaluación clínica de aves psitácidas.	64
Anexo 24. Distribución del grado de infestación parasitaria en psitácidos analizados. .	65
Anexo 25. Depósitos de agua de bebida en los recintos.	65

RESUMEN

El presente estudio se centró en determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves psitácidas mantenidas en cautiverio en el Parque de Aves Macaw Mountain, ubicado en Copán Ruinas, Honduras. Además, se evaluaron los factores de riesgo asociados a la presencia de estos parásitos con el fin de comprender las condiciones que favorecen su transmisión en ambientes controlados. Se analizaron un total de 135 aves pertenecientes a doce especies de psitácidos. Las muestras fecales fueron analizadas mediante técnicas coproparasitológicas de examen directo y flotación. De las aves evaluadas, 68 resultaron positivas a parásitos gastrointestinales, obteniéndose una prevalencia general del 50,4%, lo que refleja una presencia moderada de parasitismo en la población estudiada. Se identificaron tres géneros de parásitos gastrointestinales: *Capillaria* spp., *Heterakis* spp. y *Ascaridia* spp. El género *Capillaria* spp. presentó la mayor prevalencia, tanto de forma individual (82.4%) como en coinfección con *Heterakis* spp. (11.8%) y con *Ascaridia* spp. (2.9%). Por su parte, *Heterakis* spp. se detectó de manera individual en el 2.9% de las aves analizadas. En la evaluación clínica, el 55% de las aves positivas presentaron buen estado corporal, el 39% estado regular y el 4% estado crítico, evidenciando infecciones mayormente subclínicas o de baja carga parasitaria. Se analizaron factores de riesgo asociadas a la presencia de parásitos gastrointestinales, estimando el riesgo relativo (RR) e intervalos de confianza al 95% (IC95%). Entre las variables evaluadas, solo el acercamiento con aves silvestres mostró una asociación estadísticamente significativa (RR = 1,55; IC95%: 1,04–2,29), indicando un mayor riesgo de infección en los individuos expuestos a este factor. Estos resultados resaltan la importancia de implementar medidas preventivas orientadas a minimizar el contacto con fauna silvestre y fortalecer los programas de manejo sanitario y bioseguridad para reducir la prevalencia parasitaria y promover el bienestar de los psitácidos en cautiverio.

Palabras clave: Psitácidos, Parásitos gastrointestinales, Prevalencia, Cautiverio.

I. INTRODUCCION

Las enfermedades parasitarias gastrointestinales constituyen un problema sanitario frecuente en aves silvestres, incluyendo a los psitácidos, quienes son especialmente susceptibles en condiciones de cautiverio. Estas infecciones pueden presentarse de forma subclínica o con signos clínicos severos, como diarrea, pérdida de peso, debilidad, inmunosupresión e incluso la muerte (Garcia y Sanchez 2013). Además, el estrés provocado por el manejo en condiciones de cautiverio tiene un efecto inmunodepresor que altera funciones fisiológicas, metabólicas y etológicas, lo cual predispone al desarrollo de enfermedades, entre ellas las infestaciones parasitarias (Rivera 2018).

En los sistemas de manejo en cautiverio, los factores relacionados con la densidad poblacional, la higiene, el contacto con la fauna silvestre y las condiciones ambientales pueden influir en la presentación de parásitos gastrointestinales. Estas infecciones no solo afectan el bienestar individual de las aves, sino que también representan un riesgo para la estabilidad de los programas de conservación y reproducción de especies en peligro.

El Parque de Aves Macaw Mountain en colaboración con PROALAS, alberga y rehabilita psitácidos, incluidos ejemplares en programas de reintroducción a su hábitat natural. Sin embargo, la posible presencia de parásitos gastrointestinales en estas aves podría comprometer estos esfuerzos de conservación y metas de repoblación de especies emblemáticas como las guacamayas rojas.

La relevancia de este estudio radica en que, pese al valor ecológico y cultural de los psitácidos, en Honduras existe información limitada sobre la ocurrencia de parasitosis gastrointestinales en aves mantenidas en cautiverio. En este contexto, la investigación tuvo como propósito generar datos actualizados sobre la presencia y variedad de parásitos gastrointestinales en psitácidos, y analizar su relación con el estado clínico y las condiciones de manejo de las aves. Los resultados obtenidos contribuirán al fortalecimiento de las estrategias sanitarias y al éxito de los programas de conservación y reintroducción de estas especies en el país.

II. OBJETIVOS

Objetivo General

Determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en psitácidos mantenidos en cautiverio en el Parque de Aves Macaw Mountain, mediante análisis coproparasitológicos.

Objetivos Específicos

1. Identificar los géneros de parásitos gastrointestinales presentes en las especies de psitácidos mantenidas en cautiverio en el Parque de Aves Macaw Mountain.
2. Evaluar el estado clínico de las aves psitácidas que resulten positivas a parásitos gastrointestinales.
3. Analizar los factores de riesgo asociados a la presencia de parásitos gastrointestinales en las especies de psitácidos.

III. REVISION LITERARIA

4.1. Familia Psittacidae

Psittacidae es una de las tres familias pertenecientes al orden de los Psittaciformes (Tabla 1) el cual es grande y diverso, con más de 374 especies distribuidas en 74 géneros. Las especies que conforman este orden presentan una similitud morfológica y comportamental en la cual todas las especies conservan la forma del pico y la estructura de los pies y las plumas, lo que las diferencia de los demás ordenes de aves pero que ha dificultado su subdivisión basándose en caracteres únicamente fenotípicos (Correa 2019).

Clasificación Taxonómica	
Reino	Animalia
Filo	Chordata
Subfilo	Vertebrata
Clase	Aves
Orden	Psittaciformes
Familia	Psittacidae

Tabla 1. Clasificación taxonómica de los Psitácidos (Correa 2019).

4.1.1. Estado de Conservación

Los psitácidos se caracterizan por su plumaje brillante y colorido, su notable capacidad de aprendizaje, vocalización y una actitud carismática que las ha convertido en aves muy apreciadas. Sin embargo, estas mismas cualidades las hacen vulnerables al tráfico y comercio ilegal de fauna silvestre, lo que ha llevado a muchas de sus especies a estar en grave peligro de extinción (Sciabarrasi et al. 2020). En 2019, la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN), institución encargada de evaluar el estado de conservación de los seres vivos a nivel global, reconoció como extintas 15 especies y clasifica a otras 105 en peligro de extinción (IUCN 2019).

4.2. Antecedentes

En el estudio Prevalencia e intensidad de parásitos intestinales en aves psitacíformes en cautiverio en México (Rodríguez et al. 2023). Señalan que las enfermedades parasitarias constituyen uno de los problemas de sanidad más frecuentes en aves silvestres, especialmente en aquellas mantenidas en condiciones de cautiverio.

La presencia de parásitos gastrointestinales en aves psitácidas mantenidas en cautiverio ha sido ampliamente documentada. En un estudio realizado en aves de la familia Psittacidae del Parque Zoológico Nacional de El Salvador se detectaron endoparásitos de los géneros *Ascaridia*, *Capillaria*, *Heterakis*, *Eimeria* e *Isospora* (Martínez et al. 2015). Dichos géneros comprenden nemátodos entéricos (*Ascaridia*, *Capillaria*, *Heterakis*) y protozoos coccidios (*Eimeria*, *Isospora*) de importancia clínica en psitácidos. La identificación de estos parásitos coincide con informes previos que ubican a *Eimeria*, *Isospora*, *Ascaridia*, *Capillaria* y *Heterakis* como agentes intestinales comunes en aves de compañía (Mohammad et al. 2022).

Las aves silvestres son hospederos de una gran variedad de parásitos, existen pocos trabajos sobre las especies que atacan estos animales en cautiverio, y los que hay se refieren a grupos reducidos de aves. Helmintos como *Capillaria* sp., *Ascaridia* sp., *Strongyloides* sp., *Heterakis* sp., representantes de las órdenes Strongyloidea, Spiruroidea, Trematoda y Cestoda, protozoarios como ser *Balantidium coli*, *Entamoeba coli*, *Entamoeba histolytica* y especies de coccidias fueron señaladas en estudios parasitológicos realizados en aves silvestres en cautiverio (Figueiroa et al. 2002).

En un estudio realizado en aves psitacíformes en cautiverio en Yucatán, México se encontró que los nematodos fueron los parásitos intestinales más frecuentes (50 %), seguidos por los cestodos (33,3 %) y los protozoos (16,6 %). Las especies más comunes fueron *Ascaridia* spp., *Capillaria* spp., *Heterakis* spp., *Hymenolepis* spp., *Eimeria* spp. y *Raillietina* spp (Rodríguez et al. 2023).

4.3. Parásitos Gastrointestinales

4.3.1. Protozoos

Son organismos animales microscópicos unicelulares, heterótrofos, que viven en medios líquidos, con capacidad de moverse y se reproducen por bipartición. Los protozoos son bastante sencillos están formados por una célula, por la cual realizan todas sus funciones vitales. Se incluyen en el reino protistas, cuyo núcleo está rodeado de una membrana, no tienen estructuras internas especializadas. Entre los géneros más representativos se encuentran *Eimeria* e *Isospora* (Mendoza, Froylan, & Ortiz, 2018).

4.3.1.1. *Trichomonas gallinae*

Es un parásito flagelado que habita en el tracto digestivo superior y respiratorio, principalmente en aves columbiformes y psitaciformes, rapaces y avutardas cautivas, y causa cancro o roncha. El parásito tiene forma de pera o redonda y mide de 10 a 20 μm . Presenta cuatro flagelos anteriores y un flagelo posterior dirigido hacia el axostilo (flagelo recurrente). La membrana ondulada no alcanza el extremo posterior del trofozoíto.

Desde el punto de vista clínico *T. gallinae* causa enfermedad clínica principalmente en aves jóvenes, mientras que las aves adultas pueden presentar una infección latente sin presentar síntomas clínicos. El ciclo de vida de *T. gallinae* es directo de un hospedador a otro, sin estadios quísticos resistentes. El ciclo de vida es directo, la transmisión ocurre por ingestión de trofozoítos presentes en el alimento (la “leche de paloma” para pichones) o el agua contaminada (Samour 2016).

4.3.1.2. *Giardia* spp.

Protozoarios flagelados con dos fases: trofozoíto y quiste. Los trofozoítos son móviles, de forma piriforme, con disco ventral adhesivo; miden típicamente $12\text{--}18 \times 7\text{--}10 \mu\text{m}$ y presentan dos núcleos prominentes en esta fase. Los quistes (forma infectante) son

ovoides u elipsoideos, de pared resistente, aproximadamente 9–15 µm de largo por 7–10 µm de ancho (Robertson 2024).

