



**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**

**IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES  
EN MAMÍFEROS SILVESTRES DEL ZOOLOGICO YURAK  
ALLPA – CUENCA**

**AUTORA**

**NAYELI DEL CISNE AYORA ZUMBA**

**TUTORA**

**DRA. ANA LUCIA PIÑA PAUCAR, MSc**

**GUAYAQUIL, ECUADOR**

**2026**



## UNIVERSIDAD AGRARIA DEL ECUADOR

### FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

#### CARRERA MEDICINA VETERINARIA

#### APROBACIÓN DEL TUTOR

El suscrito, docente de la Universidad Agraria del Ecuador, en mi calidad de Tutor, certifico que el presente trabajo de titulación: **IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN MAMÍFEROS SILVESTRES DEL ZOOLOGICO YURAK ALLPA – CUENCA**, realizado por la estudiante **AYORA ZUMBA NAYELI DEL CISNE** con cédula de identidad **N°0928031871** de la carrera de **MEDICINA VETERINARIA**, Unidad Académica Guayaquil, ha sido orientado y revisado durante su ejecución; y cumple con los requisitos técnicos y legales exigidos por la Universidad Agraria del Ecuador; por lo tanto, se aprueba la presentación del mismo.

El estudiante presenta certificado de haber culminado exitosamente su trabajo de campo en el **ZOOLOGICO YURAK ALLPA**.

Atentamente,

---

Dra. Ana Lucia Piña Paucar, MSc

Guayaquil, 13 de febrero del 2026



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

**APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE SUSTENTACIÓN**

Los abajo firmantes, docentes designados por el H. Consejo Directivo como miembros del Tribunal de Sustentación, aprobamos la defensa del trabajo de titulación: **“IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN MAMÍFEROS SILVESTRES DEL ZOOLOGICO YURAK ALLPA – CUENCA”**, realizado por la estudiante **AYORA ZUMBA NAYELI DEL CISNE**, el mismo que cumple con los requisitos exigidos por la Universidad Agraria del Ecuador.

Atentamente,

\_\_\_\_\_  
Mvz. Edgar Parrales Zambrano, MSc  
**PRESIDENTE**

\_\_\_\_\_  
Mvz. Carlos Amador Sacoto, PhD  
**EXAMINADOR PRINCIPAL**

\_\_\_\_\_  
Mvz. David Bajaan Guanoluisa., MSc  
**EXAMINADOR PRINCIPAL**

\_\_\_\_\_  
Dra. Ana Piña Paucar, MSc  
**EXAMINADOR SUPLENTE**

Guayaquil, 07 de mayo del 2026

## DEDICATORIA

Dedico este trabajo de tesis, en primer lugar, a mi querida madre, la Dra. Blanca, quien fue el pilar fundamental durante todo este proceso. Gracias por confiar siempre en mí, por brindarme su amor incondicional, sus oraciones y sus valiosas enseñanzas, que me permitieron llegar hasta aquí.

Este logro también le pertenece a usted, madre. Muchas gracias por todo. Te amo.

A mi padre, Romel, por su amor y apoyo durante esta etapa estudiantil. Aún en la distancia, siempre valoré sus palabras de aliento.

De manera especial, dedico este trabajo a mis abuelos, Mami Rosa y Papi Cleofer quienes, aunque ya no estén físicamente conmigo, continúan siendo guía y motivación a través de su legado de amor y fe.

A mis mascotas, Luna y Roky y en especial a Luky, quien estuvo a mi lado desde el inicio de esta aventura, brindándome su lealtad y compañía incondicional durante mis noches de estudio.

Este logro lleva el amor y apoyo incondicional de quienes siempre creyeron en mí.

## **AGRADECIMIENTO**

Agradezco a Dios por brindarme la fuerza, la preservación y la fe necesaria para culminar esta etapa académica. A mi familia por su apoyo y motivación constante a lo largo de la carrera.

De manera especial, agradezco a mi tutora de tesis la Dra. Ana Piña, por su orientación académica, paciencia y acompañamiento durante el desarrollo de este trabajo de titulación.

A mis amigos, por su apoyo constante, motivación y por acompañarme en cada desafío durante esta etapa académica.

## AUTORIZACIÓN DE AUTORÍA INTELECTUAL

Yo **AYORA ZUMBA NAYELI DEL CISNE**, en calidad de autora del proyecto realizado, sobre **“IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN MAMÍFEROS SILVESTRES DEL ZOOLOGICO YURAK ALLPA – 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 autora me correspondan, con excepción de la presente autorización, seguirán vigentes a mi favor, de conformidad con lo establecido en los artículos 5, 6, 8; 19 y demás pertinentes de la Ley de Propiedad Intelectual y su Reglamento.

Guayaquil, 13 de febrero del 2026

---

**AYORA ZUMBA NAYELI DEL CISNE**

**C.I. 0928031871**

## RESUMEN

El presente trabajo de investigación abarco como objetivo identificar los parásitos gastrointestinales presentes en mamíferos silvestres del Zoológico Yurak Allpa, localizado en la ciudad de Cuenca, Ecuador. La problemática se basa en la alta tasa de infecciones parasitarias en animales de estado en cautiverio, siendo de un factor que afecta su bienestar y conservación. Dicho estudio se realizó durante noviembre y diciembre del 2025, dirigido a mamíferos silvestres albergados en el zoológico.

Se implementaron técnicas de diagnóstico coproparasitarios para la identificación de géneros para su posterior tabulación. Entre los resultados recopilados se concluye una presencia de 72,5% de parásitos gastrointestinales. Además, entre los géneros más predominantes se destacó el *Strongyloides* spp. con el 18,51%, seguido de *Entamoeba* spp. con un 16,66%. Con respecto a los géneros de parásitos por especie, resalta el *Odocoileus peruvianus* con mayor índice de parásitos con el 29,63%, principalmente los géneros *Strongyloides* spp. y *Ancylostoma* spp. con un 7,40% por cada uno, a diferencia del *Lycalopex culpaeus* con el nivel de parasitismo más bajo del 3,70% (2/40), presentando los géneros *Dipylidium* spp. y *Toxocara* spp. con 1,85% (1/54) para cada uno. Por último, no se encontró una relación significativa matemática entre los manejos sanitarios estudios.

Dichos resultados contribuyen a la importancia de la medicina preventiva en los animales en estado de cautiverio, mediante el fortalecimiento de programas de control sanitario y manejo, con el fin de preservar la biodiversidad.

**Palabras clave:** Bienestar, copoparasitología, diagnóstico, manejo, mamíferos.

## ABSTRACT

This research study aimed to identify gastrointestinal parasites present in wild mammals at the Yurak Allpa Zoo, located in the city of Cuenca, Ecuador. The underlying issue addressed is the high rate of parasitic infections among captive animals, a factor that compromises both their welfare and conservation. The study was conducted during November and December 2025, focusing on the wild mammals housed at the zoo. Coproparasitological diagnostic techniques were implemented to identify parasite genera for subsequent tabulation. The collected results confirm the presence of gastrointestinal parasites in 72.5% of cases. Among the most prevalent genera, *Strongyloides* spp. stood out at 18.51%, followed by *Entamoeba* spp. at 16.66%. Regarding parasite genera by host species, *Odocoileus peruvianus* exhibited the highest parasitism rate at 29.63%, primarily involving *Strongyloides* spp. and *Ancylostoma* spp., each accounting for 7.40%. In contrast, *Lycalopex culpaeus* showed the lowest parasitism level at 3.70% (2/40), presenting *Dipylidium* spp. and *Toxocara* spp., each at 1.85% (1/54). Finally, no statistically significant relationship was found with the sanitary management practices evaluated. These findings underscore the importance of preventive medicine for captive animals, emphasizing the need to strengthen health control and management programs in order to preserve biodiversity.

**Keywords:** coproparasitology, diagnosis, management, mammals, welfare

## ÍNDICE GENERAL

<b>1. INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>14</b>
1.1 Antecedentes del Problema .....	14
1.2 Planteamiento y Formulación del Problema .....	16
1.3 Justificación de la Investigación .....	17
1.4 Delimitación de la Investigación .....	18
1.5 Formulación del Problema .....	18
1.6 Objetivo General .....	18
1.7 Objetivos Específicos .....	18
1.8 Hipótesis .....	18
<b>2. MARCO TEÓRICO .....</b>	<b>19</b>
2.1 Estado de Arte .....	19
2.2 Bases Científicas y Teóricas de la Temática .....	20
2.2.1 Mamíferos Silvestres .....	20
2.2.2 Parásitos gastrointestinales en mamíferos silvestres .....	25
2.2.3 Método Coproparasitológico .....	32
2.3 Marco Legal .....	33
<b>3. MATERIALES Y MÉTODOS .....</b>	<b>37</b>
3.1 Enfoque de la Investigación .....	37
3.1.1 Tipo de la Investigación .....	37
3.1.2 Diseño de Investigación .....	37
3.2 Metodología .....	37
3.2.1 Variables .....	37
3.2.2 Matriz de operacionalización de variables .....	38
3.3 Recolección de Datos .....	39
3.3.1 Recursos .....	39
Materiales de campo:.....	39
3.3.2 Métodos y técnicas .....	40
3.3.3 Población y Muestra .....	42
3.3.4 Análisis Estadístico .....	42
<b>4. RESULTADOS .....</b>	<b>44</b>

4.1 Clasificación de los géneros de parásitos gastrointestinales presentes en los mamíferos silvestres. ....	44
4.2 Determinación del porcentaje de género de parásitos gastrointestinales por especie de animal.....	45
4.3 Evaluación del manejo que se realiza en el zoológico Yurak Allpa. ....	48
<b>5. DISCUSIÓN .....</b>	<b>52</b>
<b>6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES .....</b>	<b>55</b>
6.1 CONCLUSIONES .....	55
6.2 RECOMENDACIONES .....	55
<b>BIBLIOGRAFÍA.....</b>	<b>57</b>
<b>ANEXOS .....</b>	<b>67</b>
<b>APÉNDICES.....</b>	<b>79</b>

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1.</b> <i>Operacionalización de las variables independientes</i> .....	39
<b>Tabla 2.</b> <i>Operacionalización de las variables dependientes</i> .....	40
<b>Tabla 3.</b> <i>Presencia de parásitos gastrointestinales</i> .....	44
<b>Tabla 4.</b> <i>Géneros de parásitos identificados en diferentes especies de mamíferos en el zoológico Yurak-Allpa- Cuenca</i> .....	45
<b>Tabla 5.</b> <i>Frecuencia de géneros de parásitos gastrointestinales presentes en mamíferos silvestres, tomadas de zoológico Yurak Allpa, Cuenca</i> .....	46
<b>Tabla 6.</b> <i>Frecuencia de géneros de parásitos gastrointestinales por especie de animal</i> .....	47
<b>Tabla 7.</b> <i>Relación entre el manejo sanitario y la presencia/ ausencia de parásitos gastrointestinales</i> .....	48
<b>Tabla 8.</b> <i>Relación entre el tipo de alimentación y la presencia/ ausencia de parásitos gastrointestinales</i> .....	49
<b>Tabla 9.</b> <i>Relación entre el tipo de sustrato y la presencia/ ausencia de parásitos gastrointestinales</i> .....	50
<b>Tabla 10.</b> <i>Relación entre recinto compartido con otras especies y la presencia/ ausencia de parásitos gastrointestinales</i> .....	50
<b>Tabla 11.</b> <i>Relación entre cantidad de animales por recinto y la presencia/ ausencia de parásitos gastrointestinales</i> .....	51
<b>Tabla 12.</b> <i>Inventario de mamíferos silvestres evaluados en el estudio</i> .....	68
<b>Tabla 13.</b> <i>Presencia de parásitos gastrointestinales en los diferentes mamíferos..</i>	68

## ÍNDICE DE ANEXOS

<b>Ilustración N°1:</b> Nivel de presencia de parásitos gastrointestinales .....	69
<b>Ilustración N°2:</b> Distribución porcentual de los filos identificados .....	69
<b>Ilustración N°3:</b> Porcentaje de cada uno de los géneros de parásitos .....	70
<b>Ilustración N°4:</b> Médico Veterinario encargado del Zoológico .....	70
<b>Ilustración N°5:</b> Búsqueda de muestras fecales dentro del hábitat .....	71
<b>Ilustración N°6:</b> Recolección de muestra de <i>Lagothrix lagothricha</i> .....	71
<b>Ilustración N°7:</b> Recolección de muestra de <i>Dicotyles tajacu</i> .....	72
<b>Ilustración N°8:</b> Muestras fecales manteniendo cadena de conservación .....	72
<b>Ilustración N°9:</b> Estudiante utilizando el mortero para procesar las muestras ....	73
<b>Ilustración N°10:</b> Procedimiento de la técnica coprológica de Willis .....	73
<b>Ilustración N°11:</b> Colocación de muestras en la centrifuga .....	74
<b>Ilustración N°12:</b> Recopilación de muestras ya centrifugadas .....	74
<b>Ilustración N°13:</b> Colocación de las muestras procesadas en placas para su observación .....	75
<b>Ilustración N°14:</b> Muestras rotuladas para su debida identificación .....	75
<b>Ilustración N°15:</b> Estudiante analizando muestras en el microscopio .....	76
<b>Ilustración N°16:</b> Huevos de <i>Trichuris</i> spp .....	76
<b>Ilustración N°17:</b> Huevos de <i>Strongyloide</i> spp .....	77
<b>Ilustración N°18:</b> Huevos de <i>Ancylostoma</i> spp. ....	77
<b>Ilustración N°19:</b> Huevos de <i>Entamoeba</i> spp.....	78
<b>Ilustración N°20:</b> Larva rabsditiforme <i>Strongyloides</i> spp .....	78
<b>Ilustración N°21:</b> Huevo de <i>Ascaridia</i> spp. ....	79

**ÍNDICE DE APÉNDICES**

**Apéndice N°1:** Porcentaje de géneros parasitarios por mamífero ..... 80

## 1 INTRODUCCIÓN

### 1.1 Antecedentes del Problema

La conservación de la biodiversidad es de gran importancia para toda la humanidad, debido a que la Tierra alberga una impresionante diversidad de organismos vivos, que son esenciales para un buen equilibrio ecológico y favorece una mejor calidad de vida. Ecuador, como uno de los 17 países megadiversos, destaca por su impresionante riqueza en flora y fauna, con varias especies endémicas exclusivas de su territorio. Sin embargo, enfrenta serias amenazas que alteran el equilibrio natural entre las especies (Angamarca Monar, 2018).

El país ha implementado estrategias de conservación in situ y ex situ para proteger su riqueza natural. La conservación in situ, es una estrategia que cumple las áreas protegidas de esta manera contribuye a una estabilidad ecológica de una nación. Por otra parte, la conservación ex situ resulta ser clave en situaciones de emergencia para salvar especies en peligro crítico, ya sea por la pérdida de sus hábitats o por disminución de sus poblaciones (Angamarca Monar, 2018).

El Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica de Ecuador (MAATE, s/f) señala que el Ecuador es uno de los países con mayor diversidad de especies de fauna silvestre en el mundo. No obstante, gran parte de esta fauna se encuentra en riesgo de extinción debido a múltiples factores. Entre las principales causas se encuentra la alteración y pérdida de hábitats, la explotación excesiva de ciertas especies, el tráfico ilegal de animales y la presencia de especies introducidas que altera los ecosistemas nativos.

El tráfico ilegal de fauna es una de las mayores amenazas no solo para las especies silvestres afectadas, sino también para la biodiversidad y la salud humana. Los animales que son capturados y transportados de forma clandestina suelen estar expuestos a condiciones extremas de hacinamiento y falta de higiene. De tal manera, que estas situaciones generan estrés, la cercanía entre distintos animales y el contacto con las personas aumenta el riesgo de propagación de enfermedades zoonóticas (Wildlife Conservation Society [WCS Ecuador], 2020).

Cuando una especie es rescatada tras haber sido víctima del tráfico ilegal o mantenida en condiciones inadecuadas, su traslado es gestionado por el Ministerio del Ambiente en conjunto con la Policía. De manera que, cuando un animal llega al centro de atención, se le realiza una valoración de su estado físico y comportamental, permaneciendo en confinamiento temporal hasta lograr su recuperación. Aquellos individuos que logren tener una recuperación exitosa serán liberados en su entorno natural; en caso contrario, son trasladados a zoológicos donde pueden permanecer bajo cuidado permanente (Crespo-Gascón et al., 2022).

En zoológicos, en ciertos casos mantener especies salvajes aumenta las infecciones parasitarias, y causar síntomas como apatía, diarrea, cólicos, malestar y pérdida de peso, poniendo en riesgo la salud de especies que se encuentran en peligro crítico y reducir sus poblaciones (Cai et al., 2024).

Así mismo, existen investigaciones que respaldan esta problemática, donde señala la presencia parasitaria en animales silvestres debido a factores como la alteración del entorno natural y las condiciones de los recintos en que habitan. Un estudio realizado por Beltrán León et al. (2022) en el zoológico “Zoofaria” de México, con una muestra de 39 mamíferos carnívoros silvestres, reveló una prevalencia del 46,15% de parásitos gastrointestinales. Aunque la mayoría de los animales resultaron negativos, algunos presentaron solo un género de parásito. Los géneros más comunes fueron *Toxascaris* sp. (56%), *Eimeria* sp. (33%) y *Toxocara* sp. (11%), destacando que *Toxascaris* y *Toxocara* son parásitos con potencial zoonótico.

En Brasil, Moreira et al. (2023) reportaron una prevalencia de parásitos del 77,8% en el Parque zoológico de Goiânia (GZP) y 66,7% en el Instituto Onça Pintada (IOP). Entre los parásitos encontrados están *Ancylostomatidae*, *Toxocara* spp., *Toxascaris leonina*, *Strongyloides* spp., *Calodium hepaticum*, *Trematoda* y *Cystoisospora* spp.. Aunque las condiciones ambientales no parecieron influir significativamente en la prevalencia, los autores sugieren mejorar el manejo de los animales, mediante el control de especies sinantropicas y domésticas que ingresan a los recintos, así como la mejora en la alimentación y diagnóstico más frecuentes.

En Colombia, un estudio realizado por Sierra et al (2020) en el Centro de Fauna de San Emigdio observó que los mamíferos no primates tenían una mayor carga parasitaria en comparación con otros grupos. Se identificaron parásitos como *Ancylostoma* sp., *Fasciola* sp., y nuevos géneros como *Enterobius vermicularis* y *Entamoeba* sp., lo que hace evidente la necesidad de aplicar medidas de control en los centros de atención, particularmente en primates, que representan un riesgo zoonótico debido a su genética similar a la humana.

## **1.2 Planteamiento y Formulación del Problema**

La problemática identificada se centra en la alta prevalencia de parásitos gastrointestinales en animales silvestres en cautiverio, condición que puede incluso llevarlos a la muerte. El manejo de fauna silvestre en cautiverio se desarrolla en distintos espacios como zoológicos y centros de rehabilitación, donde se atienden animales afectados por el tráfico ilegal o accidentes fortuitos (Brieva y Gutiérrez, 2022).

Entre los factores que afectan el manejo de animales en cautiverio se encuentra el estrés permanente, la interacción frecuente con otros animales y con el personal, así mismo las condiciones de los recintos, especialmente el tipo de suelo influye directamente en la supervivencia y proliferación de parásitos. Además, elementos del entorno como la temperatura, humedad y calidad del agua, junto con las condiciones propias del hospedador, como su dieta y sus rutinas de actividades, pueden ayudar a la propagación parasitaria (Beltrán-León et al., 2022).

De este modo, Salmorán-Gómez et al. (2019) señala que, aunque existen diversas Unidades de Manejo para la Conservación de la Vida Silvestre, la falta de aplicación de protocolos zoonosanitarios adecuados puede conllevar a la pérdida de ejemplares y al aumento en el riesgo de aparición de enfermedades zoonóticas.

La realización de exámenes coprológicos en animales silvestre es fundamental, ya que contribuye a la medicina preventiva y el bienestar de estas especies.

### 1.3 Justificación de la Investigación

La medicina preventiva en fauna silvestre ex situ es clave para su conservación, especialmente en entornos controlados como zoológicos. Entre las principales medidas destacan la cuarentena de nuevos individuos, implementación de calendarios de vacunación, desparasitación, exámenes médicos rutinarios y enriquecimiento ambiental. Estas prácticas no solo mejoran la calidad de vida de los animales, sino que también previenen problemas de salud relacionados con el cautiverio. Además, los programas de salud con diagnóstico específicos fortalecen la biodiversidad y reducen el riesgo de brotes epidémicos que podrían afectar a toda la población.

La detección temprana de enfermedades y la identificación de parásitos mediante técnicas de laboratorio como exámenes coprológicos son esenciales para desarrollar programas de control sanitario adaptados a la epidemiología de cada especie. Este enfoque permite analizar las dinámicas de infestación y determinar la susceptibilidad de los animales a ciertos parásitos, reduciendo así la morbilidad y mortalidad en poblaciones cautivas. También facilita la aplicación de tratamientos específicos y reduce el impacto de las enfermedades tanto a nivel individual como grupal.

Los resultados obtenidos mediante estos programas tienen un impacto significativo en la salud pública como para la prevención de enfermedades zoonóticas. La identificación de riesgos parasitarios permite a los responsables de los zoológicos implementar medidas preventivas frente a posibles infecciones que podrían afectar a trabajadores y visitantes. De este modo, se impulsa no solo la conservación de especies en cautiverio, sino también la seguridad sanitaria en espacios donde humanos y fauna silvestre interactúan, fortaleciendo la relación entre la conservación de la biodiversidad y la salud pública.

### 1.4 Delimitación de la Investigación

- **Espacio:** El estudio se llevó a cabo en el Zoológico Yurak Allpa, ubicado en la cabecera cantonal de Cuenca, en la parroquia Tarqui.
- **Tiempo:** La toma de muestras y el desarrollo del trabajo se realizaron durante noviembre y diciembre del 2025.

- **Población:** El trabajo estuvo dirigido a diferentes especies de mamíferos silvestres albergados en el zoológico.

### **1.5 Formulación del Problema**

¿Qué parásitos gastrointestinales se identifican en los mamíferos silvestres del zoológico Yurak Allpa?

### **1.6 Objetivo General**

Identificar los parásitos gastrointestinales presentes en mamíferos silvestres del zoológico Yurak Allpa.

### **1.7 Objetivos Específicos**

- Clasificar los géneros de parásitos gastrointestinales presentes en los mamíferos silvestres.
- Determinar el porcentaje de género de parásitos gastrointestinales por especie de animal.
- Evaluar el manejo que se realiza en el Zoológico Yurak Allpa.

### **1.8 Hipótesis**

Los mamíferos silvestres del Zoológico Yurak Allpa presentan un alto índice de parásitos gastrointestinales.

## 2 MARCO TEÓRICO

### 2.1 Estado de Arte

Según el estudio de (Okonta et al., 2021), llevado a cabo en un jardín zoológico de la ciudad de Benín, se analizaron 26 mamíferos pertenecientes a 13 especies diferentes mediante la recolección de muestras fecales y el uso de técnicas, como el examen microscópico directo y métodos de concentración. Los resultados mostraron que el 53,84% de los individuos evaluados presentaba infecciones, identificándose cuatro tipos de huevos y quistes: *Strongyle* spp. (30,8%), *Ancylostoma duodenale* (19,2%), *Trichuris trichiura* (15,4%) y huevos de nematodos (3,8%). Asimismo, se detectó la presencia de protozoo *Entamoeba* spp. en los monos grises.

Hewavithana et al. (2022), llevaron a cabo un estudio sobre parásitos gastrointestinales de seis especies de mamíferos del Parque Nacional Wasgomuwa, incluyendo el elefante asiático (*Elephas maximus*), el oso perezoso (*Melursus ursinus*), la civeta (*Paradoxurus* sp.), el leopardo (*Panthera pardus*), el langur gris (*Semnopithecus priam*) y el búfalo (*Bubalus* sp.). Analizaron un total de 56 muestras fecales mediante técnicas coprológicas como frotis fecales, flotación en solución salina saturada y el método formol-éter para cuantificar la carga parasitaria. Los resultados mostraron que el 86% (48/56) de las muestras fueron positivas para algún parásito gastrointestinal, identificándose ocho tipos diferentes, que incluían protozoos, platelmintos, nematodos y larva rabaditiformes. La prevalencia fue del 100% en civetas, búfalos y leopardos, mientras que en el langur gris presentó la menor prevalencia (40%).

En Tailandia, Sangpeng et al. (2023) realizó un estudio en 147 mamíferos cautivos, las muestras fecales fueron recolectadas en el Zoológico de Khon Kaen y fueron procesados utilizando dos métodos coprológicos: Técnica de concentración de formalina-acetato de etilo (FECT) y Técnica de cultivo en placa de agar (APCT). Se detectó una prevalencia general de parásitos gastrointestinales del 62,6%. Entre los parásitos zoonóticos identificados destaca *Giardia* spp., el complejo *Entamoeba histolytica*, *Ancylostoma* spp., *Strongyloides* spp., Ascarididae y *Trichuris* spp.

En base al estudio realizado por Ferdous et al. (2023) en un Parque Safari y un Zoológico en Bangladesh, se emplearon pruebas como el frotis directo, la sedimentación y la flotación, junto con las técnicas de MCMaster. Los resultados revelaron una prevalencia del 65.3% de infecciones en los animales silvestres de ambos parques zoológicos. Además, se logró identificar un total de 17 géneros de helmintos y protozoos, siendo las infecciones por nematodos las más frecuente en ambas instituciones. Los herbívoros resultaron ser el grupo más afectado, destacándose la presencia de *Strongylus* spp. (38,3%), seguido de *Strongyloides* spp. (23,4%), *Fasciola* spp. (17%) y *Ancylostoma* spp. (12,8%).