Parásitos intestinales microscópicos que coloniza el intestino delgado. Es común en ninfas o cacatúas ninfa y otras psitácidas jóvenes en cautiverio. La giardiasis aviar se asocia con malabsorción y diarrea intermitente; las heces pueden volverse voluminosas y espumosas en aves infectadas. Se ha relacionado con pérdida de peso y comportamiento de arranque de plumas en periquitos y cacatúas, aunque la relación causal no está completamente demostrada. La transmisión ocurre por ingestión de quistes en agua o alimentos contaminados (Hoppe 2021). En aves se han identificado especies de *Giardia* específicas, entre las que destacan *Giardia ardeae* y *Giardia psittaci* (Delgado 2015).

4.3.1.3. Coccidias

Coccidios (género *Eimeria*), protozoos intracelulares que forman oocistos resistentes en las heces. Los oocistos de *Eimeria* suelen ser ovoideos o elipsoideos con pared biestratificada, de tamaño aproximado 10–40 µm de largo por 10–30 µm de ancho. Cada oocisto maduro contiene 4 esporocistos con 2 esporozoitos cada uno

Son parásitos microscópicos que se alojan en el epitelio intestinal, causando coccidiosis. Provocan enteritis con diarrea (a veces con moco o sangre), deshidratación, pérdida de peso y decaimiento general. Los coccidios son mucho más comunes en aves de corral y palomas, pero ocasionalmente se detectan ooquistes de coccidios en psitácidas en cautiverio (Hoppe 2021). Por ejemplo, en un estudio coproparasitario en aves silvestres de Brasil (incluyendo 172 psitácidos) se hallaron coccidios en ~7% de las aves muestreadas (Figueiroa et al. 2002). Las infecciones severas pueden causar necrosis intestinal y mortalidad en pichones o aves debilitadas (Carneiro & Henrique, 2024).

4.3.2. Nematodos

Los nematodos, o gusanos redondos, suelen ser fusiformes con los extremos anterior y posterior atenuados. Su cutícula, a menudo, es señalada por surcos transversales y pueden

presentar aletas tanto en la parte anterior como en la posterior del cuerpo. Salvo alguna excepción, los nematodos son sexualmente diferenciados (Lizaso, 2014).

4.3.2.1. *Ascaridia* spp.

Las especies del género *Ascaridia* son nematodos redondos y robustos. Los adultos son gusanos cilíndricos de color blanquecino y de gran tamaño relativo. Las hembras pueden alcanzar longitudes de aproximadamente 10 a 11 cm, mientras que los machos miden cerca de 7 cm. Su cuerpo es grueso, con un diámetro de hasta 4 mm, y presenta en la región anterior una característica porción bulbosa del esófago.

Los huevos de *Ascaridia* son elipsoidales, de gran tamaño (aproximadamente 80–90 × 45–50 µm), con una cáscara gruesa, mamelonada y no embrionados al momento de su excreción. Al observarse al microscopio, generalmente en el sedimento fecal, presentan una coloración marronácea o amarillenta debido al depósito de proteínas sobre su superficie (Mehlhorn 2016).

Son uno de los parásitos intestinales más comunes en intestino delgado, especialmente en individuos provenientes del medio silvestre o mantenidos en suelo de tierra. La infección se adquiere al ingerir huevos embrionados en heces contaminadas. Las cargas moderadas pueden ser subclínicas, pero infestaciones altas provocan adelgazamiento progresivo, debilidad, diarrea y abdomen distendido; en casos masivos, los áscaris pueden causar obstrucción intestinal y muerte (Hoppe 2021).

Se reportó un caso de parasitosis aguda fatal en un loro *Amazona* farinosa con una infestación mixta de *Ascaridia hermaphrodita* y tenias *Raillietina* (Mendoza et al. 2016). Además, *Ascaridia hermaphrodita* ha sido detectada en *Ara macao*, *Amazona aestiva* y *A. vinacea*, en un estudio realizado en aves neotropicales provenientes de criaderos y centros de rehabilitación (Serra et al. 2025).

4.3.2.2. *Capillaria* spp.

Nematodos muy finos que parasitan mucosas respiratorias o digestivas de aves. Los adultos miden varios centímetros (2–5 cm, hembras más largas que machos) y son de color blanquecino ligeramente translúcido. El extremo posterior de los machos puede presentar un bursa rudimentario con un espículo. Los huevos de *Capillaria* son característicos: ovoideos “en barril” con dos tapones polares, de tamaño aproximado 30 × 70 micrometros (varía según especie). Tienen cáscara gruesa, paredes bulbosas en los extremos típicas de esta familia y contienen una sola célula (Junquera 2022).

Pequeños nematodos filiformes que parasitan el tracto digestivo, principalmente intestino e incluso buche/esófago según la especie. Las capilarias son destacadas por su frecuencia en aves en cautiverio: un estudio en Brasil halló *Capillaria* sp. en 31,4% de las aves muestreadas, siendo el parásito más prevalente (Figueiroa et al. 2002). Estos nematodos se incrustan en la mucosa causando enteritis crónica y malabsorción; clínicamente producen diarrea persistente, a veces con moco o sangre, pérdida de peso marcada y plumas erizadas. En infestaciones graves puede observarse tenesmo y proventriculitis, pudiendo llevar a caquexia y muerte por desnutrición (Junquera 2022).

4.3.1.4. *Strongyloides* spp.

Pequeños nematodos (<1 cm), semejantes a hebras de pelo, infestan el intestino delgado. Los adultos son delgados y cortos. Las hembras ovíparas liberan huevos en las heces; los huevos son ovalados, con pared delgada y se desarrollan rápidamente a larva en el mismo huevo. En *S. avium*, por ejemplo, se han descrito huevos de 52–56 × 36–40 µm. Estos huevos suelen observarse como ovalados claros al microscopio fecal (Satrio et al. 2024).

La transmisión ocurre cuando las larvas penetran la piel o la mucosa intestinal tras eclosionar de los huevos eliminados en las heces; estas migran por sangre o linfa hasta los pulmones y pueden reinfectar al huésped o a otros individuos por ingestión. En aves silvestres suele ser subclínica, pero en cautiverio provoca hemorragias y edema en los

sitios de penetración, dermatitis purulenta si hay asociación bacteriana, y, con alta carga parasitaria, problemas respiratorios, diarrea, malabsorción, deshidratación y caquexia (Souza y Oliveira 2023).

4.3.1.5. *Dispharynx nasuta*

Nematodo corto y robusto de la familia Spiruridae (nematodo acantocefaliforme) que parasita el proventrículo (estómago glandular) de aves, sobre todo galliformes y passeriformes. Las hembras miden aproximadamente 65–70 mm de longitud y los machos 45 mm, el cuerpo es robusto, color crema. Los huevos son elipsoidales, de unos 37.5–40 µm de largo por 22.5–24 µm de ancho, con cubierta fina; a menudo contienen embriones en su interior al ser liberados (Gonzales et al. 2022).

La especie *D. nasuta* se adhiere firmemente a la pared del proventrículo provocando inflamación crónica, engrosamiento de la mucosa y úlceras. Las aves afectadas desarrollan regurgitación crónica, vómitos, anorexia y emaciación severa. Se ha observado que infecciones con >10 gusanos causan hiperplasia proliferativa y necrosis de la mucosa proventricular, obstruyendo el paso del alimento, con consecuente pérdida de peso y vómitos crónicos (González et al. 2012).

4.3.2.3. *Heterakis spp.*

Nemátodo de color blanquecino parasitan principalmente el ciego de las aves y presenta un marcado dimorfismo sexual: los machos miden entre 5 y 13 mm de longitud, mientras que las hembras alcanzan de 8 a 15 mm. En la hembra, la vulva se abre en la mitad posterior del cuerpo, permitiendo la emisión de huevos de cáscara gruesa y lisa. Los huevos son ovalados, de cáscara gruesa y lisa, y miden aproximadamente entre 65 y 80 µm de largo por 40 µm de ancho, siendo altamente resistentes en el ambiente.

El ciclo biológico es monoxénico: los huevos se eliminan en las heces y, tras ser ingeridos por un hospedador, liberan larvas que maduran en el ciego, completando el ciclo en unas 4 semanas. La infección suele ser leve, con signos clínicos inespecíficos como diarrea, debilidad o emaciación. En casos graves, se observan lesiones cecales, abscesos e

invaginación intestinal. La convivencia con animales sinantrópicos facilita la transmisión cruzada, lo que representa un riesgo para aves de cautiverio y un problema potencial de salud pública (Souza y Oliveira 2023).

4.3.3. Cestodos

Son gusanos planos que viven en el interior de sus huéspedes cuando son adultos, estos no poseen aparato digestivo y su alimentación es a través de la absorción de su piel. Están formados por una cabeza o escólex, con ventosas y a veces tienen ganchos con los que se fijan a las paredes del organismo. Su cuerpo es una serie de anillos o proglótides que pueden llegar entre 5 y 10 m. de longitud.

4.3.3.1. *Raillietina* spp.

Parasita la mitad posterior del intestino delgado de las aves domésticas y silvestres. Los adultos llegan a medir 25 cm de largo, poseen un rostelo armado con una o dos filas de ganchos, ventosas circulares u ovales, según la especie. Las cápsulas ovígeras contienen de 6 a 12 huevos de 25-50 μ m de diámetro, salvo *R. cesticillus*, cuyas cápsulas ovígeras contienen un solo huevo.

Las especies de *Raillietina* spp. requiere insectos (hormigas, escarabajos) como hospedadores intermediarios, por lo que las aves se infestan al consumir accidentalmente insectos infectados. Estos cestodos se fijan con su escólex a la pared intestinal, alcanzando varios centímetros de longitud. En loros en cautiverio, infecciones moderadas pueden ser asintomáticas, pero cargas altas provocan adelgazamiento, diarrea crónica, mala digestión y abdomen ligeramente distendido. Pueden formarse granulomas en la mucosa donde se adhieren. Se ha documentado la presencia de *Raillietina* en loros Amazona con enfermedad clínica: por ejemplo, un loro harinoso (*Amazona farinosa*) en Perú presentó una infestación masiva mixta de *Raillietina* spp. junto con áscaris, asociada a decaimiento y muerte del ave (Mendoza et al. 2016).

4.4. Factores Predisponentes

La probabilidad de sufrir infestaciones parasitarias que perjudiquen la salud es mayor en las aves que viven en cautiverio. Entre los factores predisponentes que contribuyen están, las condiciones climáticas tropicales que favorecen el ciclo de vida de muchos parásitos, la permanencia prolongada de los animales en un mismo recinto, lo que incrementa su exposición a ambientes contaminados, el estrés constante asociado al cautiverio y las deficiencias en la higiene de las instalaciones son elementos que disminuyen la resistencia de las aves y aumentan su susceptibilidad a las parasitosis. Este fenómeno concuerda con reportes que indican una mayor incidencia de parasitismo en animales en encierro debido a la exposición continua a entornos contaminados y al estrés propio del confinamiento (Santos et al. 2024).

4.5. Diagnostico

Existen diversas técnicas parasitológicas utilizadas para detectar huevos, quistes, ooquistes o larvas presentes en las heces, siendo los métodos coproparasitológicos los más empleados por su practicidad y bajo costo. Entre los procedimientos más comunes se encuentran los métodos de flotación, sedimentación, tinción y técnicas cuantitativas como McMaster, cada uno con ventajas particulares según el tipo de parásito a identificar.

4.5.1. Método directo

La observación de un frotis directo realizado por dilución de una pequeña porción de heces en una gota de solución salina fisiológica es un método rápido y simple. El uso de la solución salina fisiológica en vez de agua evita la lisis de los trofozoítos de protozoos muy lábiles a los cambios osmóticos. Los frotis directos de materia fecal reciente también nos permiten observar la movilidad de amebas, flagelados, larvas de nematodos y similares (Bowman 2011).

4.5.2. Método de flotación

Las técnicas de flotación permiten la separación de quistes de protozoos y huevos de ciertos helmintos del exceso de residuos mediante el uso de soluciones con elevada gravedad específica. Los elementos parasitarios son recuperados de la capa superficial y los residuos se mantienen en el fondo del tubo (Contreras et al. 2005) Para realizar este método se utilizan soluciones sobresaturadas de azúcar, cloruro de sodio y sulfato de zinc en diferentes concentraciones.

Técnica de Sheather

Es una solución saturada de azúcar, con una densidad de 1:300. Dicha solución se prepara de la siguiente forma: Disolver 550 g de azúcar refinada, en 1 lt de agua caliente (alrededor de 60–70 °C). Revolver hasta lograr una disolución completa del azúcar, a esta solución se le agregar 10 ml de formol al 40%, para evitar la formación de hongos u otros microorganismos (Gallo 2014). Esta solución densa permite la flotación eficiente de quistes y huevos, facilitando su observación al microscopio.

4.6. Manejo y Tratamiento

Una vez identificadas las especies de parásitos presentes en las muestras, se podrá utilizar los diferentes protocolos de desparasitación, ya que estas especies tienen poca resistencia física a los componentes químicos, los desparasitantes a utilizar y la frecuencia, dependerán de los resultados del diagnóstico, por lo tanto, se puede utilizar solo los siguientes productos desparasitantes.

Principio activo	Dosis	Vía de administración	Frecuencia
Febendazol	20 -50 mg/kg	Oral	Cada 24 horas, Ascaridos una dosis y repetir en 10 días, trematodos tratar por 3 días, Capillaria spp. tratar por 5 días

Ivermectina	0.2mg/kg	Oral, subcutánea	Repetir 15 días después de la primera toma.
Pamoato de pirantel	4.5mg/kg, 148mg/L agua	Oral	Repetir en 14 días después de la primera toma.
Prazicuantel	5-10mg/kg	Oral, subcutánea	Repetir de 2 a 4 semanas
Levamisol	20mg/kg	Oral	Dosis única
Metronidazol	10-30mg/kg	Oral, Intramuscular	Cada 12 horas por 10 días.

Tabla 2. Protocolo de desparasitación en aves de la familia Psittacidae (Martinez et al. 2015).

4.7.Prevenición

Para mantener los niveles mínimos de parásitos y que estos no afecten la salud de las aves se debe procurar tener el hábito de una adecuada limpieza, desinfección, una nutrición balanceada y mantener el control de insectos. Así mismo realizar chequeos regulares en busca de síntomas que puedan indicar estas afecciones, realizar pruebas para la identificación del parásito y así determinar el desparasitante ideal para administrarle a las aves (Correa 2019).

IV. MATERIALES Y METODOS

5.1. Descripción del área de estudio

El estudio se llevó a cabo en las instalaciones del Parque de Aves Macaw Mountain, un centro de rescate, rehabilitación y liberación de aves inaugurado en diciembre de 2001 en Copán Ruinas. El parque abarca 26 acres de bosque tropical subtropical, alberga a más de 55 especies de aves y cuenta con diversas áreas, entre ellas aviarios, clínica veterinaria, área de cuarentena y zona de preparación de dietas. En 2011, se implementó el programa de reintroducción de la guacamaya roja, a partir del cual surgió PRO-ALAS, una ONG que colabora estrechamente con Macaw Mountain para fortalecer las iniciativas de conservación y educación orientadas a la protección de las aves silvestres de la región.

5.2. Ubicación del sitio de estudio

El presente trabajo de investigación se realizó en PRO-ALAS, ubicada en Copán Ruinas, Honduras, dentro del Parque de Aves Macaw Mountain, en la Aldea El Paraíso, a 1.5 km del centro del pueblo. Se encuentra a una altitud aproximada de 600 metros sobre el nivel del mar, en una zona de clima subtropical húmedo, con temperaturas promedio que oscilan entre 18 °C y 28 °C. El municipio de Copán Ruinas forma parte del departamento de Copán, que colinda al norte con el departamento de Ocotepeque, al este con Santa Bárbara y al sur con Lempira.

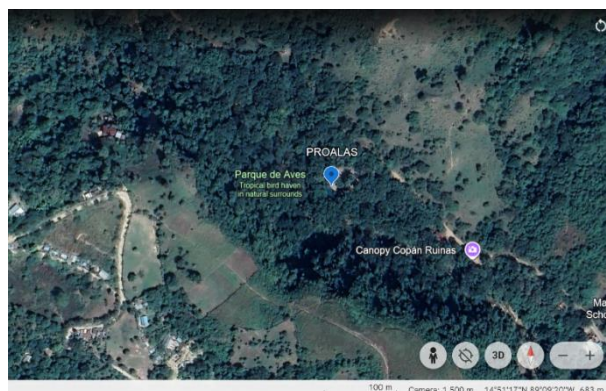


Figura 1. Mapa de Copan Ruinas, Copan, Honduras.

5.3. Duración de la investigación

La investigación tuvo una duración estimada de 4 meses, distribuidos en actividades de recolección de muestras, análisis en laboratorio y elaboración del informe final.

5.4. Población

La población de estudio está conformada por 208 aves de la familia Psittacidae en cautiverio en el Parque de Aves Macaw Mountain. La muestra estimada comprende 135 individuos, distribuidos en 12 especies distintas y alojados en 35 unidades de alojamiento (ver Anexo 1).

Factores de inclusión

- Aves de la familia *Psittacidae*
- Aves en condición de cautiverio
- Aves registradas y alojadas en el Parque Macaw Mountain

Factores de exclusión

- Aves bajo tratamiento médico que interfiera con los resultados del estudio.

5.5. Determinación del tamaño de la muestra

Para calcular el tamaño de muestra representativa se empleó la fórmula para poblaciones finitas basada en la estimación de una proporción, incorporando la corrección por población finita. A partir del total de psitácidos (208 individuos), se consideró una proporción esperada del 50 %, un nivel de confianza del 95 % y un margen de error del 5 %. Con estos parámetros, y mediante el uso del programa WinEpi, se determinó que el tamaño muestral requerido fue de 135 psitácidos, lo que representa aproximadamente el 64.9 % de la población total.

Una vez determinado el tamaño muestral representativo, se procedió a su distribución mediante un muestreo aleatorio estratificado por especie, con el propósito de garantizar una representación proporcional de cada grupo taxonómico dentro de la muestra. En este enfoque, cada especie de psitácido se consideró un estrato, y el número de individuos a seleccionar por especie se calculó en función de su proporción en la población total.

Para ello, se utilizó la siguiente fórmula:

$$n_e = \left(\frac{N_e}{N} \right) \times n$$

Donde:

- n_e = número de individuos a muestrear de la especie e .
- N_e = número total de individuos de la especie e .
- N = total de la población (208 psitácidos)
- n = tamaño total de la muestra (135 psitácidos)

De esta forma, se garantiza que las especies con mayor representación aporten proporcionalmente más individuos a la muestra, mientras que aquellas menos abundantes también se incluyan, permitiendo obtener resultados más precisos y representativos del conjunto de psitácidos a evaluar.

Especie	Individuos en población	Individuos a muestrear
<i>Amazona albifrons</i>	17	11
<i>Amazona guatemalae</i>	6	4
<i>Amazona auropalliata</i>	40	26
<i>Amazona oratrix</i>	1	1
<i>Amazona autumnalis</i>	13	8
<i>Pionus senilis</i>	4	3
<i>Eupsittula canicularis</i>	2	1
<i>Eupsittula nana</i>	2	1
<i>Psittacara rubritorquis</i>	6	4
<i>Ara macao</i>	86	56
<i>Ara ambiguus</i>	25	16
<i>Ara ararauna</i>	6	4
TOTAL	208	135

Tabla 3. Distribución de la muestra ($n = 135$) según especie.

5.6. Metodología

Se realizó un estudio cuantitativo de tipo transversal. En primer lugar, se verificó que las aves de la familia *Psittacidae* en cautiverio en el parque de Conservación Macaw Mountain cumplan con los criterios de inclusión. Posteriormente, se recolectaron muestras fecales de forma individual utilizando métodos seguros. Las muestras fueron evaluadas mediante técnicas coproparasitológicas.

5.7. Diseño metodológico

Etapas 1. Validación de criterios y evaluación clínica

Las aves que cumplieron con los criterios de inclusión se registraron y se llenó ficha clínica, el cual contiene información general y hallazgos clínicos. (Ver anexo 5). Además, se complementó con la ficha epidemiológica correspondiente, donde se recopilarán variables relacionadas con el manejo, el entorno y factores de riesgo (ver Anexo 10). Cada psitácido fue manipulado con técnicas de contención adecuada y segura. Para evitar repetir el muestreo, cada individuo fue marcado temporalmente en el pecho con violeta de genciana.

Etapas 2. Recolección de muestras fecales

En esta fase se realiza la obtención de muestras fecales de forma individual. Para ello, cada ave se aisló temporalmente en un espacio limpio y seguro, con el fin de facilitar la identificación de sus deposiciones. Se colocan láminas plásticas limpias bajo las perchas y jaula. Una vez emitidas espontáneamente las heces, se recolecta una porción con palillos limpios y se deposita en frascos plásticos rotulados con tapa hermética. Las muestras se rotularán con los registros correspondientes de cada ave muestreada.

Etapla 3. Procesamiento de muestras y diagnóstico coproparasitoscópico

Las muestras fecales recolectadas se sometieron a un protocolo de análisis en dos etapas complementarias:

1. Método directo en fresco

Pasos del procedimiento:

En un portaobjetos limpio, colocar dos gotas separadas: una de solución salina fisiológica y otra de solución de Lugol. Con un aplicador (palillo de madera o asa), tomar una pequeña porción de heces (aprox. 1–4 mg, equivalente al volumen que cabe en la mitad de la punta de un aplicador). Es importante obtener material representativo de la muestra fecal, incluyendo partes con mucosidad o sanguinolentas si las hay, mezclando contenido de la superficie y del interior de la porción de heces para maximizar la detección de formas parasitarias

Depositar la muestra tomada en la gota de solución salina y mezclar suavemente con el aplicador hasta obtener una suspensión homogénea. A continuación, con un nuevo aplicador o usando el mismo, tomar otra porción similar de heces y mezclarla en la gota de Lugol en el mismo portaobjetos, para preparar en paralelo un frotis teñido. La mezcla en Lugol ayuda a visualizar quistes y estructuras internas de los parásitos, aunque esta preparación ya no permitirá ver movimiento. Colocar cuidadosamente un cubreobjetos sobre cada gota preparada.