Ali et al. (2024) evaluó la prevalencia de parásitos gastrointestinales en 10 especies de mamíferos salvajes cautivos del zoológico de Lahore, Pakistán. Se recolectaron 100 muestras fecales y se realizaron mediante métodos cualitativos. La cebra presentó la mayor prevalencia (44,5%), seguida de jirafas, rinocerontes y jabalíes (27,8%). Se identificaron parásitos como *Eimeria* spp. (3,9%), *Strongyloides* spp. (3,4%), *Trichuris* spp. (2,8%), entre otros. La prevalencia general fue del (23,9%), siendo mayor en verano (31,2%) que en invierno (17,79%).

## 2.2 Bases Científicas y teóricas de la Temática

### 2.2.1 Mamíferos Silvestres

#### 2.2.1.1 Tapir Amazónico (*Tapirus terrestris*).

##### Taxonomía

**Reino:** Animalia

**Filo:** Chordata

**Clase:** Mammalia

**Orden:** Perissodactyla

**Familia:** Tapiridae

**Género:** Tapirus

**Especie:** *Tapirus terrestris* (Linnaeus, 1758)

##### Generalidades

Es un mamífero de gran tamaño, cubierto por un pelaje corto que varía entre tonos marrón oscuro y negro, puede alcanzar los 300 kilogramos de peso y cerca

de 1,10 metros de altura. Sus extremidades son cortas pero robustas y cada pata cuenta con tres dedos diseñados para desplazarse con facilidad por suelos pantanosos y la densa vegetación de la selva tropical (Wildlife Conservation Society [WCS Colombia], s/f).

Su alimentación se basa en hojas, frutos y brotes característicos de los ecosistemas tropicales amazónicos. Su rol como dispersor de semillas lo convierte en un componente esencial para la regeneración del ecosistema, por lo que se le ha atribuido el nombre de “jardinero del bosque”. Actualmente se encuentra clasificada como vulnerable por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) en su Libro Rojo de Mamíferos (MAATE , 2017).

### 2.2.1.2 Pecarí de Collar (*Dicotyles tajacu*).

#### Taxonomía

**Reino:** Animalia

**Filo:** Chordata

**Clase:** Mammalia

**Orden:** Artiodactyla

**Familia:** Tayassuidae

**Género:** *Dicotyles*

**Especie:** *Dicotyles tajacu* (Linnaeus, 1758)

#### Generalidades

Esta especie se caracteriza por su naturaleza sociable, moviéndose en grupos numerosos y mostrando actividad el día y el atardecer. Su alimentación es variada, que incluye desde frutos, hojas, raíces, hongos hasta pequeños animales e insectos. Un rasgo distintivo que facilita su identificación es un collar blanco muy visible. Aunque suelen ser animales inquietos y nerviosos, reaccionan huyendo rápidamente ante cualquier amenaza o molestia (Pisso-Florez et al., 2025).

Su vista es limitada, pero compensan esta debilidad con un oído muy sensible y un olfato particularmente desarrollado. Sus extremidades cortas pero fuertes les permite moverse con destreza, ya sea corriendo, saltando o incluso

nadando cuando es necesario. Su cuerpo, con una apariencia similar a la de un cerdo, está cubierto por un pelaje áspero y denso que dificulta evaluar su estado corporal, sobre todo cuando eriza sus cerdas. Actualmente, estas poblaciones enfrentan serias amenazas debido a la pérdida de su hábitat natural y a la presión de la caza (Sutherland-Smith, 2015).

### **2.2.1.3 Coatí Sudamericano (*Nasua nasua*).**

#### **Taxonomía**

**Reino:** Animalia

**Filo:** Chordata

**Clase:** Mammalia

**Orden:** Carnivora

**Familia:** Procyonidae

**Género:** *Nasua*

**Especie:** *Nasua nasua* (Linnaeus, 1766)

#### **Generalidades**

Se caracteriza por tener una cabeza delgada y un hocico alargado, ligeramente elevado hacia la punta, sin presentar zonas blancas como otras especies. Su cuerpo está cubierto por un pelaje que varía entre tonos marrones oscuros y rojizos brillantes. La cola, larga y con franjas visibles, suelen llevarla erguida (Segarra Panchana, 2024).

Es un mamífero de tamaño mediano que suele moverse durante el día y desempeña un papel importante en la naturaleza, ya que ayuda a esparcir semillas mientras se alimenta. Su dieta se basa en frutas, raíces, insectos grandes y hasta pequeños mamíferos. En la zona costera del Ecuador, esta especie ha sido catalogada como vulnerable, debido a que las actividades humanas han alterado su comportamiento natural y reduciendo las condiciones adecuadas para su desarrollo (Carvajal-Quimiz, 2024; Phillips, 2021). También se caracterizan por presentar una estructura social en la que los machos adultos viven de forma solitaria, mientras que las hembras y sus crías forman grupos (Beisiegel, 2001).

#### 2.2.1.4 Venado de Cola Blanca (*Odocoileus virginianus*).

##### **Taxonomía**

**Reino:** Animalia

**Filo:** Chordata

**Orden:** Mammalia

**Familia:** Artiodactyla

**Género:** *Cervidae*

**Especie:** *Odocoileus virginianus* (Zimmermann, 1780)

##### **Generalidades**

El venado de cola blanca es un mamífero ampliamente distribuido en América, habita en diferentes ecosistemas, desde bosques templados hasta áreas montañosas. En Ecuador, esta especie se encuentra presente tanto en la región andina como en el litoral, lo cual refleja su notable adaptabilidad. Desafortunadamente, esta especie se ve afectada por cacería (subsistencia, furtiva y legal) y por la fragmentación de su hábitat (Chavez García et al., 2024; Serna-Lagunes et al., 2013).

Su aspecto se caracteriza por un cuello largo y robusto, patas y hocico alargados, así como ojos grandes y de color negro. El pelaje es castaño grisáceo con franjas blancas en el vientre y la cola, mientras que sus orejas largas y erguidas (Chavez García et al., 2024). Además, los machos se identifican por su cornamenta y color más oscuro. Son de actividad tanto diurna como nocturna, y se alimentan como herbívoros generalistas con una clara preferencia por el ramoneo. Viven en pequeños grupos de estructura matriarcal, mientras que los machos tienden a ser solitarios. Finalmente, su presencia se reconoce mediante huellas, excremento y las marcas que dejan en los árboles (García-Flores et al., 2020).

#### 2.2.1.5 Mono lanudo de Pöppig (*Lagothrix lagothricha poeppigii*).

##### **Taxonomía**

**Reino:** Animalia

**Filo:** Chordata

**Orden:** Primates

**Familia:** Atelidae

**Género:** *Lagothrix*

**Especie:** *L. poeppigii* (Schinz, 1844)

### **Generalidades**

Es un primate de gran tamaño que se caracteriza por su cuerpo robusto y pelaje espeso que varía entre marrón oscuro, tonos anaranjados o grisáceos. Su cabeza es redondeada, el rostro negro y las orejas poco visibles, mientras que su larga cola prensil funciona como un quinto miembro para desplazarse entre los árboles. Además, a medida que envejece, algunos pelos se alargan notablemente en el pecho y las extremidades. Presenta un claro dimorfismo sexual, ya que los machos son más grandes, fuertes y poseen caninos más desarrollados. Su dieta es principalmente frugívora, con una fuerte preferencia por higos y guayabas, aunque completamente con hojas y flores (Álvarez-Solas et al., 2018).

Estos monos viven en grupos de entre 15 y 50 individuos y habitan las regiones amazónicas de Ecuador, Perú y Brasil. Su presencia resulta esencial para el equilibrio ecológico, ya que cumplen un papel clave en la polinización y dispersión de semillas. Sin embargo, enfrentan una situación crítica debido a la caza intensa para su comercialización como “carne de monte”. Asimismo, es común el tráfico ilegal de crías como mascotas, lo que causa alarmante descendencia poblacional junto con la pérdida de hábitat (Cuestas & Carlos, 2018; Rimachi-Taricuarima et al., 2020).

#### **2.2.1.6 Mono Ardilla Común (*Saimiri macrodon*).**

##### **Taxonomía**

**Reino:** Animalia

**Filo:** Chordata

**Clase:** Mammalia

**Orden:** Primates

**Familia:** Cebidae

**Género:** *Saimiri*

**Especie:** *S. macrodon* (Linnaeus, 1758)

## **Generalidades**

Se lo encuentra recorriendo los bosques tropicales, tanto en zonas secas como en áreas que se inundan por temporadas. Tiene hábitos diurnos, se lo reconoce por su pelaje denso y corto, con un tono amarillo verdoso. Su cabeza es pequeña y redondeada, es común observar un contorno blanco alrededor de los ojos y las orejas, hocico oscuro; aunque su cola larga y delgada, no le sirve para sujetarse (Souza Neto et al., 2018).

Muestra una estructura social en mi vida, donde los machos suelen ocupar un rol dominante y proteger tanto a las hembras como a las crías. Su alimentación se basa en frutas, hojas e insectos, que atrapan con notable destreza. Se reproduce con frecuencia y la cría alcanza independencia alrededor de los seis meses de edad (Colin, 2005).

### **2.2.2 *Parásitos gastrointestinales en mamíferos silvestres***

#### **2.2.2.1 *Nematodos.***

Los nematodos son gusanos alargados y cilíndricos, con ambos extremos afilados y por su simetría bilateral suelen denominarse “gusanos redondos”. A diferencia de otros vermes, no presentan segmentación y su tamaño va desde unos milímetros hasta superar el metro de largo. Su cuerpo está protegido por una cutícula resistente que puede presentar un aspecto anillado, ser lisa o mostrar estrías longitudinales. En su forma parasitaria puede alojarse en el tubo digestivo, hígado, pulmones incluso otros tejidos y órganos anexos. La mayoría de los nematodos tienen sexos separados y presentan dimorfia marcada, las hembras son más grandes que los machos (Vignau et al., 2005).

Según Krabbe et al. (2022), estos parásitos experimentan 4 mudas y atraviesan cinco etapas larvarias (L1, L2, L3, L4, L5). Su ciclo biológico puede ser directo (completándose en un solo hospedador) o indirecto (requiriendo huéspedes intermediarios para alcanzar su madurez).

### **2.2.2.1.1 *Ascaris sp.***

Este parásito es uno de los nematodos de mayor tamaño, se localiza en el sistema digestivo de su huésped. Produce huevos de forma redonda, recubiertos por tres capas (externa, intermedia e interna), que les permite tener una mayor resistencia frente a condiciones ambientales. Su cuerpo es cilíndrico, no segmentado y de coloración pálida, aunque puede ser amarillenta-rosácea. Pueden alcanzar hasta 50 cm, siendo las hembras de mayor tamaño que los machos labios (Ibáñez Sanchis & Blasco Mateu, 2020). Según (Herrera Bonilla, 2023), una característica distintiva en las hembras es que su extremo posterior es recto y en punta, mientras que en los machos presenta una curvatura.

El ciclo biológico de *Acaris suum* indica cuando la hembra libera miles de huevos que son expulsados por las heces. En el ambiente, los huevos se vuelven infectantes (larva L2) en 23-40 días. Al ser ingeridos por el hospedador, las larvas migran desde el intestino al hígado, corazón y pulmones, donde alcanza el estadio L4. Después son deglutidas y regresan al intestino, donde maduran. La hembra ya puede producir huevos a los 2 meses, reiniciando el ciclo (Ibáñez Sanchis & Blasco Mateu, 2020).

### **2.2.2.1.2 *Trichuris spp.***

Los tricocéfalos, son parásitos con una forma peculiar: delgados y alargados, lo que les da apariencia de látigo, aunque esta parte corresponde a su cabeza. Se encuentran principalmente en el ciego, colon y recto, donde se adhieren a la mucosa. Aunque se alimenta de sangre, rara vez causa anemia, pero si pueden provocar diarreas con sangre. Los huevos tienen forma ovalada, similar a un balón de fútbol americano, con opérculos en ambos extremos y más resistente al ambiente (Gelberg, 2017).

Presentan un ciclo de vida directo. Las hembras son capaces de liberar miles de huevos, que se eliminan por las heces. En condiciones ideales (37°C), las larvas infectantes se forman en 12 a 15 días. Tras ser ingeridas, eclosionan en 30 minutos y penetran la mucosa intestinal en 24 horas, luego migran al ciego donde maduran. El parásito comienza a poner huevos a los dos meses tras la infección y puede vivir hasta 16 meses (Marchiondo et al., 2019).

### **2.2.2.1.3 *Strongyloides spp.***

Son nematodos que presenta dos formas adultas: parasitaria y de vida libre. La hembra parásita, de aproximadamente 2 mm de largo, vive en el intestino del hospedero y se reproduce por partenogénesis, es decir, sin intervención de machos. En la fase de vida libre se reproducen sexualmente. Los huevos de forma ovalada pueden contener una larva en su interior y son morfológicamente similares sin importar su origen. Las hembras pueden poner hasta 40 huevos por día (Hernández-Castro, 2014).

Fuera del hospedador, los huevos liberan larvas L1, que pueden desarrollarse como adultos de vida libre o transformarse en larvas infectantes (L3) en pocos días. En su fase parasitaria la larva L3, que no tienen vaina, son capaces de penetrar la piel y migrar por el sistema circulatorio y respiratorio hasta llegar al intestino. Ahí maduran y comienzan a poner huevos en menos de una semana (Mehlhorn, 2016).

### **2.2.2.1.4 *Enterobius sp.***

Este nematodo, de aspecto alargado y cuerpo fino, vive principalmente en el intestino grueso del animal. Uno dato característico de la especie es la forma en que las hembras colocan sus huevos: salen durante la noche y los depositan en la región perianal acompañado de una sustancia pegajosa de tono amarillento, lo que provoca una sensación intensa de picor en esa zona (Nielsen et al., 2014).

Estos huevos se vuelven infectantes en un lapso de 6 horas a 5 días y pueden dispersarse fácilmente en el entorno mediante el contacto con objetos contaminados. La transmisión ocurre por vía fecal-oral, y al ser ingeridos, los huevos llegan al duodeno, liberan larvas y completan su desarrollo en el intestino grueso, finalizando su ciclo de vida en aproximadamente seis semanas (López-Olmos & Gasull, 2011; Rees, 2004).

### **2.2.2.1.5 *Ancylostoma sp.***

Es un parásito común en climas cálidos, con cuerpo gris claro que puede tornarse rojizo tras alimentarse. Son gusanos con curvatura en el extremo anterior

en forma de gancho. La boca es amplia y rodeada por estructuras dentiformes. Los machos se distinguen por su bolsa copuladora bien desarrollada con espículas delgadas, mientras que la vulva de la hembra se encuentra entre el tercio medio y posterior del cuerpo y presenta una prolongación en forma de gancho. Los huevos, ovalados y de paredes finas, miden entre 40 y 65  $\mu\text{m}$  y contienen varias células al ser eliminados en las heces (Saari et al., 2019).

El ciclo de vida de *Ancylostoma* es directo. Sus huevos se eliminan en las heces, eclosionan en el ambiente y, en aproximadamente cinco días, liberan larvas infectantes. La infección ocurre cuando el animal ingiere estas larvas, por contacto con la piel o en cachorros, a través de la leche materna. Una vez dentro del cuerpo, las larvas migran a los pulmones, ascienden por la tráquea y son deglutidas, llegando al intestino donde maduran y se alimentan de sangre. Entre dos y tres semanas después de la infección, el parásito comienza a liberar huevos nuevamente (Saari et al., 2019).

#### **2.2.2.1.6 Toxocara.**

Es un género de parásitos intestinales de gran tamaño que afecta a varios mamíferos, alojados principalmente en el intestino delgado durante su etapa adulta. Estos nematodos presentan características distintivas como tres labios bien definidos, un bulto glandular entre el esófago y el intestino. Sus huevos suelen tener una superficie irregular y áspera. Las especies más comunes son *Toxocara canis*, que se encuentra con frecuencia en perros, y *Toxocara cati*, habitual en gatos (Bowman, 2011).

Ambas especies, *T. canis* y *T. cati*, liberan huevos no embrionados que se eliminan en las heces y maduran en el ambiente hasta convertirse en larvas infectantes. *T. canis*, se transmite principalmente por vía transplacentaria, transmamaria o por ingestión directa de huevos embrionados y de hospedadores paraténicos (roedores). En *T. cati* se adquiere por ingestión de huevos embrionados u hospedadores paraténicos, y en algunos casos, por vía transmamaria (Zajac & Conboy, 2012).

### **2.2.2.2 Trematodos.**

Son parásitos internos que se caracterizan por su cuerpo aplanado dorsoventralmente y forma similar a una hoja. Su superficie no está segmentada y suele presentar pequeñas espinas, cuyo tamaño puede variar desde unos pocos milímetros hasta los 8 centímetros. Estos organismos cuentan con dos ventosas: oral y ventral que les permite dejarse a los tejidos del huésped. Su sistema digestivo incluye una faringe muscular esófago e intestinos, pero carecen de ano (Rodríguez et al., 2024).

Para completar su desarrollo, requieren al menos un hospedador intermediario, generalmente un caracol acuático. El ciclo se inicia cuando los huevos del parásito se eliminan en el agua, donde se desarrolla el embrión y de él emerge un miracidio. Este infecta al caracol, en cuyo interior ocurre la reproducción asexual y se generan larvas móviles llamadas cercarias. Las cercarias abandonan al caracol e infectan un segundo hospedador intermediario como peces, crustáceos o plantas acuáticas y se transforman en metacercarias. Cuando un huésped definitivo, incluidos humanos o animales, ingiere estas formas larvarias al consumir alimentos contaminados, las metacercarias se activan en el sistema digestivo, migran a órganos como el intestino o los pulmones y allí maduran hasta convertirse en trematodos adultos (Ortega, 2013).

### **2.2.2.3 Cestodos.**

Los cestodos son parásitos con forma de cinta, de cuerpo largo, plano y segmentado. Su color es generalmente blanco y su estructura incluye tres partes principales: el escólex, el cuello, y el estróbilo. El escólex actúa como órgano de fijación al huésped, utilizando estructuras como ventosas o ganchos. Justo detrás se encuentra el cuello, donde se forman nuevas unidades llamadas proglótides. Estos segmentos contienen órganos reproductivos masculinos y femeninos, siendo los más maduros los que se encuentran en la parte posterior del cuerpo. En su mayoría, los cestodos son hermafroditas, aunque existen excepciones (Wanger et al., 2017).

Son parásitos que requieren dos hospedadores para completar su ciclo de vida. Como adultos, habitan en el intestino de un hospedador definitivo, usualmente un

mamífero carnívoro, donde liberan proglótides llenas de huevos a través de las heces. Estos huevos pueden ser embrionados (listos para infectar) o no embrionados (requieren maduración en el ambiente). Cuando un hospedador intermediario (insecto o mamífero herbívoro) ingiere los huevos embrionados, estos se desarrollan en larvas dentro de sus tejidos. Al ser consumido este hospedador por el definitivo, la larva se transforma en tenia adulta en el intestino, cerrando a su el ciclo (King & Fairley, 2015).

#### **2.2.2.3.1 *Dipylidium caninum***

Se reconoce como el cestodo más frecuente en el tracto intestinal. Este parasito, libera sus segmentos maduros, en forma de semillas de pepino o granos de arroz, tiene como huéspedes definitivos a carnívoros domésticos y salvajes. Clínicamente suele ser asintomático en animales adultos, mientras que en cachorros puede generar diarreas, enteritis, deficiencias en el crecimiento y en casos más graves obstrucción. Además, un signo característico es el prurito anal, lo cual provoca que el animal se arrastre por el suelo para rascarse (Raza et al., 2018)

Su ciclo biológico es indirecto, depende de un artrópodo intermediario (pulgas). El animal se infecta por ingerir accidentalmente pulga que en su interior tiene la forma larvaria infecciosa (cisticercoide). Dentro del hospedador definitivo en el intestino esta larva se adhiere y en 3 semanas se convierte en tenia adulta, donde comenzara a liberar segmentos llenos de huevos, reiniciando el ciclo (Raza et al., 2018)

#### **2.2.2.4 Protozoario.**

Los protozoos parásitos son organismos unicelulares eucariotas que presentan una notable variabilidad en su tamaño, que puede ir desde 1 hasta 500 micrómetros. Dependiendo del mecanismo de movilidad que utilizan, se agrupan en cuatro categorías principales: ciliados, flagelados, amebas y esporozoos, siendo estos últimos lo de mayor complejidad estructural y funcional. De acuerdo con los sistemas que afectan en el hospedador, se distinguen formas digestivas como *Eimeria* y *Cryptosporidium*; formas hemáticas como *Babesia* y *Theileria*; y formas

tisulares, siendo *Toxoplasma* una de los mas relevantes por su impacto en la salud pública (Valcárcel Sancho et al., 2009).

Presenta ciclos de vida complejos que combina reproducción sexual y asexual. Su forma activa, el trofozoíto, se desarrolla dentro del hospedador, pero no sobrevive mucho tiempo fuera de él. Para resistir en el ambiente, generan estructuras de protección llamadas quistes u ooquistes, dentro de las cuales mantienen una fase latente alimentada por reservas internas, permitiéndoles reactivarse y continuar su ciclo cuando las condiciones externas son adecuadas (Valcárcel Sancho et al., 2009).

#### **2.2.2.4.1 *Eimeria* spp.**

Son parásitos del grupo de los coccidios que infectan a una gran diversidad de animales, como aves de corral, conejos, bovinos y roedores. Cada especie de *Eimeria* es específica de su hospedador y no representa un riesgo para los seres humanos, por lo que su manipulación no implica peligro. Estos parásitos miden entre 11 y 84 micrómetros de largo, compartiendo características estructurales y moleculares con otros protozoos como *Toxoplasma gondii* y *Cyclospora cayetanensis*. Tras el proceso de esporulación, que ocurre en un plazo de uno a dos días, los ooquistes contienen cuatro esporocistos, cada uno con dos esporozoitos infectivos. La transmisión ocurre por vía fecal-oral, y basta una pequeña cantidad de ooquistes esporulados para provocar una infección (Augendre et al., 2023).

El ciclo de vida de *Eimeria* dura entre 4 y 7 días, y comienza cuando un hospedador ingiere un ooquiste esporulado. Estos ooquistes están protegidos por una pared gruesa y se activan bajo condiciones ambientales favorables, como una adecuada humedad, temperatura y presencia de oxígeno. Una vez dentro del tracto digestivo del hospedador, los parásitos se liberan e invaden el epitelio intestinal, donde se multiplican en varias etapas. Esta replicación másica ocasiona lesiones en el tejido intestinal lo que puede afectar la salud y el rendimiento del animal infectado (Mares et al., 2023).

#### **2.2.2.4.2 *Entamoeba* spp.**

Son parásitos zoonóticos que afectan tanto humanos como a animales. La transmisión ocurre mediante la vía feco-oral, por la ingesta de quistes maduros que se encuentran en el agua o alimentos contaminados (Ai et al., 2021). Aunque existen varias especies de *Entamoeba*, únicamente *Entamoeba Histolytica* ha sido identificada como patógena (Sufian et al., 2022)

*Entamoeba* es un parasito muy resistente, pudiendo sobrevivir en el ambiente (suelo/agua) por aproximadamente un mes. Después de ser ingerida, tiene un periodo de incubación de 2-4 semanas e incluso más tiempo, la enfermedad inicia cuando el parasito ataca la pared del intestino, causando úlceras y diarreas sanguinolentas (Sufian et al., 2022)

### **2.2.3 Método Coproparasitológico**

El análisis coproparasitológico es una herramienta esencial para detectar parásitos que habitan el sistema digestivo o que utilizan las heces como medio para dispersarse en el ambiente. En el estudio de parásitos, la selección de métodos diagnóstico varia dependiendo del tipo de parásito, considerando las diferencias en su biología y morfología. Para este fin, se emplean diversas técnicas, tanto cualitativas como cuantitativas, destacándose las de concentración. Estas técnicas facilitan la separación de los parásitos del material fecal, aumentando su presencia en el sedimento y mejorando su visualización mediante la eliminación de residuos que pueden interferir en el análisis (Rosales Rimache & Bautista Manchego, 2020).

#### **2.2.3.1 Método Directo con Lugol**

La técnica directa consiste en observar una pequeña muestra de heces disuelta en solución salina o Lugol, colocada sobre un portaobjetos. Es un método rápido y sencillo que permite identificar parásitos en estado activo, como protozoarios ya sea quistes, huevos o larvas. Resulta útil porque permite detectar organismos que podrían no visualizarse con otros métodos. No obstante, presenta ciertas limitaciones, como la imposibilidad de cuantificar la carga parasitaria debido a la escasa cantidad de muestras analizada (Figuroa Castillo et al., 2015a). La

aplicación de Lugol ayuda a colorear estructuras internas, favoreciendo su identificación morfológica de manera temporal (Girard de Kaminsky, 2014).

### **2.2.3.2 Técnica de Flotación de Willis**

Es un método sencillo, económico y de rápida aplicación, empleado principalmente para la detección de helmintos. Su funcionamiento se basa en que los huevos, al tener una densidad menos que la solución empleada, ascienden y se adhieren al cubreobjetos, facilitando así su observación al microscopio. A pesar de contar con una sensibilidad del 85% y una especificidad del 97%, no se considera adecuado para el diagnóstico de protozoarios, ya que los quistes tienen a sedimentarse y pueden dañar la estructura de los huevos, dificultando su identificación. Por ellos, esta técnica resulta más efectiva para la identificación de helmintos que para protozoarios (Escobar Aldas et al., 2025).