Colocar el portaobjetos en la platina del microscopio. Primero focalizar con el objetivo de baja potencia (10x) para localizar áreas de interés. Recorrer sistemáticamente toda el área bajo el cubreobjetos, moviendo el portaobjetos con un patrón ordenado de modo de observar todos los campos y no pasar por alto elementos pequeños. Cuando se detecte alguna estructura sospechosa (p. ej. un quiste, huevo o trofozoíto móvil), cambiar al objetivo de mayor aumento (40x) para ver detalles de morfología. En la preparación con Lugol, los parásitos aparecerán teñidos de color pardo-dorado, lo que resalta núcleos y otros orgánulos, facilitando la identificación de especies. En la preparación con solución

salina (sin tinción) se podrán apreciar mejor los movimientos (flagelos, pseudópodos, motilidad larvaria) en caso de organismos vivos (Hendrix 2015).

Registrar e identificar la presencia de estructuras parasitarias observadas en las muestras analizadas, indicando el tipo de estadio evolutivo detectado. La identificación se realizó con base en la literatura especializada consultada (ver Anexos 9, 10 y 11). En el formato correspondiente se registran los hallazgos de cada muestra (ver Anexo 8).

2. Técnica de flotación con solución de Sheather

La técnica de Sheather, en particular, es una variante de flotación que emplea una solución saturada de sacarosa de elevada gravedad para concentrar quistes y huevos de protozoos y helmintos. La solución de Sheather se prepara disolviendo 500 g de sacarosa en 320 mL de agua destilada y agregando 10 mL de formol (o fenol) como conservante.

Procedimiento de la técnica:

Para el procesamiento de muestras fecales mediante la técnica de flotación con solución sobresaturada de azúcar, se colocan entre dos a cinco gramos de heces en un mortero; si estas se encuentran en forma de coprolitos, se añade una pequeña cantidad de agua para humedecerlas y facilitar su macerado. Posteriormente, se agregan 15 cc de la solución sobresaturada de azúcar y se homogeniza con el mango del mortero hasta obtener una suspensión uniforme. Esta mezcla se tamiza usando un colador, depositando el filtrado en un vaso de precipitados de 50 ml.

Posteriormente, el filtrado se transfiere a un tubo de fondo plano de 10 ml, procurando formar un menisco convexo., Sobre este se coloca cuidadosamente un cubreobjetos y se deja reposar durante 15 minutos. Finalmente, se transfiere el cubreobjetos a una lámina portaobjetos para su observación microscópica, enfocando primero con aumentos de 10x y 40x, y realizando la lectura de la muestra en forma de zig zag desde uno de los extremos superiores (Gallo 2014).

Nivel de Infección	Resultado	Representación del Resultado
Leve	1 a 5 huevos por campo	+
Moderada	6 a 10 huevos por campo	++
Grave	11 a 15 huevos por campo	+++
Letal	16 o más huevos por campo	++++

Tabla 4. Términos Cualitativos para el Grado de Infección

Etapa 4. Evaluación clínica

Para valorar el estado clínico de los individuos positivos a parásitos gastrointestinales, se implementó un formato estructurado diseñado para ser aplicado en campo, tomando como base referencias reconocidas en medicina aviar y rehabilitación de fauna silvestre.

El formato consta de cinco ítems: condición corporal (BCS), estado del plumaje, nivel de actividad/comportamiento, signos clínicos visibles y estado nutricional basado en el peso corporal (Ver Anexo 2 y 3). Cada ítem se evalúa en una escala de 0 a 5, donde 0 representa la condición más deficiente y 5 la condición óptima. La evaluación se realizará de la siguiente manera:

1. Condición corporal (Body Condition Score – BCS)

Se aplica la técnica de palpación de la masa muscular del músculo pectoral y la valoración de la grasa subcutánea, como lo proponen (Ritchie et al. 1994) y (Brian 2010). Se aplica la escala de condición corporal adaptada a psitácidos, donde un BCS de 1 indica emaciación severa y un BCS de 5 corresponde a obesidad.

2. Estado del plumaje:

La integridad del plumaje se evaluó mediante observación visual directa, considerando criterios como la presencia de áreas despobladas, daños mecánicos, erizamiento y suciedad, además de presencia de ectoparásitos. Para ello, se empleará una escala ordinal de 1 a 5, conforme al método no invasivo descrito por (Bright et al. 2006).

3. Nivel de actividad y comportamiento:

Se registra la respuesta del ave ante estímulos visuales y auditivos, así como su postura y coordinación motora según criterios de (Bright et al. 2006). Un ave alerta, con movimientos activos y buena respuesta al entorno será calificada con el máximo puntaje.

4. Signos clínicos visibles

Se documentan hallazgos como descargas oculares/nasales, diarrea, heridas o alteraciones de la piel y mucosas. Cada signo presente resta puntos de 0 a 5, siguiendo el protocolo de evaluación clínica reportado en psitácidos de rehabilitación (Antonio et al. 2024).

5. Peso corporal relativo

Se tomó el peso de cada individuo mediante una balanza digital de precisión (± 1 g) y se compara con los valores de referencia disponibles para la especie (Anexo 11). Se calcula el porcentaje de peso relativo según fórmula y se asigna una puntuación de 0 a 5 (0 = emaciación grave y obesidad, 2 = ligera deshidratación 5= Rango optimo) para clasificar su estado nutricional. Una vez asignadas las puntuaciones de cada uno de los parámetros evaluados, se calcula el total para cada individuo.

$$\% \text{ Peso relativo: } \frac{\text{Peso medido} \times 100}{\text{Peso de referencia}}$$

El resultado de la evaluación de los cinco ítems da lugar a clasificar el estado clínico en tres categorías:

- **0–7 puntos:** Estado crítico
- **8–17 puntos:** Estado clínico regular, requiere observación.
- **18–25 puntos:** Buen estado clínico (Ver Anexo 3).

Etapa 5. Análisis epidemiológico

El riesgo relativo (RR) compara la probabilidad de que ocurra un evento entre dos grupos: uno expuesto al factor de riesgo y otro no expuesto. Para el análisis de los factores de riesgo asociados a la presencia de parásitos en psitácidos se evaluaron diez variables potencialmente asociadas a la presencia de parásitos gastrointestinales.

En el Anexo 9 se detalla una tabla resumen con las 10 variables categorizadas; tipo de recinto, tipo de suelo, frecuencia de aseo, acceso a aves silvestres, cantidad de aves por jaula detallada. Posteriormente, se realizó un análisis de asociación causal para cada una mediante tablas de contingencia 2x2, y se calculará el riesgo relativo (RR). Se realizó una estimación del riesgo con un intervalo de confianza del 95 % utilizando el programa WinEpi, lo que permitió cuantificar la magnitud del riesgo de manera precisa.

Valor	Interpretación
RR = 1	No hay diferencia en el riesgo entre expuestos y no expuestos
RR > 1	Mayor riesgo en los expuestos
RR < 1	Menor riesgo en los expuestos

Tabla 5. Criterios para la interpretación del Riesgo Relativo (RR)

Etapa 6. Análisis estadístico

La Prevalencia Puntual (P) se define como la probabilidad de que un individuo en una población presente una determinada característica en el tiempo t y se estima según:

$$P_t = \frac{C_t}{N_t}$$

- C_t es el número de aves positivas al parásito en el tiempo t

- Nt el total de aves examinadas.

En Excel se calculó el porcentaje de los diferentes géneros parasitarios identificadas en las aves muestreadas. Este análisis permite identificar qué géneros parasitarios presentan mayor o menor presencia entre las aves muestreadas. Se aplicará la fórmula:

$$\text{Prevalencia (\%)} = \left(\frac{Ct}{Nt} \right) \times 100$$

5.8. Materiales y Equipo

En Campo:

- Guantes de látex
- Hisopos estériles
- Frascos recolectores
- Etiquetas adhesivas
- Marcados
- Bolsas de transporte
- Hojas de registro

En laboratorio:

- Portaobjetos
- Cubreobjetos
- Tubos de ensayo
- Gradillas
- Soluciones de flotación
- Lugol
- Solución salina
- Pipetas
- Centrifuga
- Microscopio óptico
- Papel absorbente
- Materiales de limpieza y desinfección

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en Psitácidos.

Se evaluó un total de 135 aves pertenecientes a doce especies de psitácidos mantenidas en cautiverio en el Parque de Aves Macaw Mountain, ubicado en Copán Ruinas, Honduras. Las especies analizadas fueron *Amazona albifrons*, *A. guatemalae*, *A. auropalliata*, *A. oratrix*, *A. autumnalis*, *Eupsittula canicularis*, *E. nana*, *Pionus senilis*, *Psittacara rubritorquis*, *Ara macao*, *Ara ambiguus* y *Ara ararauna*.

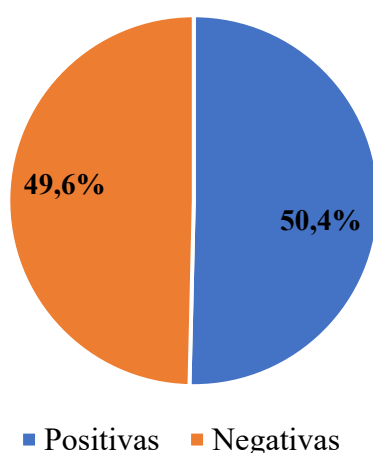


Figura 2. Prevalencia general de aves psitácidas positivas y negativas a parásitos gastrointestinales en el Parque de Aves Macaw Mountain.

De las 135 aves examinadas, 68 resultaron positivas a parásitos gastrointestinales, lo que corresponde a una prevalencia general del 50,4%. Esta prevalencia refleja una presencia moderada de parásitos gastrointestinales en las aves evaluadas. Los resultados obtenidos son similares a los reportados por Rizzo Marmolejo (2020) quien encontró una prevalencia del 51,5%, en un total de 256 aves muestreadas, de las cuales 132 resultaron positivas a parasitosis gastrointestinales.

De igual forma la Fundación Zoológica de Cali (Burbano et al. 2003), realizó un estudio en el que se evaluaron 88 aves pertenecientes a 14 especies de psitácidos, encontrando una prevalencia global del 58%. Estos valores coinciden con los hallazgos de la presente investigación, indicando que la presencia de parásitos gastrointestinales en aves es un fenómeno frecuente y de distribución relativamente constante en diferentes contextos y poblaciones.

Por otro lado, en un estudio realizado en Yucatán, México (Rodríguez et al. 2023), se recolectaron 84 muestras de heces de 16 especies de psitaciformes estimándose una prevalencia del 14,28% de aves con parásitos intestinales. Aunque este valor es inferior al obtenido en el presente estudio, evidencia la variabilidad en las tasas de infección dependiendo de factores como el origen de las aves y las condiciones ambientales.

Especie	Aves Examinadas	Aves Positivas	Prevalencia
<i>Amazona albifrons</i>	11	4	36,4%
<i>Amazona guatemalae</i>	4	1	25,0%
<i>Amazona auropalliata</i>	26	10	38,5%
<i>Amazona oratrix</i>	1	0	0,0%
<i>Amazona autumnalis</i>	8	1	12,5%
<i>Eupsittula canicularis</i>	1	1	100,0%
<i>Eupsittula nana</i>	1	1	100,0%
<i>Pionus senilis</i>	3	0	0.0%
<i>Psittacara rubritorquis</i>	4	1	25,0%
<i>Ara macao</i>	56	35	62,5%
<i>Ara ambiguus</i>	16	14	87,5%
<i>Ara ararauna</i>	4	0	0,0%

Tabla 6. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en las diferentes especies de psitácidos.

Al analizar la prevalencia por especie se observó que *Ara ambiguus* presentó la mayor proporción de aves positivas (87.5 %), seguida de *Ara macao* (62 %) y *Amazona auropalliata* (38%), mientras que *Amazona oratrix*, *Pionus senilis* y *Ara ararauna* no presentaron casos positivos. Las especies *Eupsittula canicularis* y *E. nana* mostraron una prevalencia del 100 %, aunque con un tamaño muestral reducido (n = 1).

En comparación con el estudio realizado por Martinez et al (2015), donde *Ara macao* fue la especie que presentó el mayor porcentaje de infestación (12,5 %), los resultados que concuerdan con el presente estudio donde reflejan prevalencia considerablemente más alta para esta misma especie. De manera similar, Solis y corina (2021), se reportó mayor frecuencia de parasitosis ocurrió en *Amazona autumnalis*, lo que evidencia que la distribución de las infecciones parasitarias puede variar entre regiones y especies, posiblemente influenciada por factores ambientales, de manejo y condiciones sanitarias propias de cada entorno.

5.2 Géneros de parásitos gastrointestinales presentes en las especies de psitácidos

GENERO PARASITARIO	AVES POSITIVAS	PORCENTAJE	ESPECIES AFECTADAS
<i>Capillaria</i> spp.	56	82,4%	<i>A. albifrons</i> , <i>A. guatemalae</i> , <i>A. auropalliata</i> , <i>A. autumnalis</i> , <i>P. rubritorquis</i> , <i>Ara macao</i> , <i>Ara ambiguus</i>
<i>Capillaria</i> spp. y <i>H. gallinarum</i>	8	11,8%	<i>Ara ambiguus</i> , <i>Ara macao</i>
<i>Heterakis gallinarum</i>	2	2,9%	<i>Ara macao</i> , <i>Ara ambiguus</i>
<i>Capillaria</i> spp. y <i>Ascaridia</i> spp.	2	2,9%	<i>Ara ambiguus</i> , <i>Ara macao</i>

Tabla 7. Géneros parasitarios gastrointestinales identificados en psitácidos del Parque de Aves Macaw Mountain.

En las muestras analizadas de psitácidos del Parque de Aves Macaw Mountain se identificaron tres géneros de parásitos gastrointestinales: *Capillaria* spp., *Heterakis* spp.

y *Ascaridia* spp. El género *Capillaria* spp. presentó la mayor prevalencia, tanto de forma individual (82.4%) como en coinfección con *Heterakis* spp. (11.8%) y con *Ascaridia* spp. (2.9%). Por su parte, *Heterakis* spp. se detectó de manera individual en el 2.9% de las aves analizadas.

Estudios anteriores muestran tendencias similares en aves en cautiverio. Martínez et al (2015) reportaron una alta prevalencia de *Capillaria* sp. 16,25% y *Ascaridia* sp. 15% y *Heterakis* spp. 2,5%. De manera comparable, (Burbano et al. 2003) señalaron que *Capillaria* spp. fue el helminto más frecuente, con una prevalencia del 58%, mientras que *Ascaridia* spp. presentó una prevalencia de 13% respectivamente. Concordando con los resultados de la presente investigación ya que predominó *Capillaria* spp, lo que sugiere una distribución parasitaria consistente en aves mantenidas en condiciones de cautiverio.

5.4. Estado clínico de las aves psitácidas positivas a parásitos gastrointestinales.

Durante la evaluación clínica de las positivas a parásitos gastrointestinales en el Parque de Aves Macaw Mountain, se registraron diversos estados de salud que reflejan las condiciones físicas y sanitarias de los individuos al momento del examen. El diagnóstico clínico se basó en evaluación de condición corporal, estado del plumaje, nivel de actividad y comportamiento, signos clínicos y peso relativo.

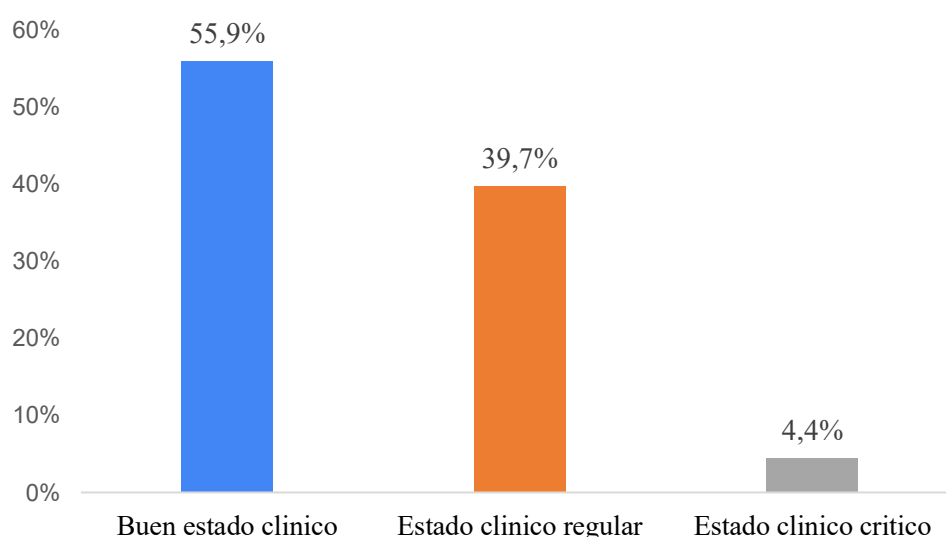


Figura 3. Estado clínico de las aves positivas a parásitos gastrointestinales.

Los resultados evidencian que la mayoría de las aves positivas (55.9 %) se encuentran en buen estado clínico, lo que sugiere infecciones subclínicas. Un 39.7 % presentó estado clínico regular, con alteraciones leves en condición corporal, signos clínicos como diarrea, mientras que el 4.4 % presentó estado crítico, asociado a signos digestivos, debilidad general y condición corporal muy baja.

Estos hallazgos concuerdan con los resultados obtenidos en un estudio realizado en Heredia, Costa Rica (Pérez-Gómez et al. 2018), donde se describió el Examen Objetivo General (EOG) y la presencia de parásitos gastrointestinales (PGI) en aves silvestres de un ecosistema ribereño urbano. En dicha investigación, el EOG determinado para las aves capturadas en el río Pirro indicó que más del 50 % presentaba un buen estado físico de salud. Sin embargo, las aves que mostraron un EOG regular o malo presentaban signos clínicos como bajo peso corporal, deshidratación y diarrea.

5.5 Análisis de factores de riesgo asociados a la presencia de parásitos gastrointestinales

Variables	RR	IC inferior	IC superior	Interpretación
Edad	0,88	0.5517	1.4083	No significativo
Tipo de Recinto	1,13	0.6906	1.8464	No significativo
Tiempo en el aviario	1,80	0.552	5.8925	No significativo
Origen del ave	1,07	0.6470	1.7821	No significativo
Tipo de suelo del recinto	1,12	0.6995	1.7946	No significativo
Frecuencia de Limpieza	0,89	0.6074	1.3017	No significativo
Contacto de aves silvestres	1,55	1.0493	2.2931	Significativo
Numero de aves por recinto	1,04	0.7467	1.4616	No significativo
Presencia de vectores	0,96	0.6403	1.4523	No significativo
Agua tratada	0,94	0.6494	1.3543	No significativo

Tabla 8. Factores de riesgo asociados a la presencia de parásitos gastrointestinales.

Entre las variables analizadas, el acercamiento de aves silvestres sobre los recintos mostró una asociación estadísticamente significativa, indicando que los individuos expuestos a este factor presentan mayor riesgo de infección en comparación con los no expuestos.

Este hallazgo revela que la fauna silvestre libre actúa como un reservorio epidemiológico capaz de introducir huevos o formas infectantes dentro de los aviarios, especialmente a través de la caída de heces sobre las estructuras superiores, comederos, bebederos o el sustrato de los recintos. La viabilidad ambiental de los huevos de helmintos y otros parásitos respalda este mecanismo de transmisión, ya que pueden mantenerse infectantes durante periodos prolongados y ser ingeridos accidentalmente por las aves cautivas (Kwong et al. 2021).

Aunque el tipo de suelo y la frecuencia de limpieza no mostraron significancia estadística, la alta proporción de recintos con suelo natural y limpieza infrecuente sugiere condiciones favorables para la persistencia y acumulación de huevos parasitarios una vez introducidos, actuando como elementos coadyuvantes en la perpetuación del ciclo parasitario. De forma similar se menciona en un estudio en El Zoológico Arenillas (Reina 2024), que el acercamiento de tucanes de vida libre a las jaulas incrementa las posibles causas de infestación parasitaria en aves silvestres mantenidas en cautiverio.

En relación con la cantidad de aves por recinto, 65 de las 135 aves evaluadas (48,1%) se mantenían en recintos con menos de 10 individuos, de las cuales 32 (49,2%) resultaron positivas a parásitos gastrointestinales. Este hallazgo contrasta con lo reportado en un estudio realizado en Guayaquil, Ecuador (Abigail 2024), donde se evidenció una menor susceptibilidad a la parasitosis en recintos con 10 aves, posiblemente atribuida a una menor exposición y dificultad en la transmisión de parásitos entre individuos.

En el caso de la frecuencia de limpieza, las aves alojadas en recintos con limpieza infrecuente representaron el 78,5% (106/135) del total evaluado, de las cuales 49,1% (52) resultaron positivas a parásitos gastrointestinales. Aunque no se observó una asociación estadísticamente significativa, la mayor proporción de aves positivas en este grupo sugiere que la acumulación de materia orgánica y la falta de limpieza constante podrían favorecer la persistencia de los parásitos en el entorno. Resultados similares fueron descritos por un estudio realizado en Guayaquil, Ecuador (Abigail 2024), donde se evidenció un incremento del riesgo parasitario en recintos con limpieza semanal.