### **2.2.3.3 Técnica de Flotación de Faust**

Este procedimiento aprovecha principios físicos. Empleando una solución de sulfato de zinc al 33%, con una alta densidad de 1,189 esto permite que los quistes de protozoos y otras estructuras parasitarias, al ser menos densos ascienda a para superficie dejando los residuos sólidos en el fondo del tubo. Esto facilita la concentración y posterior detección de parásitos incluso cuando su carga es mínima, el uso de lugol mejora el contraste visual bajo el microscopio, ya que tiñe los quistes y otros parásitos ayudando a distinguirlo de impurezas presentes en la muestra (Figueroa Castillo et al., 2015b; Tarqui Terrones et al., 2019).

## **2.3 Marco Legal**

### **CONSTITUCIÓN DE LA REPÚBLICA DEL ECUADOR**

#### **CAPÍTULO SÉPTIMO- Derechos De La Naturaleza**

**Art. 71.-** La naturaleza o Pacha Mama, donde se reproduce y realiza la vida, tiene derecho a que se respete integralmente su existencia y el mantenimiento y regeneración de sus ciclos vitales, estructura, funciones y procesos evolutivos.

Toda persona, comunidad, pueblo o nacionalidad podrá exigir a la autoridad pública el cumplimiento de los derechos de la naturaleza. Para aplicar e interpretar

estos derechos se observarán los principios establecidos en la Constitución, en lo que proceda.

El Estado incentivará a las personas naturales y jurídicas, y a los colectivos, para que protejan la naturaleza, y promoverá el respeto a todos los elementos que forman un ecosistema (pp.35-36).

**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 Republica Del Ecuador, 2021, p.36)

## **CÓDIGO ORGÁNICO INTEGRAL PENAL**

### **CAPÍTULO CUARTO-** Delitos contra el ambiente y la naturaleza o Pacha Mama

#### **SECCIÓN PRIMERA-** Delitos contra la biodiversidad

**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, p.94).

}

## **CÓDIGO ORGÁNICO DEL AMBIENTE**

### ***Libro Segundo Del Patrimonio Natural***

#### **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 (p.21).

## **TÍTULO III CONSERVACIÓN EX SITU**

### **CAPITULO I DE LA CONSERVACIÓN EX SITU**

**Art. 64.-** Conservación y manejo ex situ. La conservación ex situ procurará la protección, conservación, aprovechamiento sostenible y supervivencia de las especies de la vida silvestre, a fin de potenciar las oportunidades para la educación ambiental, la investigación y desarrollo científico, desarrollo biotecnología) y comercial de los componentes de la biodiversidad y sus productos sintetizados.

La conservación ex situ constituye un soporte complementario para la conservación in situ. Además, deberán servir como mecanismos de promoción del conocimiento de la importancia de las especies de vida silvestre. La Autoridad Ambiental Nacional evaluará la sostenibilidad de dichas actividades periódicamente (Código Orgánico del Ambiente, 2018, p.28).

### 3 MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1 Enfoque de la Investigación

El enfoque de esta investigación es de carácter cualitativo, basado en la recolección de muestras fecales provenientes de mamíferos silvestres del zoológico “Yurak Allpa”. Estas muestras se analizaron mediante distintos métodos coproparasitológicos con el objetivo de identificar posible presencia de parásitos.

##### 3.1.1 Tipo de la Investigación

La investigación es de tipo descriptivo, de campo y de laboratorio, ya que se busque identificar y clasificar los parásitos gastrointestinales presentes en los mamíferos silvestres del zoológico Yurak Allpa. Además, se analizó la relación entre las condiciones de manejo de los mamíferos y la prevalencia de parásitos gastrointestinales. Las muestras se recolectaron directamente del zoológico y luego se analizaron en el laboratorio de la Universidad Agraria del Ecuador, en Guayaquil utilizando diversas técnicas coprológicas.

##### 3.1.2 Diseño de Investigación

El diseño de la investigación es no experimental, de corte transversal, ya que se estudió la presencia de parásitos gastrointestinales en un tiempo definido que consiste en 2 recolecciones de muestras fecales, sin intervenir ni modificar las condiciones de manejo de los mamíferos silvestres.

#### 3.2 Metodología

##### 3.2.1 Variables

###### 3.2.1.1 Variable independiente.

- Especies de mamíferos silvestres muestreados.
- Manejo de los mamíferos: control sanitario, tipo de alimentación, tipo de sustrato, recinto compartido con otras especies, cantidad de animales por recinto y especie de mamíferos.

###### 3.2.1.2 Variable dependiente.

- Presencia de parásitos gastrointestinales en los mamíferos silvestres.
- Género de parásito encontrado: nematodo, cestodos, trematodos, protozoarios.

### 3.2.2 Matriz de operacionalización de variables

**Tabla 1.**

#### Operacionalización de las variables independientes

<b>VARIABLES INDEPENDIENTES</b>			
<b>Variables</b>	<b>Tipo</b>	<b>Nivel de medida</b>	<b>Descripción</b>
<b>Control Sanitario</b>	Cualitativa	Nominal	Trimestral Semestral Anual
<b>Tipo de alimentación</b>	Cualitativa	Nominal	Frugívoro Omnívoro Herbívoro
<b>Tipo de sustrato</b>	Cualitativa	Nominal	Tierra Concreto Mixto
<b>Recinto compartido con otras especies</b>	Cualitativa	Nominal	Si No
<b>Cantidad de animales por recinto</b>	Cualitativa	Ordinal	Baja (1-3) Media (4-6) Alta ( $\geq 7$ )
<b>Especie de mamíferos</b>	Cualitativa	Nominal	Clasificación según la especie

**Elaborado por:** Ayora, 2026

**Tabla 2.**  
**Operacionalización de las variables dependientes**

<b>VARIABLES DEPENDIENTES</b>			
<b>Variables</b>	<b>Tipo</b>	<b>Nivel de medida</b>	<b>Descripción</b>
Presencia de parásitos gastrointestinales	Cualitativa	Nominal	Presencia Ausencia
Género de parásito gastrointestinal	Cualitativa	Nominal	Nematodo Cestodo Trematodos Protozoarios

**Elaborado por:** Ayora, 2026

### **3.3 Recolección de Datos**

#### **3.3.1 Recursos**

##### ***Materiales de campo:***

- Esfero
- Hojas de registro
- Guantes
- Fundas
- Hisopos
- Etiquetas adhesivas
- Recipiente estéril para muestras de heces
- Hielera
- Pilas/ gel
- Teléfono móvil

##### ***Materiales de laboratorio:***

- Microscopio
- Solución Salina
- Solución de Lugol
- Laminas portaobjetos
- Laminas cubreobjetos

- Marcador permanente
- Aplicador de madera
- Gradilla de tubos
- Tubos de ensayos 13 x 100
- Sulfato de zinc 33,3%, densidad 1,180
- Agua destilada
- Centrifugadora
- Vaso de precipitación
- Mascarilla
- Guantes
- Balanza
- Cronometro

***Recursos Bibliográficos:***

- Libros
- Revistas científicas
- Tesis

***Recursos Humanos:***

- **Tutora:** Dra. Ana Piña Paucar, MSc.
- **Tutor estadístico:** Ing. Com. Octavio Rugel González.
- **Auto:** Nayeli Del Cisne Ayora Zumba.

**3.3.2 Métodos y técnicas**

**Método en fresco con Lugol y Solución Salina.**

***Procedimiento:***

1. Colocar una gota de solución salina en un extremo y una gota de Lugol en el otro extremo del portaobjetos.
2. Tomar entre 1 y 2 mg de materia fecal con un aplicador de madera.
3. Mezclar una porción con la solución salina y otra con Lugol hasta homogenizar.
4. Cubrir ambas preparaciones con láminas cubreobjetos, evitando formar burbujas de aire.

5. Observar las preparaciones con el microscopio, iniciando con el objetivo 10X y luego 40X, desde la esquina superior izquierda del cubreobjetos (Zurita Macalupú, 2013).

### **Técnica de Flotación de Willis**

#### ***Procedimiento:***

1. Preparar una solución saturada disolviendo 3,8 g de sal de mesa en 10 ml de agua destilada.
2. Tomar 1-2 g de heces y mezclarlo con 10 ml de solución preparada, usando un bajalenguas hasta obtener una mezcla homogénea.
3. Filtrar la mezcla y verter el líquido en tubos de ensayo.
4. Llenar cada tubo de ensayo hasta el borde con la solución saturada.
5. Colocar un cubreobjetos sobre la boca del tubo y dejar reposar aproximadamente 20 minutos.
6. Poner una gota de lugol en un portaobjetos limpio.
7. Retirar con cuidado el cubreobjetos del tubo y depositarlo sobre el portaobjetos con lugol.
8. Observar la preparación al microscopio con objetivos 10X y 40X (Santa Cruz – López et al., 2023).

### **Técnica de Flotación de Faust**

#### ***Procedimiento:***

1. 1er. Lavado: Con un aplicador de madera recoger 3 g de heces con 15 ml de agua destilada y mezclar en un primer vaso plástico.
2. Filtrar la mezcla utilizando un colador y pasar el líquido a un segundo vaso limpio.
3. Se toma 8 ml del filtrado y se coloca en un tubo de ensayo previamente rotulado.
4. Centrifugar el tubo a 2500 rpm durante 2 minutos.
5. Eliminar con cuidado el sobrenadante sin perder el sentimiento del fondo.
6. 2do Lavado: Añadir 8 ml de agua destilada al tubo y agitar suavemente hasta disolver el sedimento.
7. Repetir la centrifugación dos veces más, hasta que la muestra presente un aspecto claro.

8. Añadir 8 ml de solución de sulfato de zinc al 33% al tubo con el sedimento limpio.
9. Realizar una centrifugación a 1500 rpm por un lapso de 1 minuto.
10. Completar el volumen del tubo con solución de sulfato de zinc hasta formar un menisco convexo.
11. Apoyar un cubreobjeto sobre el borde del tubo y dejar reposar por 20 minutos.
12. Colocar el cubreobjeto con la muestra sobre la gota de lugol en el portaobjeto.
13. Observar en el microscopio con el objetivo 10X y 40x (Taco Vaca, 2020).

### **3.3.3 Población y Muestra**

#### **3.3.3.1 Población.**

La población de estudio del Zoológico Yurak Allpa es de 40 mamíferos silvestres y se incluyó a las especies mamíferos que ingresaron durante la investigación.

#### **3.3.3.2 Muestra.**

En esta investigación se estudiaron 40 mamíferos silvestres, distribuidos de la siguiente manera: 6 *Tapirus terrestris*, 5 *Dicotyles tajacu*, 4 *Nasua nasua*, 4 *Saimiri macrodon*, 14 *Odocoileus peruvianus*, 6 *Lagothrix lagothricha poeppigii* y 1 *Lycalopex culpaeus*. Se tomó una muestra fecal de cada individuo en dos ocasiones, con un intervalo de 21 días entre cada toma, lo que dio un total de 80 muestras.

#### **3.3.4 Análisis Estadístico**

En esta investigación, los resultados se presentaron mediante tablas bivariadas, tablas de frecuencia y gráficos descriptivos; para evaluar la asociación entre variable cuantitativa y la presencia de parásitos gastrointestinales se utilizó la prueba de Chi-cuadrado y el test de Fisher.

## 4. RESULTADOS

Se realizó el muestreo en un total de 40 mamíferos silvestres del zoológico Yurak Allpa, cuyas muestras se analizaron por medio técnicas coprológicas como directo con lugol y solución salina, Wills y Faust para la identificación de parásitos gastrointestinales del cual presentaron las especies evaluadas con el 72,5% (29/40), como se evidencia en la Tabla 3.

**Tabla 3.**

***Presencia de parásitos gastrointestinales.***

<b>Parásitos</b>	<b>Frecuencia Absoluta</b>	<b>Frecuencia Relativa</b>
<i>Presencia</i>	29	72,5%
<i>Ausencia</i>	11	27,5%
<i>Total</i>	40	100%

**Elaborado por:** Ayora, 2026

### **4.1 Clasificación de los géneros de parásitos gastrointestinales presentes en los mamíferos silvestres.**

De los resultados obtenidos se clasificó los parásitos en géneros de encontrados por medio de los exámenes coprológicos realizados en los 40 individuos evaluados esquematizándose de menor a mayor frecuencia.

Tabla 4.

**Géneros de parásitos identificados en diferentes especies de mamíferos en el Zoológico Yurak Allpa- Cuenca.**

Grupo	Géneros de parásitos gastrointestinales	Frecuencia absoluta	Frecuencia relativa	Total (%)
Nematodos	<i>Trichuris</i> spp.	1	1,85%	<b>62,96%</b>
	<i>Toxocara</i> spp.	2	3,70%	
	<i>Enterobius</i> spp.	5	9,26%	
	<i>Ascaridia</i> spp.	8	14,81%	
	<i>Ancylostoma</i> spp.	8	14,81%	
	<i>Strongyloides</i> spp.	10	18,53%	
Protozoarios	<i>Eimeria</i> spp.	5	9,26%	<b>35,19%</b>
	<i>Balantidium</i> spp.	5	9,26%	
	<i>Entamoeba</i> spp.	9	16,67%	
Cestodo	<i>Dipylidium</i> spp.	1	1,85%	<b>1,85%</b>
	<i>Total</i>	54	100%	<b>100%</b>

Elaborado por: Ayora, 2026

En la tabla 4, se presenta los parásitos hallados en la población de animales estudiados, organizados por grupo taxonómico (nematodo, cestodos y protozoarios) y por género que se encontró. Donde se registra un total de 54 parásitos encontrados y distribuidos en 10 géneros. El grupo de los nematodos destacaron mayor prevalencia del 62,96%, seguido de protozoarios con 35,19% y en menor proporción cestodo con 1,85%.