En el tipo de suelo del recinto, el 82,2% aves evaluadas (111/135) se encontraban en recintos con suelo de tierra natural, de las cuales 57 (51,4%) resultaron positivas. En contraste, 24 aves (17,8%) en recintos con piso de rejilla, donde 11 (45,8%) (Ver Anexo 19). fueron positivas. Aunque se observó una ligera mayor frecuencia de parasitismo en recintos con suelo natural la diferencia no fue estadísticamente significativa.

Estos resultados coinciden parcialmente con lo reportado en la Fundación Rescate Jambelí (Vinuesa 2022), donde el 96,15% de las aves alojadas en suelos de tierra resultaron positivas, mientras que aquellas sobre pisos de cemento estuvieron libres de parásitos. Esta comparación sugiere que los suelos naturales podrían favorecer la persistencia de formas infectantes, especialmente cuando las condiciones de limpieza y drenaje son inadecuadas.

En relación con el tipo de agua suministrada, 99 de las 135 aves evaluadas (73,3%) recibían agua no tratada, de las cuales 49 (49,5%) fueron positivas a parásitos gastrointestinales. En contraste, de las 36 aves (26,7%) que consumían agua tratada, 19 (52,8%) presentaron infección parasitaria (Ver Anexo 19).

Aunque la proporción de aves positivas fue ligeramente mayor en aquellas que consumían agua tratada, el valor del riesgo relativo indica que no existe una asociación significativa. Sin embargo, un estudio en gallinas criollas en Perú (Rivera 2009), evidencia que las aves que consumen agua de charcas o riachuelos presentan una mayor carga parasitaria, debido a la contaminación de estas fuentes con materia orgánica y heces de otros animales.

VI. CONCLUSIONES

La prevalencia general del 50,4% encontrada en los psitácidos del Parque de Aves Macaw Mountain indica una presencia moderada de parásitos gastrointestinales en la población estudiada. Esto resalta la importancia de mantener una vigilancia sanitaria constante en las aves en cautiverio.

Se identificaron tres géneros de parásitos gastrointestinales: *Capillaria* spp, *Heterakis* spp. y *Ascaridia* spp. El predominio de *Capillaria* spp. sugiere que este género representa el principal agente parasitario bajo las condiciones de manejo observadas.

La mayoría de las aves positivas presentaron buen estado clínico, evidenciando infecciones subclínicas que pueden pasar desapercibidas sin afectar de manera inmediata la condición corporal, pero que podrían comprometer la salud y el bienestar a largo plazo si no se controlan adecuadamente.

El contacto con aves silvestres fue el único factor que mostró una asociación estadísticamente significativa con la presencia de parásitos gastrointestinales en los psitácidos evaluados. Este hallazgo sugiere que la interacción directa o indirecta con fauna silvestre constituye una vía relevante de transmisión y reinfección parasitaria dentro del parque. De acuerdo con la información recopilada en las fichas epidemiológicas, la mayoría de las aves positivas se encontraban alojadas en recintos tipo voladero, los cuales permitían contacto visual y físico con aves silvestres.

VII. RECOMENDACIONES

1. Implementar programas de vigilancia periódica mediante exámenes coproparasitológicos, con el fin de detectar oportunamente infecciones gastrointestinales y establecer tratamientos antiparasitarios adecuados según los resultados obtenidos.
2. Mantener rutinas estrictas de limpieza, desinfección y manejo de residuos orgánicos. Es recomendable realizar la remoción frecuente de heces y restos de alimento, utilizando productos desinfectantes seguros para las aves.
3. Implementar barreras físicas o mallas de protección que limiten el ingreso o acercamiento de aves silvestres a los recintos, con el objetivo de disminuir el riesgo de reinfección y la transmisión cruzada de parásitos entre fauna libre y aves en cautiverio.
4. Asegurar que el agua utilizada en bebederos y limpieza sea tratada o proveniente de una fuente segura. Además, mantener un control constante de insectos y otros vectores que puedan contribuir a la diseminación de parásitos.
5. Evitar el hacinamiento dentro de los recintos, procurando un número adecuado de aves por espacio, con el fin de reducir el estrés, mejorar las condiciones sanitarias y minimizar el riesgo de transmisión de agentes infecciosos.
6. Llevar un control individual de cada ave que incluya historial clínico, resultados de exámenes parasitológicos, tratamientos aplicados y observaciones sobre su condición física, para facilitar la toma de decisiones y evaluar la efectividad de las medidas sanitarias.

VIII. BIBLIOGRAFÍAS

Abigail, OHC. 2024. Análisis de parásitos gastrointestinales en psitácidos silvestres del Parque Histórico Samborondón. Guayaquil, Ecuador, Universidad Agraria Del Ecuador.

Antonio, E; Sacramento, P; Fraga, R. 2024. Molecular assessment of Chlamydia psittaci and Circovirus in psittacines from a CETAS in Bahia, Brazil (en línea). DOI: <https://doi.org/10.1007/s42770-025-01649-2>.

Bowman, DD. 2011. Parasitología para veterinarios. Novena edición. España, Elsevier España.

Brian, S. 2010. Avian Medicine and Surgery in Practice. Oxford, UK, Wiley-Blackwell.

Bright, A; Jones, T; Dawkins, M. 2006. A non-intrusive method of assessing plumage condition in commercial flocks of laying hens (en línea). 15(2). DOI: <https://doi.org/10.1017/S0962728600030190>.

Burbano; Orjuela, D; Benavides, J. 2003. Parásitos gastrointestinales en las aves de la familia Psittacidae en la Fundación Zoológica de Cali (Cali, Valle del Cauca, Colombia) (en línea, sitio web). Consultado 16 oct. 2025. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/237123535_Parasitos_gastrointestinales_en_las_aves_de_la_familia_Psittacidae_en_la_Fundacion_Zoologica_de_Cali_Cali_Valle_del_Cauca_Colombia.

Contreras, SR; Muñoz, L; Jofré, A. 2005. Estudio comparativo de recuperación de formas parasitarias por tres diferentes métodos de enriquecimiento coproparasitológico. 60(3-4). DOI: <https://doi.org/10.4067/S0717-77122005000200014>.

Correa, A. 2019. Importancia de los psitácidos: el panorama de la conservación de los loros en Colombia (en línea). Bucaramanga, Universidad Pontificia Bolivariana. . Disponible en <https://repository.upb.edu.co/bitstream/handle/20.500.11912/8213/39001.pdf?sequence=1&isAllowed=y#:~:text=Es%20decir%2C%20el%20rol%20que,fijaci%C3%B3n%20de%20carbono%2C%20entre%20otras.&text=Son%20aves%20ex%C3%B3ticas%2C%20atractivas%20y,creaci%C3%B3n%20d>.

Delgado, G. 2015. Giardiasis y Giardiasis. Generalidades y carácter zoonótico. (en línea, sitio web). Disponible en <https://www.socivesc.es/publicaciones/43-publicaciones-de-socivesc/106-giardia-y-giardiasis-generalidades-y-caracter-zoonosico>.

Figueiroa, M; Bianque, J; Dowell, M. 2002. Parásitos gastrointestinales de aves silvestres en cautiverio en el estado de Pernambuco, Brasil (en línea). . Disponible en https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0717-77122002000100012.

Gallo, G. 2014. Manual de Diagnóstico con Énfasis en Laboratorio Clínico Veterinario (en línea). Managua, Nicaragua, Universidad Nacional Agraria. . Disponible en <https://repositorio.una.edu.ni/2745/1/tnl70g172m.pdf>.

Garcia, D; Sanchez, O. 2013. Identificación de Parasitos Gastrointestinales en Aves de Silvestres en Cautiverio (en línea). XXIII. Disponible en <https://www.redalyc.org/pdf/959/95926665004.pdf>.

Gonzales, C; Castillo, G; Simoncelli, I. 2022. *Synhimantus* (Dispharynx) *nasuta* (Nematoda: Acuariidae) on the Green-barred Woodpecker *Colaptes melanochloros* (Aves: Picidae) in Argentina. DOI: <https://doi.org/10.17420/ap6804.493>.

González, G; Fredes, F; Kinsella, M. 2012. Nuevos antecedentes de helmintos en aves psitácidas exóticas cautivas en Chile (en línea). . Disponible en <https://www.scielo.cl/pdf/amv/v44n1/art13.pdf#:~:text=and%20these%20proventricular%20worms%20may,and%20sloughing%20of%20mucosal%20surfaces>.

Hendrix, CM. 2015. Parasitología (en línea, sitio web). Disponible en <https://www.merckvetmanual.com/es-us/pruebas-y-procedimientos-de-laboratorio/procedimientos-diagn%C3%B3sticos-para-el-laboratorio-privado/parasitolog%C3%ADa>.

Hoppes, SM. 2021. Enfermedades parasitarias de las aves de compañía. Manual veterinario (en línea, sitio web). Disponible en <https://www.merckvetmanual.com/es-us/animales-ex%C3%B3ticos-y-de-laboratorio/aves-de-compa%C3%B1%C3%ADa/enfermedades-parasitarias-de-las-aves-de-compa%C3%B1%C3%ADa>.

IUCN. 2019. Lista Roja de Especies Amenazadas (en línea, sitio web). Disponible en <https://www.iucnredlist.org/search?taxonomies=22673063&searchType=species>.

Jr, JBD. 2007. Avian Body Masses. Second. s.l., CRC Press. 668 p.

Junquera, P. 2022. Capillaria spp., nematodos parásitos de las aves de corral. Biología, prevención y control. (en línea, sitio web). Disponible en https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=2649&Itemid=2938#:~:text=Capillaria%20eggs%C2%A0are%20ovoid%2C%20about%20,are%20not%20embryonated%20when%20shed.

Kwong, LH; Sen, D; Islam, S; Shahriar, S; Benjamin-Chung, J; Arnold, BF; Hubbard, A; Parvez, SM; Islam, M; Unicomb, L; Rahman, MdM; Nelson, K; Colford, JM; Luby, SP; Ercumen, A. 2021. Effect of sanitation improvements on soil-transmitted helminth eggs in courtyard soil from rural Bangladesh: Evidence from a cluster-randomized controlled trial. PLoS Neglected Tropical Diseases 15(7): e0008815. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0008815>.

Martinez, C; Gutierrez, S; Pineda, G. 2015. Identificación de parásitos gastrointestinales en aves de la familia Psittacidae del Parque Zoológico Nacional de El Salvador. (en línea). El Salvador, Universidad del Salvador. Disponible en

<https://repositorio.ues.edu.sv/server/api/core/bitstreams/1278b45d-c987-4bf7-8df2-854bf05d4d15/content>.

Mehlhorn, H. 2016. *Encyclopedia of Parasitology*. Cuarta edición. Springer, Berlin, Heidelberg, Springer.