#### 4.2 Determinación del porcentaje de género de parásitos gastrointestinales por especie de animal.

Se determinó el porcentaje de los géneros de parásitos identificados en los exámenes coprológicos por cada uno de los 40 animales estudiados en el zoológico, clasificándolos en primera instancia por especie de los mamíferos y posterior para género parasitario con mayor frecuencia.

Tabla 5.

**Frecuencia de géneros de parásitos gastrointestinales presentes en mamíferos silvestres, tomadas de Zoológico Yurak Allpa, Cuenca.**

<b>Géneros de parásitos gastrointestinales</b>	<b>Frecuencia absoluta</b>	<b>Frecuencia relativa</b>
<i>Trichuris</i> spp.	1	1,85%
<i>Dipylidium</i> spp.	1	1,85%
<i>Toxocara</i> spp.	2	3,70%
<i>Enterobius</i> spp.	5	9,26%
<i>Eimeria</i> spp.	5	9,26%
<i>Balantidium</i> spp.	5	9,26%
<i>Ascaridia</i> spp.	8	14,81%
<i>Ancylostoma</i> spp.	8	14,81%
<i>Entamoeba</i> spp.	9	16,67%
<i>Strongyloides</i> spp.	10	18,53%
Total	54	100%

**Elaborado por:** Ayora, 2026

En la Tabla 5, se evidencian mayores prevalencias en los géneros parasitarios como el *Strongyloides* spp. con el 18.53% (10/40), seguido de *Entamoeba* spp. con un 16.67% (9/40) y del *Ascaridia* spp. y *Ancylostoma* spp. con 14.81% (8/40) en cada una. Por lo contrario, los géneros *Trichuris* spp. y *Dipylidium* spp. ambos tuvieron las menores frecuencias con un 1.85% (1/40).

**Tabla 6.**  
**Frecuencia de géneros de parásitos gastrointestinales por especie de animal.**

<b>Géneros</b>	<b><i>Nasua nasua</i></b>	<b><i>Odocoileus peruvianus</i></b>	<b><i>Saimiri macrodon</i></b>	<b><i>Tapirus terrestris</i></b>	<b><i>Dicotyles tajacu</i></b>	<b><i>Lycalopex culpaeus</i></b>	<b><i>Lagothrix lagothericha</i></b>
<i>Strongyloides spp.</i>	3 (5,55%)	4 (7,40%)	2 (3,70%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	1 (1,85%)
<i>Enterobius spp.</i>	2 (3,70%)	1 (1,85%)	0 (0,0%)	2 (3,70%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)
<i>Toxocara spp.</i>	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	1 (1,85%)	1 (1,85%)
<i>Ascaridia spp.</i>	2 (3,70%)	3 (5,55%)	2 (3,70%)	0 (0,0%)	1 (1,85%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)
<i>Ancylostoma spp.</i>	2 (3,70%)	4 (7,40%)	2 (3,70%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)
<i>Trichuris spp.</i>	0 (0,0%)	1 (1,85%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)
<i>Dipylidium spp.</i>	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	1 (1,85%)	0 (0,0%)
<i>Eimeria spp.</i>	0 (0,0%)	1 (1,85%)	0 (0,0%)	1 (1,85%)	2 (3,70%)	0 (0,0%)	1 (1,85%)
<i>Entamoeba spp.</i>	1 (1,85%)	2 (3,70%)	2 (3,70%)	2 (3,70%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	2 (3,70%)
<i>Balantidium spp.</i>	0 (0,0%)	0 (0,0%)	1 (1,85%)	2 (3,70%)	1 (1,85%)	0 (0,0%)	1 (1,85%)
<b>Total</b>	<b>10 (18,52%)</b>	<b>16 (29,63%)</b>	<b>9 (16,67%)</b>	<b>7 (12,96%)</b>	<b>4 (7,41%)</b>	<b>2 (3,70%)</b>	<b>6 (11,11%)</b>

**Elaborado por:** Ayora, 2026

Según la Tabla 6, se describe la distribución de los géneros de parásitos gastrointestinales identificados según la especie de mamífero evaluada. Se observó que *Odocoileus peruvianus* presentó el mayor índice de parasitismo con el 29,63% (16/40), destacándose principalmente los géneros *Strongyloides spp.* y *Ancylostoma spp.* con un 7,40% (4/54) respectivamente. Además, otro mamífero con mayor prevalencia parasitaria fue el *Nasua nasua* con el 18,52% (10/40), manifestándose con mayor predominio el género *Strongyloides spp.* con 5,55% (3/54).

Siguiendo de *Saimiri macrodon* 16,67% (9/40), teniendo predominio con los géneros *Strongyloides spp.*, *Ascaridia spp.*, *Ancylostoma spp.* y *Entamoeba spp.* con un 3,70% (2/54) para cada uno. A diferencia, de aquellos quienes mostraron predominio bajo de parasitismo, donde se evidencian los siguientes: *Tapirus terrestres* 12,96 % (7/40) siendo los géneros resaltantes el *Enterobius spp.*, *Entamoeba spp.* y *Balantidium spp.* con 3,70 % (2/54) en cada uno; seguido del *Lagothrix lagothricha* con un 11,11 % (6/40), evidenciando géneros resaltantes como el *Entamoeba spp.* 3.70 % (2/54); posteriormente se evidencia el *Dicotyles tajacu* 7,41 % (4/40), mostrando una predominancia en *Eimeria spp.* con 3,70 % (2/54) y, por último, el *Lycalopex culpaeus* con el 3,70% (2/40) de parasitosis, donde presento los géneros *Dipylidium spp.* y *Toxocara spp.* con 1,85% (1/54) para cada uno.

#### 4.3 Evaluación del manejo que se realiza en el zoológico Yurak Allpa.

Se evaluó la relación de cada variable de manejo sanitario tales como las frecuencias de control sanitario, tipo de alimentación, tipo de sustrato, recintos compartidos y la cantidad de animales por recinto, el cual, se implementó en los mamíferos, con el fin de determinar la existencia de asociación matemática significativa.

**Tabla 7.**  
**Relación entre el manejo sanitario y la presencia/ausencia de parásitos gastrointestinales.**

Control sanitario	Parásitos Gastrointestinales		Total	Valor P
	Presencia	Ausencia		
Trimestral	8 (20%)	2 (2,5%)	10 (25%)	0.69
Semestral	21 (52,5%)	9 (22,5%)	30 (75%)	
Anual	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	
Total	29 (72,5%)	11 (27,5%)	40 (100%)	

**Elaborado por:** Ayora, 2026

Como se observa en la Tabla 7. Se evaluó la relación entre la presencia de parásitos gastrointestinales con los controles sanitarios, evidenciando que en los mamíferos de que se realizan el control sanitario cada 6 meses aumenta la presencia de parásitos en un 52,5% a comparación cuando se realiza cada tres meses se observó una prevalencia de parásitos del 20%, no se encontró de una relación matemática significativa, guiándose con un p valor ( $>0.05$ ) mediante la implementación del Test de Fisher.

**Tabla 8.**  
**Relación entre el tipo de alimentación y la presencia/ausencia de parásitos gastrointestinales.**

Tipo de alimentación	Parásitos Gastrointestinales		Total	Valor P
	Presencia	Ausencia		
Frugívoro	4 (10%)	2 (5%)	6 (15%)	0.44
Omnívoro	12 (30%)	2 (5%)	14 (35%)	
Herbívoros	13 (32,5%)	7 (17,5%)	20 (50%)	
Total	29 (72,5%)	11 (27,5%)	40 (100%)	

**Elaborado por:** Ayora, 2026

Según la Tabla 8, se analiza la relación entre la presencia de parásitos gastrointestinales con el tipo de alimentación, en el cual nos dio como resultados que los mamíferos con una alimentación herbívora tuvieron una prevalencia de parásitos gastrointestinales del 32,5%, por lo contrario, los mamíferos con alimentación frugívora presentaron un 10%, siendo este no significativo, basándose con un valor p ( $>0.05$ ), efectuado por medio de Test de Fisher.

Tabla 9.

**Relación entre tipo de sustrato y la presencia/ausencia de parásitos gastrointestinales.**

Tipo de sustrato (tipo de suelo)	Parásitos Gastrointestinales		Total	Valor P
	Presencia	Ausencia		
Tierra	28 (70%)	10 (25%)	38 (95%)	0.47
Concreto	0 (0,0%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	
Mixto	1 (2,5%)	1 (2,5%)	2 (5%)	
Total	29 (72,5%)	11 (27,5%)	40 (100%)	

**Elaborado por:** Ayora, 2026

Se logró estudiar la asociación matemática entre la presencia de parásitos gastrointestinales con los tipos de sustratos, manifestando que los especies que habitan en recintos con suelo de tierra tuvieron una alta prevalencia (70%) de parásitos gastrointestinales, a diferencia de los recintos de concreto presento 0% de prevalencia. Por medio del Test de Fisher, midiéndose con un valor p ( $>0.05$ ) no se evidencio que exista asociación significativa siendo este no significativa, obtenidos por medio del Test de Fisher, tal como se observa en la Tabla 9.

Tabla 10.

**Relación entre recinto compartido con otras especies y la presencia/ausencia de parásitos gastrointestinales.**

Recinto compartido	Parásitos Gastrointestinales		Total	Valor P
	Presencia	Ausencia		
Si	1 (2,5%)	1 (2,5%)	2 (5%)	0.47
No	28 (70%)	10 (25%)	38 (95%)	
Total	29 (72,5%)	11 (27,5%)	40 (100%)	

**Elaborado por:** Ayora, 2026

Como se evidencia en la Tabla 10, se evaluó la asociación estadística entre la presencia de parásitos gastrointestinales en mamíferos y la presencia de recintos compartidos. Mostrándose que no se encontró de relación significativa. Se implemento por medio del Test de Fisher, en base a un valor p ( $>0.05$ ).

Tabla 11.

***Relación entre cantidad de animales por recinto y la presencia/ausencia de parásitos gastrointestinales.***

Cantidad de animales por recinto	Parásitos Gastrointestinales			Valor P
	Presencia	Ausencia	Total	
Baja (1-3)	11 (27,5%)	4 (10%)	15 (37,5%)	0.17
Media (4-6)	13 (32,5%)	2 (5%)	15 (37,5%)	
Alta ( $\geq 7$ )	5 (12,5%)	5 (12,5%)	10 (25%)	
Total	29 (72,5%)	11 (27,5%)	40 (100%)	

**Elaborado por:** Ayora, 2026

En la Tabla 11, se evidencia la relación entre la cantidad de animales con parásitos gastrointestinales con la cantidad de animales por recinto. Del cual, no se encontró una asociación estadística, con el valor p ( $>0.05$ ) y del Test de Fisher.

## 5. DISCUSIÓN

Con respecto a los 40 mamíferos silvestres evaluados del zoológico Yurak Allpa, se determinó una presencia de parásitos gastrointestinales del 72,50% (29/40). Un metaanálisis realizado por Zhang et al. (2025), el cual analizaron a 8421 mamíferos silvestres en China mostrando positividad de 53,9%. De igual forma, Ferdous et al. (2023) evidenciaron una presencia de parasitosis de un 65,3% en animales silvestres de dos zoológicos. Ambos estudios resaltan alta prevalencia de parásitos intestinales en mamíferos silvestres.

Entre los géneros de parásitos gastrointestinales con mayor índice entre los mamíferos silvestres, destacan los *Strongyloides* spp. con el 18,51%, siguiendo de los *Entamoeba* spp. con el 16,66 % y por último los *Ascaridia* spp. y los *Ancylostoma* spp. con 14,81% para cada uno. Santos et al. (2022) evidenciaron mayor predominio con *Ancylostoma* spp. y *Coccidia* spp. ambos con una tasa de 40,2% para cada uno, en mamíferos de dos zoológicos en Brasil. Por otro lado, Maharjan et al. (2025) manifestó prevalencias predominantes en *Strongyloides* spp. con un 59,3% y *Strongylus* spp. con un 38,9% en mamíferos en el Parque Nacional de Chitwan, Nepal.

Con respecto a la frecuencia de los parásitos por animales, predominan primeramente los animales como el *Odocoileus peruvianus* con el 29,63% con predominio del parásito de los géneros *Strongyloides* spp. y *Ancylostoma* spp. con un 7,40% por cada uno. Además del *Nasua nasua* con 18,52% manifestándose los géneros resaltantes como el *Strongyloides* spp. con 5,55%. Santos et al. (2022) analizó mamíferos de dos zoológicos en Brasil, del cual, encontró mayor prevalencia de parásitos en *Sapajus apella* con un 36,36% evidenciándose géneros parasitarios como el *Ancylostoma* spp. con el 92,3%. A diferencia de Maharjan et al. (2025) quien realizó su investigación en el Parque Nacional de Chitwan, Nepal, el cual, tuvo mayor infestación en *Panthera tigris* con 31,58%, teniendo una tasa alta en los géneros parasitarios de *Toxocara* spp. en más de la mitad de los casos registrados.

En última instancia, se evaluó la relación entre los manejos sanitarios con la presencia de parásitos gastrointestinales. Del cual, la relación entre la presencia de parásitos con el control sanitario no presentó asociación significativa, dicho resultado lo explica Kubiak (2021), enfocándose a que los controles se basan en factores predisponentes, como por ejemplo al momento de la introducción de nuevos especímenes o ante la presencia de signología compatible a parasitosis, procediendo con las diferentes técnicas de diagnóstico de coprología. Coincide con lo expuesto con lo de Unzaga y Zonta (2023) mencionando sobre los controles continuos de calidad del entorno que sobre algo periódico. Por otro lado, Nivecela (2024) expone que, si existe de una relación significante en los controles periódicos como un factor de riesgo, siendo de un elemento tangible y crítico en los controles sanitarios.

Por parte de la asociación entre la presencia de parásitos gastrointestinales con el tipo de alimentación no se evidenció relación matemática significativa. Kubiak (2021) manifiesta que la relación no se basa directamente al tipo de alimentación sino con los factores de manejo, tales como la higiene, control de vectores u origen de los animales y no directamente con la composición de las dietas. A diferencia con lo expuesto por Nivecela (2024), quien manifestó que existe de una asociación significativa entre el tipo de alimentación con la presencia de parásitos.

Referente a la asociación entre el tipo de sustrato con la presencia de parásitos gastrointestinales, no se obtuvo de relación significativa. Según Kubiak (2021), indica que el riesgo de parasitosis se basa no en el tipo de sustrato sino por puntos críticos como la limpieza, control de humedad, la densidad animal y con la posibilidad de contaminación con fómites, lo que refuerza la importancia de protocolos estrictos de desinfección. Así mismo, Unzaga y Zonta (2023) resalta el enfoque sobre la infectividad de propagación de los parásitos, se basa en los protocolos de saneamiento estrictos. A diferencia de Nivecela (2024), quien expone que el tipo de sustrato constituye un riesgo significativo, sugiriendo una relevancia combinada con aquellos que presentan un tipo de saneamiento son pocos estrictos, además en aquellos que tuvieron una presencia de vectores.

En base a la asociación entre la presencia de parásitos con los recintos compartidos, tampoco manifestó una relación significativa. El cual Kubiak (2021) explica que el riesgo de transmisión parasitaria dependerá netamente de los protocolos sanitarios aplicados y no de la densidad de animales por recintos, sin importar la especie de mamífero, por el cual, con un manejo adecuado, la interacción de animales no es prescindible. Así mismo exponen Unzaga y Zonta (2023) quienes resaltan que esta asociación dependerá mayormente de un manejo sanitario adecuado.

Por último, la relación estadística entre la cantidad de animales por recinto y la presencia de parásitos no evidenció de una relación matemática significativa. Kubiak (2021), concuerda con lo anteriormente explicado sobre el riesgo de contagio parasitario, no se basa en la cantidad de número de animales por recinto, sino por la calidad o rigurosidad del manejo sanitario ejecutado en los recintos. Por lo que indiferente si es de una cantidad baja, media o alta de mamíferos no constituye de factor de riesgo significativo. Del mismo modo, Unzaga y Zonta (2023) mencionan que dependerá mayoritariamente de factores ambientales y de saneamiento que con la densidad de individuos alojados.

## 6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

### 6.1 CONCLUSIONES

El presente estudio realizado en el Zoológico de Yurak Allpa, el cual, permitió identificar la prevalencia de la manifestación de parásitos gastrointestinales en mamíferos silvestres siendo de 72,5% (29/40), afirmando la hipótesis planteada sobre la alta carga parasitaria en la población evaluada. Dentro de los géneros parasitarios se logra resaltar los *Strongyloides* spp. con un 18,51%, seguido de *Entamoeba* spp. con 16,66%, *Ascaridia* spp. y *Ancylostoma* spp. ambos con 14,81% para cada uno.

Con respecto a la especie con mayor carga parasitaria se evidencia el *Odocoileus peruvianus* presentando el 29,63% resaltando los géneros *Strongyloides* spp. y *Ancylostoma* spp. con un 7,40% en cada uno. A diferencia del *Lycalopex culpaeus* quien evidencio menor frecuencia con el 3,70%, presentando los géneros *Dipylidium* spp. y *Toxocara* spp. con 1,85% para cada uno.

A pesar de que no se encontró asociación estadística significativa entre las variables de manejo tales como el control sanitario, tipo de alimentación, tipo de sustrato, recinto compartido y cantidad de animales por recintos con la presencia de parásitos, estos resultados enfatizan lo indispensable de implementar programas estrictos de vigilancia coproparasitológica periódica y protocolos estratégicos. Debido a que se encontró de una potencial presencia de géneros zoonóticos, se enfatizan lo indispensable que es la implementación de medidas enfocadas no solo en la conservación de la fauna silvestre, sino además de la salud pública, seguridad del personal y de los visitantes.

### 6.2 RECOMENDACIONES

Se recomienda fortalecer la calidad del examen coprológico en el área de estudio, ya que, si bien se realiza con cierta frecuencia, la identificación de especies parasitarias suele ser incompleta o imprecisa.

Asimismo, se sugiere que la elección del fármaco antiparasitario se base en la especie identificada en el coprológico. Administrar el medicamento específico según el parásito detectado, permite un tratamiento dirigido, aumentando la eficacia y disminuyendo el riesgo de resistencia y medicación innecesaria.

Incorporar una evaluación sobre los factores ambientales, tales como la calidad de agua, suelo y presencia de vectores, debido a que estos pueden influir la presencia de parásitos.

## BIBLIOGRAFÍA

Ai, S., Zhang, Z., Wang, X., Zhang, Q., Yin, W., & Duan, Z. (2021). The first survey and molecular identification of *Entamoeba* spp. in farm animals on Qinghai-Tibetan Plateau of China. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, 75, 101607. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2020.101607>

Ali, W., Ali, S., Hussain, A., Haseeb, A., Ahmed, T., Shabeer, W., Anwer, M. W., Shaukat, M., Hani, U., Sadique, A., & Hussain, M. (2024). Seasonal Variation And Prevalence Of Gastrointestinal Parasites In Captive Mammals At Lahore Zoo. *Applied Biological Research*, 26(2), 309-320. <https://doi.org/10.48165/abr.2024.26.01.355>

Alimentary System and the Peritoneum, Omentum, Mesentery, and Peritoneal Cavity. (2017). En H. B. Gelberg, *Pathologic Basis of Veterinary Disease* (pp. 324-411.e1). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/b978-0-323-35775-3.00007-2>

Álvarez-Solas, S., Di Fiore, A., de la Torre, S., & Tirira, D. G. (2018). Familia Atelidae. En *Estado de conservación de los primates del Ecuador*. Grupo de Estudio de Primates del Ecuador / Asociación Ecuatoriana de Mastozoología. <https://aem.mamiferosdeecuador.com/images/pdf/Gepe/Alvarez-Solas-et-al-2018-Lagothrix-l-poeppigii-Estado-de-conservacion-primates-Ecuador.pdf>

Angamarca Monar, M. M. (2018). Conservación de la Biodiversidad: Un caso en Ecuador y China. *Green World Journal*, 1(1). [https://www.greenworldjournal.com/\\_files/ugd/dac1d8\\_cff0359c83f146cfbbfc6c6617eadd04.pdf](https://www.greenworldjournal.com/_files/ugd/dac1d8_cff0359c83f146cfbbfc6c6617eadd04.pdf)

Augendre, L., Costa, D., Escotte-Binet, S., Aubert, D., Villena, I., Dumètre, A., & La Carbona, S. (2023). Surrogates of foodborne and waterborne protozoan parasites: A review. *Food and Waterborne Parasitology*, 33, e00212. <https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2023.e00212>

Beisiegel, B. M. (2001). Notes on the coati, *Nasua nasua* (Carnivora: Procyonidae) in an Atlantic Forest area. *Brazilian Journal of Biology*, 61(4), 689-692. <https://doi.org/10.1590/S1519-69842001000400020>

Beltrán-León, T., Román-Urquiza, R., Gutiérrez-Castillo, A., Vega-Sánchez, V., & Reyes-Rodríguez, N. (2022). Diagnóstico de parásitos gastrointestinales en mamíferos carnívoros en cautiverio de México. *Abanico Veterinario*, 12. <https://doi.org/10.21929/abavet2022.32>

Bowman, D. D. (2011). *Parasitología para Veterinarios* (9 ed). Elsevier.

Cai, W., Zhu, Y., Wang, F., Feng, Q., Zhang, Z., Xue, N., Xu, X., Hou, Z., Liu, D., Xu, J., & Tao, J. (2024). Prevalence of Gastrointestinal Parasites in Zoo Animals and Phylogenetic Characterization of *Toxascaris leonina* (Linstow, 1902) and *Baylisascaris transfuga* (Rudolphi, 1819) in Jiangsu Province, Eastern China. *Animals*, 14(3), 375. <https://doi.org/10.3390/ani14030375>

Capítulo 58—Suidae and Tayassuidae (Wild Pigs, Peccaries). (2015). En M. Sutherland-Smith, *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine* (Vol. 8, pp. 568-584). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/b978-1-4557-7397-8.00058-x>

Carvajal-Quimiz, N. (2024). Selección de hábitat de *Nasua nasua* (Thomas, 1912) (Carnivora: Procyonidae) en la Reserva Ecológica Manglares Churute. *Mammalia aequatorialis*, 6, 159-161. <https://doi.org/10.59763/mam.aeq.v6i.98>

Chavez Garcia, D. S., Acosta Lozano, N. V., & Duque Chávez, B. E. (2024). Identificación morfométricas del venado de cola blanca (*Odocoileus virginianus*) en el litoral ecuatoriano. *Revista UTCiencia: i-ISSN: 1390-6909. e-ISSN: 2602-8263*, 11(2), 46-53. <https://doi.org/10.61236/utciencia.v11i2.617>

Colin, G. (2005). The Taxonomy of Primates in the Laboratory Context. En *The Laboratory Primate* (pp. 3-15). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-012080261-6/50001-5>

Crespo-Gascón, S., Solórzano, C., & Guerrero-Casado, J. (2022). National illegal wildlife trafficking of threatened species: A descriptive study in Manabí (Ecuador). *La Granja*, 35(1). <https://doi.org/10.17163/lgr.n35.2022.03>

Cuestas, K., & Carlos, N. (2018). Valores hematológicos del mono choro común (*Lagothrix lagotricha*) mantenido en cautiverio en la ciudad de Lima (Perú). *Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia*, 65(3). <https://doi.org/10.15446/rfmvz.v65n3.76460>

*DANTA DE TIERRAS BAJAS*. (s/f). Wildlife Conservation Society (WCS). <https://colombia.wcs.org/es-es/EJES-ESTRAT%C3%89GICOS/ESPECIES/DANTA-DE-TIERRAS-BAJAS.aspx>

Escobar Aldas, J. J., De la Torre Fiallos, A. V., & Oña Rodríguez, J. A. (2025). Evaluación de las técnicas de flotación y coproparasitario en el diagnóstico de parasitosis intestinal en niños. *Revista Científica de Salud BIOSANA*, 5(2), 232-242.

Ferdous, S., Chowdhury, J., Hasan, T., Dutta, P., Rahman, Md. M., Hassan, M. M., Faruque, Md. R., & Alim, M. A. (2023). Prevalence of gastrointestinal parasitic infections in wild mammals of a safari park and a zoo in Bangladesh. *Veterinary Medicine and Science*, 9(3), 1385-1394. <https://doi.org/10.1002/vms3.1093>

Figuroa Castillo, J. A., Jasso Villazul, C., Liébano Hernández, E., Martínez Labat, P., Rodríguez Vivas, R. I., & Zárate Ramos, J. J. (2015a). Examen coproparasitoscópico. En *Técnicas para el diagnóstico de parásitos con importancia en salud pública y veterinaria* (AMPAVE).

Figuroa Castillo, J. A., Jasso Villazul, C., Liébano Hernández, E., Martínez Labat, P., Rodríguez Vivas, R. I., & Zárate Ramos, J. J. (2015b). Técnicas para el diagnóstico de parásitos con importancia en salud pública y veterinaria. En *Examen Coproparasitológico* (Vol. 1). AMPAVE.