Mendoza, C; Mendoza, A; Chero, J. 2016. Ocurrencia de endoparasitosis aguda en un loro harinoso (*Amazona farinosa*) en cautiverio en Tarapoto, Perú. (en línea). . Disponible en

https://www.researchgate.net/publication/303486186_Ocurrencia_de_endoparasitosis_aguda_en_un_loro_harinoso_Amazona_farinosa_en_cautiverio_en_Tarapoto_Peru#:~:text=La%20investigaci%C3%B3n%20reporta%20un%20caso,Ascaridia%20hermafrodita%20y%20Raillietina%20s.

Mohammad, B; Hasan, T; Yasir, F. 2022. Prevalence of helminth and protozoan infections in pet birds of Chattogram, Bangladesh (en línea). DOI: <https://doi.org/10.1002/vms3.967>.

Pérez-Gómez, G; Jiménez-Rocha, AE; Bermúdez-Rojas, T; Pérez-Gómez, G; Jiménez-Rocha, AE; Bermúdez-Rojas, T. 2018. Parásitos gastrointestinales de aves silvestres en un ecosistema ribereño urbano tropical en Heredia, Costa Rica. *Revista de Biología Tropical* 66(2):788-798. DOI: <https://doi.org/10.15517/rbt.v66i2.33409>.

Reina, D. 2024. Determinación de parásitos gastrointestinales en aves silvestres del orden psittaciformes en el Zoológico Arenillas, El Oro. (en línea). Guayaquil, Ecuador, Universidad Agraria Del Ecuador. Disponible en <https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/REINA%20NAVARRETE%20DIANA%20EDITH.pdf>.

Ritchie, B; Harrison, G; Harrison, L. 1994. *Avian Medicine: Principles and Application*. 1ª edición. Lake Worth, Florida, USA, Wingers Publishing.

Rivera, F. 2009. Prevalencia de huevos de parásitos gastrointestinales y sus factores de riesgo en gallinas criollas (*Gallus gallus domesticus*), de traspatio, en el distrito de Rupa Rupa. Peru, Universidad Agraria de la Selva.

Rivera, M. 2018. Determinación de la Presencia de Parásitos Gastrointestinales en Loros Nuca Amarilla (*Amazona auropalliata*) Ubicados en el Departamento de Escuintla, Guatemala, Año 2017 (en línea). Escuintla, Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala. Disponible en <http://www.repositorio.usac.edu.gt/9788/1/Tesis%20Med%20Vet%20Massiel%20Rivera-Cabezas%20Donis.pdf>.

Rizzo, MC. 2020. Determinación de parásitos intestinales en psitácidos mantenidos en cautiverio en diferentes puntos comerciales en el centro de Guayaquil. s.l., s.e.

Robertson, L. 2024. Giardiasis in Animals. Manual veterinario (en línea, sitio web). Disponible en https://www.merckvetmanual.com/digestive-system/giardiasis-giardia/giardiasis-in-animals#Clinical-Findings-and-Lesions_v3262094.

Rodriguez, R; Mukul, J; Castillo, O. 2023. Prevalencia e intensidad de parásitos intestinales en aves psitaciformes en condiciones de cautiverio de Yucatán, México. DOI: <https://doi.org/10.15446/abc.v29n2.105691>.

Samour, J. 2016. Avian Medicine. Tercera edición. s.l., Elsevier Ltd.

Santos, M; Willian, H; Coelho, M. 2024. A Survey of Diseases in Different Species of Wild, Captive, and Illegally Traded Birds in Brazil (en línea). DOI: <https://doi.org/10.3390/ani14010025>.

Satrio, T; Susilowati, S; Hastutiek, P. 2024. Identification of Digestive Tract Endoparasites on Laying Hens in Suruhwadang Village, Kademangan District, Blitar Regency (en línea). Disponible en <https://www.researchgate.net/figure/The-Results-of->

Identification-and-Prevalence-of-Endoparasites-in-The-Digestive-Tract-of_tbl1_379061099.

Sciabarrasi, A; Marengo, R; Cornejo, A. 2020. Parásitos gastrointestinales hallados en Psitácidos de los géneros *Amazona* sp., *Ara* sp. *Aratinga* sp. *Forpus* sp. e Híbridos de Guacamayos de la Estación Biológica La Esmeralda, Santa Fe, Argentina (en línea). DOI: <https://doi.org/10.18004/compend.cienc.vet.2020.10.01.26>.

Serra, O; Kanaan, V; Rocha, H. 2025. *Ascaridia hermaphrodita* (Froelich, 1789) y *Ascaridia columbae* (Gmelin, 1780) en aves psitácidas neotropicales (en línea). DOI: <https://doi.org/10.1590/s1984-29612025015>.

Solis, H; Corina, F. 2021. Identificación de parásitos gastrointestinales en aves de la familia Psittacidae, decomisadas por el delito de tráfico de especies, atendidas en la Fundación Proyecto Sacha (Guayaquil, Ecuador). s.l., UNIVERSIDAD CATÓLICA DE SANTIAGO DE GUAYAQUIL. .

Souza, H; Oliveira, V. 2023. Parasitic infections in wild birds of the family Psittacidae: The relationship between zoonosis and the One Health. 29(1). DOI: <https://doi.org/10.14393/VTN-v29n1-2023-66886%20>.

Vinueza, S. 2022. Determinación de parásitos gastrointestinales y hemoparásitos en aves del orden psittaciformes de la fundación ecológica rescate Jambelí en la provincia de Santa Elena (en línea). Guayaquil, Ecuador, Universidad Agraria Del Ecuador. . Disponible en [https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/Vinueza_Sheyla%20\(1\).pdf](https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/Vinueza_Sheyla%20(1).pdf).

IX. ANEXOS

Anexo 1. Listado general de psitácidos registrados en Macaw Mountain.

No.	ESPECIE	NOMBRE COMUN	INDIVIDUOS
1	<i>Amazona albifrons</i>	Loro frente blanca	17
2	<i>Amazona guatemalae</i>	Loro verde	6
3	<i>Amazona auropalliata</i>	Loro nuca amarilla	40
4	<i>Amazona oratrix</i>	Loro cabeza amarilla	1
5	<i>Amazona autumnalis</i>	Loro frente roja	13
6	<i>Pionus senilis</i>	Loro Corona blanca	4
7	<i>Eupsittula canicularis</i>	Perico Frente naranja	2
8	<i>Eupsittula nana</i>	Perico pecho sucio	2
9	<i>Psittacara rubritorquis</i>	Perico gorgirojo	6
10	<i>Ara macao</i>	Guacamaya roja	86
11	<i>Ara ambiguus</i>	Guacamaya Verde	25
12	<i>Ara ararauna</i>	Guacamaya azul dorada	6
TOTAL DE AVES			208

Anexo 2. Distribución de aves en la Zona 1.

ZONA 1			
No. Aviario	Tipo de Estructura	Especie	Cantidad de aves
1	Recinto	<i>Amazona albifrons</i>	17
2	Recinto	<i>Ara macao</i>	30

3	Recinto	<i>Pionus senilis</i>	4
22	Recinto	<i>Ara macao</i>	21
23	Recinto	<i>Ara macao</i>	12
24	Jaula	<i>Eupsittula canicularis</i>	2
	Jaula	<i>Eupsittula nana</i>	2
25	Jaula	<i>Amazona auropalliata</i>	1
CANTIDAD DE AVES			89
CANTIDAD DE AVIARIOS			7

Anexo 3. Distribución de aves en la Zona 2.

ZONA 2			
No. Aviario	Tipo de Estructura	Especie	Cantidad de aves
5	Recinto	<i>Ara ambiguus</i>	15
6	Recinto	<i>Ara ararauna</i>	4
7	Recinto	<i>Amazona autumnalis</i>	8
8	Recinto	<i>Amazona guatemalae</i>	5
9	Recinto	<i>Amazona auropalliata</i>	10
10	Recinto	<i>Psittacara rubritorquis</i>	6
11	Recinto	<i>Ara ambiguus</i>	8
12	Recinto	<i>Ara macao</i>	10
13	Recinto	<i>Amazona auropalliata</i>	13
		<i>Amazona oratrix</i>	1
15	Recinto	<i>Amazona auropalliata</i>	12
CANTIDAD DE AVES			92
CANTIDAD DE AVIARIOS			10

Anexo 4. Distribución de aves en área de Interacción.

INTERACCION			
No. Aviario	Tipo de Estructura	Especie	Cantidad de aves
19,1	Jaula	<i>Amazona auropalliata</i>	2

19,2	Jaula	<i>Ara macao</i>	1
19,3	Jaula	<i>Ara ararauna</i>	2
19,4	Jaula	<i>Ara ambiguus</i>	1
19,5	Jaula	<i>Ara macao</i>	1
19,6	Jaula	<i>Amazona autumnalis</i>	2
19,7	Jaula	<i>Amazona guatemalae</i>	1
19,8	Jaula	<i>Ara macao</i>	1
19,9	Jaula	<i>Ara macao</i>	1
19,1	Jaula	<i>Ara macao</i>	1
19,11	Jaula	<i>Ara macao</i>	2
19,12	Recinto	<i>Ara macao</i>	2
19,13	Jaula	<i>Ara ambiguus</i>	1
19,14	Jaula	<i>Ara macao</i>	1
19,15	Jaula	<i>Ara macao</i>	1
19,16	Jaula	<i>Ara macao</i>	2
19,17	Jaula	<i>Amazona autumnalis</i>	3
19,2	Jaula	<i>Amazona auropalliata</i>	2
CANTIDAD DE AVES			27
CANTIDAD DE AVIARIOS			18

Anexo 5. Formato de Ficha Clínica



**Prevalencia de parásitos gastrointestinales en psitácidos
en cautiverio en el parque de aves Macaw Mountain**



FICHA CLINICA			
Fecha		No. De paciente	
DATOS GENERALES			
Especie			
Anillo		Edad (estimada)	
Aviario			
EXAMEN CLINICO			
Peso		Temperatura	
F. Respiratoria		Mucosa	
F. Cardíaca		TLC	
HALLAZGOS CLINICOS			
Actividad general	☐ Alerta, activo	☐ Respuesta moderada	☐ Letárgico
Condición Corporal		Presencia de ectoparásitos	
Plumaje			
Cloaca	☐ Limpia	☐ Sucia	☐ Inflamada
Excretas	☐ Normales	☐ Diarreicas	☐ Con sangre
Ingesta de alimento	☐ Normal	☐ Disminuida	☐ Ausente
OBSERVACIONES CLINICAS ADICIONALES			

Anexo 6.Formato detallado para categorizar el estado clínico de las aves muestreadas.

No.	Parámetro a evaluar	Puntaje
1	Condición Corporal (BCS)	0 = Pectorales cóncavos, esternón muy prominente, sin grasa palpable (emaciación grave) 3 = Buena masa muscular, esternón apenas palpable (condición óptima) 5 = Pectorales prominentes con grasa abundante, esternón no palpable (obesidad)
2	Estado del Plumaje	0 = Plumaje severamente dañado o ausente en varias zonas 3 = Plumaje parcialmente afectado, presencia de desgaste o suciedad leve 5 = Plumaje limpio, completo y bien distribuido
3	Nivel de Actividad y Comportamiento	0 = Letárgico, sin reacción al entorno 3 = Respuesta moderada, algo pasivo. 5 = Alerta, activo, responde con interés
4	Signos clínicos	Se parte de 5 (sin signos visibles). Se resta 1 punto por cada alteración presente Se anotan hallazgos como: secreciones anormales, diarrea, heridas, lesiones dérmicas, alteraciones en mucosas.
5	Peso relativo	0: ≤ 75 % Emaciación grave 1: 76–85 % Emaciación moderada 2: 86–95 % Ligera desnutrición 3: 96–105 % Rango óptimo 2: 106–115 % Ligero sobrepeso 0: > 115 % Obesidad

Anexo 7. Formato para categorizar el estado clínico de las aves muestreadas.

ESTADO CLINICO								
Especie				No. De paciente				Edad
Aviario				Anillo				
N.	Descripción	0	1	2	3	4	5	Total
1	Condición Corporal							
2	Estado del plumaje							
3	Nivel de actividad							
4	Signos clínicos							
5	Peso Corporal							
TOTAL								

Anexo 8. Ficha de resultados del examen coprológico en aves.

RESULTADOS DE EXAMEN COPROLOGICO			
Anillo		Fecha	
Especie		Aviario	
ASPECTO MACROSCOPICO			
Color			
Olor			
Consistencia			
Uratos			
ASPECTO MICROSCOPICO			
Método diagnostico			
Grupo	Parasito	Forma Observada	Carga parasitaria
ASPECTO MICROSCOPICO			
Método diagnostico			
Grupo	Parasito	Forma Observada	Carga parasitaria

Anexo 9. Variables a evaluar en análisis epidemiológico.

No.	Variables	Categorías/Clasificación
1	Edad del ave	Adulto/Juvenil
2	Tipo de recinto	Voladero/Jaula (Individual/colectiva)
3	Tiempo en el aviario	Menos de seis meses/Mas de seis meses
4	Origen del ave	Rescatada/Donación/Nacida en cautiverio
5	Tipo de suelo del recinto	Tierra natural/Rejilla/Cemento
6	Frecuencia de limpieza	Frecuente/Infrecuente
7	Acercamiento de aves silvestres a los recintos	Si/No
8	Numero de aves por recinto	Cinco aves o menos/Más de cinco aves
9	Presencia de Vectores	Si/No
10	Agua tratada	Si/No

Anexo 10. Ficha Epidemiológica



FICHA EPIDEMIOLOGICA



Instrucciones: Para cada ave muestreada, por favor complete la siguiente información en forma precisa.

Especie: _____ No. Anillo: _____

No. Aviario: _____ Código de la muestra: _____

1. ¿Cuál es la edad aproximada del ave?

- ☐ Adulto
- ☐ Juvenil

2. Tipo de recinto donde se alberga el ave:

- ☐ Recinto tipo voladero
- ☐ Jaula individual / colectiva

3. ¿Cuánto tiempo lleva el ave en el aviario?

- ☐ Menos de seis meses
- ☐ Mas de seis meses

4. ¿Cuál es el origen del ave?

- ☐ Rescatada/Donación
- ☐ Nacida en cautiverio

5. Tipo de suelo o base del recinto:

- ☐ Tierra natural
- ☐ Rejilla metálica
- ☐ Otro _____

6. Frecuencia de limpieza del recinto:

- ☐ Frecuente ($\geq$ una vez al día)
- ☐ Infrecuente ($<$ una vez al día)
- ☐ Otro _____

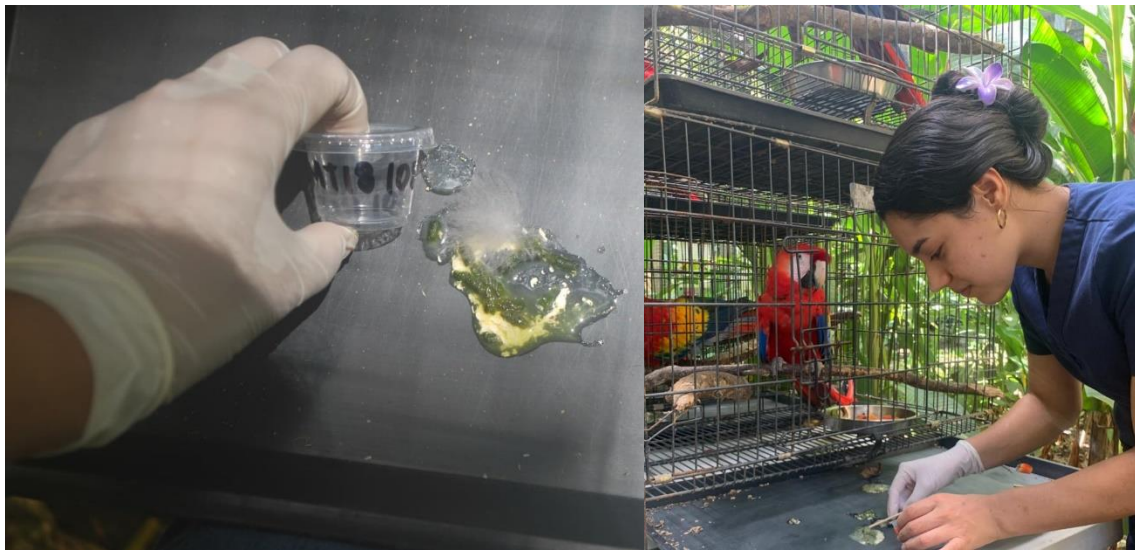
7. ¿El ave tiene acercamiento directo o indirecto con aves silvestres?

- ☐ Si
- ☐ No

8. Número de aves alojadas en la misma jaula o compartimiento (si aplica):
- ☐ Cinco aves o menos
- ☐ Más de cinco aves
9. Presencia de vectores (como moscas, cucarachas, roedores) en el área donde se encuentra el ave:
- ☐ Si
- ☐ No
10. ¿El agua que consume el ave es tratada (filtrada, hervida o clorada)?
- ☐ Si
- ☐ No
11. Observaciones adicionales sobre manejo o condiciones del alojamiento:
-
-

Anexo 11. Pesos corporales promedio de especies de psitácidos, (Jr 2007).

Especie	Nombre común	Peso promedio
<i>Amazona albifrons</i>	Loro frente blanco	215 gr
<i>Amazona guatemalae</i>	Loro verde	650 gr
<i>Amazona auropalliata</i>	Loro nuca amarilla	530 gr
<i>Amazona oratrix</i>	Loro cabeza amarilla	510 gr
<i>Amazona autumnalis</i>	Loro frente rojo	400 gr
<i>Pionus senilis</i>	Loro Corona blanca	220 gr
<i>Eupsittula canicularis</i>	Perico Frente naranja	75 gr
<i>Eupsittula nana</i>	Perico pecho sucio	80 gr
<i>Psittacara rubritorquis</i>	Perico gorgirojo	130 gr
<i>Ara macao</i>	Guacamaya roja	1000 gr
<i>Ara ambiguus</i>	Guacamaya Verde	1200 gr
<i>Ara ararauna</i>	Guacamaya azul dorada	1100 gr



Anexo 12. Recolección de muestras fecales en *Ara macao*.



Anexo 13. Recolección de muestras fecales en *Amazona guatemalae*.



Anexo 14. Procesamiento de muestra mediante método de flotación y método directo.



Anexo 15. Identificación de parásitos gastrointestinales en microscopio óptico.



Anexo 16. Huevos de *Capillaria* spp., en *Ara ambiguus* (40x).



Anexo 18. Huevos de *Heterakis* spp. en *Ara Macao*.



Anexo 17. Huevos de *Ascaridia* spp. en *Ara ambiguus* (40x).

Anexo 19. Distribución porcentual de aves según resultado y factor de riesgo

FACTOR DE RIESGO	VARIABLES	RESULTADOS		Total	%Positivos	%Negativos
		Positivos	Negativos			
Edad	Adulto	59	60	119	50%	50%
	Juvenil	9	7	16	56%	44%
Tipo De Recinto	Recinto	58	55	113	51%	49%
	Jaulas	10	12	22	45%	55%
Tiempo En El Aviario	Mas de seis meses	66	62	128	52%	48%
	Menos de seis meses	2	5	7	29%	71%
Origen Del Ave	Decomiso/Donación	59	57	116	51%	49%
	Nacida en cautiverio	9	10	19	47%	53%
Tipo De Suelo De Recinto	Tierra natural	57	54	111	51%	49%
	Rejilla	11	13	24	46%	54%
Frecuencia De Limpieza	Infrecuente	52	54	106	49%	51%
	Frecuente	16	13	29	55%	45%
Contacto De Aves Silvestres	Si	48	34	82	59%	41%
	No	20	33	53	38%	62%
Numero De Aves En Aviario	10 aves o mas	36	34	70	51%	49%
	10 aves o menos	32	33	65	49%	51%
Frecuencia De Vectores	Si	54	54	108	50%	50%
	No	14	13	27	52%	48%
Agua Tratada	No	49	50	99	49%	51%
	Si	19	17	36	53%	47%



Anexo 20. Alimentación de aves cautivas.



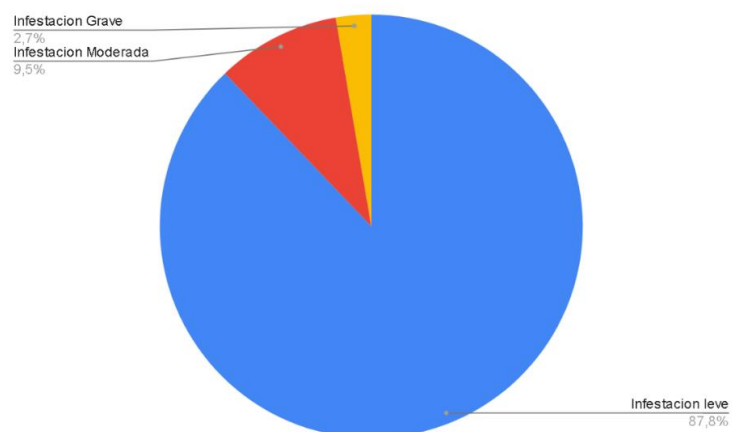
Anexo 21. Recintos donde se alojan las aves y el tipo de suelo que los compone.



Anexo 22. Avistamiento de aves silvestres en comederos aledaños.



Anexo 23. Evaluación clínica de aves psitácidas.



Anexo 24. Distribución del grado de infestación parasitaria en psitácidos analizados.



Anexo 25. Depósitos de agua de bebida en los recintos.