García-Flores, A., Valle-Marquina, R., Monroy-Martínez, R., Barreto Sánchez, S., & Pino-Moreno, J. M. (2020). Estudio etnozoológico y valor nutricional del venado cola blanca *Odocoileus virginianus* en la comunidad de Pitzotlán, Tepalcingo, Morelos, México. *Caldasia*, 43(1), 105-116. <https://doi.org/10.15446/caldasia.v43n1.83336>

Garzón, D., Andrade, A., Matamoros, E., & Chipatinza, C. (2017). *Lycalopex culpaeus reissii*, el segundo cánido más grande de Sudamérica. *Bionatura*, 2(3), 400-403. <https://doi.org/10.21931/RB/2017.03.03.12>

Girard de Kaminsky, R. (2014). *Manual de Parasitología. Técnicas para Laboratorios de Atención Primaria de Salud y para el Diagnóstico de las Enfermedades Infecciosas Desatendidas* (3.<sup>a</sup> ed.). Organización Panamericana de la Salud. <http://www.bvs.hn/Honduras/Parasitologia/ManualParasitologia/pdf/ManualParasitologia3.pdf>

Hernández-Castro, C. (2014). *Strongyloides stercoralis*: Un geohelminto olvidado. *Medicina y Laboratorio*, 20(7-8), 385,386,387.

Herrera Bonilla, M. M. (2023). *Identificación De Parásitos Gastrointestinales En Mamíferos Silvestres Del Centro De Rescate "Narayana"* [Tesis De Grado, Universidad Agraria Del Ecuador]. <https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/HERRERA%20BONILLA%20MARIELLA%20MARGARITA.pdf>

Hewavithana, D. K., Wijesinghe, M. R., & Udagama, P. V. (2022). Gastrointestinal parasites of six large mammals in the Wasgomuwa National Park, Sri Lanka. *International*

*Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 17, 1-6.

<https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2021.11.008>

Ibáñez Sanchis, C., & Blasco Mateu, V. (2020). Prevalencia de ascariosis en ganado porcino en un matadero de la Comunidad Valenciana. *Revista Iberoamericana Interdisciplinar de Métodos, Modelización y Simulación*, 12, 171, 172. [https://doi.org/10.46583/nereis\\_2020.12.601](https://doi.org/10.46583/nereis_2020.12.601)

King, C. H., & Fairley, J. K. (2015). Tapeworms (Cestodes). En *Mandell, Douglas, and Bennett's Principles and Practice of Infectious Diseases* (pp. 3227-3236.e1). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-1-4557-4801-3.00291-5>

Krabbe, E. L., Feddern, V., Zanella Mores, M. A., & Marçal, B. V. (2022). *Parásitos intestinales en avicultura: Helmintos*. Embrapa Suínos e Aves. <https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/bitstream/doc/1149940/1/final10050.pdf>

López-Olmos, J., & Gasull, J. (2011). *Enterobius vermicularis* (oxiuros) en la práctica ginecológica: Clínica y citología. Experiencia de 3 casos. *Clínica e Investigación en Ginecología y Obstetricia*, 38(5), 197-201. <https://doi.org/10.1016/j.gine.2010.01.009>

*Los animales silvestres no son mascotas, no los compres*. (2020). Wildlife Conservation Society (WCS).

<https://ecuador.wcs.org/Recursos/Noticias/articleType/ArticleView/articleId/14582/Los-animales-silvestres-no-son-mascotas-no-los-compres.aspx>

Marchiondo, A. A., Cruthers, L. R., & Reinemeyer, C. R. (2019). Chapter 2. Nematoda. En *Parasiticide Screening* (Vol. 2, pp. 135-335). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-816577-5.00007-7>

Mares, M. M., Al-Quraishy, S., Abdel-Gaber, R., & Murshed, M. (2023). Morphological and Molecular Characterization of *Eimeria* spp. Infecting Domestic Poultry *Gallus gallus* in

Riyadh City, Saudi Arabia. *Microorganisms*, 11(3), 795.  
<https://doi.org/10.3390/microorganisms11030795>

Mehlhorn, H. (2016). *Animal Parasites: Diagnosis, Treatment, Prevention* (1st ed. 2016). Springer International Publishing : Imprint: Springer. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-46403-9>

Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica. (2017). *Tapir de cinco meses de edad rescatado en Orellana se encuentra bajo protección*. <https://www.ambiente.gob.ec/tapir-de-cinco-meses-de-edad-rescatado-en-orellana-se-encuentra-bajo-proteccion/>

Nielsen, M. K., Reinemeyer, C. R., & Sellon, D. C. (2014). Nematodes. En *Equine Infectious Diseases* (pp. 475-489.e4). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-1-4557-0891-8.00057-9>

Nieto Trelles, V., & Santillan Rodriguez, L. (2009). *DENSIDAD RELATIVA Y DIETA DEL LOBO DE PARAMO *Lycalopex culpaeus*, EN EL PARQUE NACIONAL CAJAS (PNC) PARA EL ESTABLECIMIENTO DE UN PROGRAMA DE MONITOREO POBLACIONAL A LARGO PLAZO* [TRABAJO DE GRADUACIÓN PREVIO A LA OBTENCION DEL TÍTULO DE BIÓLOGA, Universidad Del Azuay]. <https://dspace.uazuay.edu.ec/bitstream/datos/130/1/07068.pdf>

Okonta, B. O., Emelue, G. U., & Imosili, C. H. (2021). Evaluation Of Parasitic Gastrointestinal Parasites Incaptive Mammals At Ogba Zoological Garden And Nature Park, Benin City. *FUDMA (Journal of Agriculture and Agricultural Technology)*, 7(2), 140-145.

Ortega, Y. (2013). Emerging parasites in food. En *Advances in Microbial Food Safety* (pp. 114-133). Elsevier. <https://doi.org/10.1533/9780857098740.2.114>

Phillips, J. (2021). *Comportamiento y uso de hábitat del coatí (*Nasua nasua*) en la Reserva Buenaventura, El Oro, Ecuador*. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.21608.89606>

Pisso-Florez, G. A., Sarria, R. A., & Ramírez-Chavés, H. E. (2025). Primer registro de *Dicotyles tajacu* (Linnaeus ,1758) en el Parque Nacional Natural Puracé, Colombia: ¿Distribución natural o liberación incidental? *Mammalogy Notes*, 11(2). <https://doi.org/10.47603/mano.v11n2.527>

*Protege Ecuador, la responsabilidad es de tod@s.* (s/f). [Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica (MAATE)]. <https://www.ambiente.gob.ec/11699/>

Raza, A., Rand, J., Qamar, A. G., Jabbar, A., & Kopp, S. (2018). Gastrointestinal Parasites in Shelter Dogs: Occurrence, Pathology, Treatment and Risk to Shelter Workers. *Animals*, 8(7), 108. <https://doi.org/10.3390/ani8070108>

Rees, C. A. (2004). Disorders of the Skin. En *Equine Internal Medicine* (pp. 667-720). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B0-72-169777-1/50013-5>

Rimachi-Taricuarima, M. N., Pérez-Gardini, J. J., Tirado-Herrera, E. R., Zárate-Gómez, R., & Mozombite-Pinto, L. F. (2020). Plantas consumidas por *Lagothrix lagotricha* lagotricha Humboldt, 1812 en la Amazonía peruana. *Ciencia Amazónica (Iquitos)*, 7(1), 93-110. <https://doi.org/10.22386/ca.v7i1.267>

Rodriguez, A., Suo, X., & Liu, D. (2024). Classification of medically important parasites. En *Molecular Medical Microbiology* (pp. 2907-2919). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-818619-0.00118-0>

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/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0375-07602020000200008](http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0375-07602020000200008)

Saari, S., Näreaho, A., & Nikander, S. (2019). Nematoda (Roundworms). En *Canine Parasites and Parasitic Diseases* (pp. 83-149). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814112-0.00005-2>

Salmorán-Gómez, C., Serna-Lagunes, R., Mora-Collado, N., Romero-Salas, D., Ávila-Nájera, D. M., & Zetina-Córdoba, P. (2019). Endoparásitos de *Odocoileus virginianus* y *Mazama temama* bajo cautiverio en Veracruz, México. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*, *10*(4), 986-999. <https://doi.org/10.22319/rmcp.v10i4.4959>

Sangpeng, J., Eamudomkarn, C., Hongsrirachan, N., Artchayasawat, A., Chaisongkram, C., Ponsrila, K., Kimkamkaew, S., Laoprom, N., Boonmars, T., Sithithaworn, P., & Pitaksakulrat, O. (2023). Prevalence of gastrointestinal parasites in captive mammals at Khon Kaen Zoo, Thailand. *Veterinary World*, *16*. <https://www.veterinaryworld.org/Vol.16/December-2023/4.pdf>

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 geohelminths intestinales en niños Lambayecanos. *Gaceta Médica Boliviana*, *46*(1), 72-76. <https://doi.org/10.47993/gmb.v46i1.636>

Segarra Panchana, G. R. (2024). *Diversidad De Mamíferos Medianos Y Grandes De La Región Natural Bosque Húmedo Tropical Del Chocó, Manabíecuador*. [Magíster en Biodiversidad y Cambio Climático, Universidad Estatal Península De Santa Elena]. <https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/12460/1/UPSE-MBD-2024-0010.pdf>

Serna-Lagunes, R., Olguín-Hernández, A., Pérez-Sato, J., García-García, C., Casas-López, I., & Salazar-Ortiz, J. (2013). Venado Veracruzano (*Odocoileus virginianus veraecrucis*): Una opción para la ganadería diversificada y la conservación de ecosistemas. *Agro Productividad*, *6*(5), 58.

Souza Neto, J. R. N. D., Branco, É., Giese, E. G., & Lima, A. R. D. (2018). Morphological Characterization of Diaphragm in Common Squirrel Monkey (*Saimiri sciureus*). *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, *90*(1), 169-178. <https://doi.org/10.1590/0001-3765201820170167>

Sufian, A., Mukarim, A., Johar, A., & Sureshkumar, N. (2022). The Transmission Pattern of Entamoeba Spp. In and Around Dello Mena District, South East Ethiopia}. *Journal of Veterinary Science & Medical Diagnosis*, 11(4). [https://www.scitechnol.com/peer-review/the-transmission-pattern-of-entamoeba-spp-in-and-around-dello-mena-district-south-east-ethiopia-wYsW.php?article\\_id=20023](https://www.scitechnol.com/peer-review/the-transmission-pattern-of-entamoeba-spp-in-and-around-dello-mena-district-south-east-ethiopia-wYsW.php?article_id=20023)

Taco Vaca, A. C. (2020). “*Determinación de la prevalencia de giardia spp. En caninos domésticos (canis lupus familiaris) en la clínica veterinaria dino sur del distrito metropolitano de quito*”. [Proyecto de Investigacion, Universidad Técnica de Cotopaxi]. <https://repositorio.utc.edu.ec/server/api/core/bitstreams/c7b409c5-8f8a-4baf-8304-d7544903ba83/content>

Tarqui Terrones, K., Ramirez Carranza, G., & Beltrán Fabián, M. (2019). Evaluación de métodos de concentración y purificación de Giardia spp. A partir de muestras coprológicas. *Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Pública*, 36(2), 275. <https://doi.org/10.17843/rpmesp.2019.362.4151>

Valcárcel Sancho, F., Rojo Vázquez, F. A., Olmeda García, Á. S., Arribas Novillo, B., Márquez Sopeña, L., & Fernández Pato, N. (2009). *Atlas de parasitología ovina*. Servet.

Vignau, M. L., Venturini, L. M., Romero, J. R., Eiras, D. F., & Basso, W. U. (2005). *Parasitología Práctica y Modelos de Enfermedades Parasitarias en los animales domésticos* (1.<sup>a</sup> ed.). [http://190.181.56.11/sistemabibliotecario/doc\\_libros/595%202675%20Parasitologia%20practica%20y%20modelos%20de%20enfermedades%20parasitaria-20110729-142830.pdf](http://190.181.56.11/sistemabibliotecario/doc_libros/595%202675%20Parasitologia%20practica%20y%20modelos%20de%20enfermedades%20parasitaria-20110729-142830.pdf)

Wanger, A., Chavez, V., Huang, R. S. P., Wahed, A., Actor, J. K., & Dasgupta, A. (2017). Infections Caused by Parasites. En *Microbiology and Molecular Diagnosis in Pathology* (pp. 191-219). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-805351-5.00010-7>

Zajac, A., & Conboy, G. A. (2012). *Veterinary clinical parasitology* (8th ed). Wiley-Blackwell.

Zurita Macalupú, S. R. (2013). *Manual de procedimientos de laboratorio: Laboratorios locales I: laboratorios locales II* (2.<sup>a</sup> ed.). Instituto Nacional de Salud.  
<https://hdl.handle.net/20.500.14196/153>

## ANEXOS

**Tabla 12.***Inventario de mamíferos silvestres evaluados en el estudio.*

<b>Especie</b>	<b>N° de individuos muestreados</b>
<i>Nasua nasua</i>	4 (10%)
<i>Odocoileus peruvianus</i>	14 (35%)
<i>Saimiri macrodon</i>	4 (10%)
<i>Tapirus terrestris</i>	6 (15%)
<i>Lycalopex culpaeus</i>	1 (2,5%)
<i>Dicotyles tajacu</i>	5 (12,5%)
<i>Lagothrix lagothricha</i>	6 (15%)
Total	40 (100%)

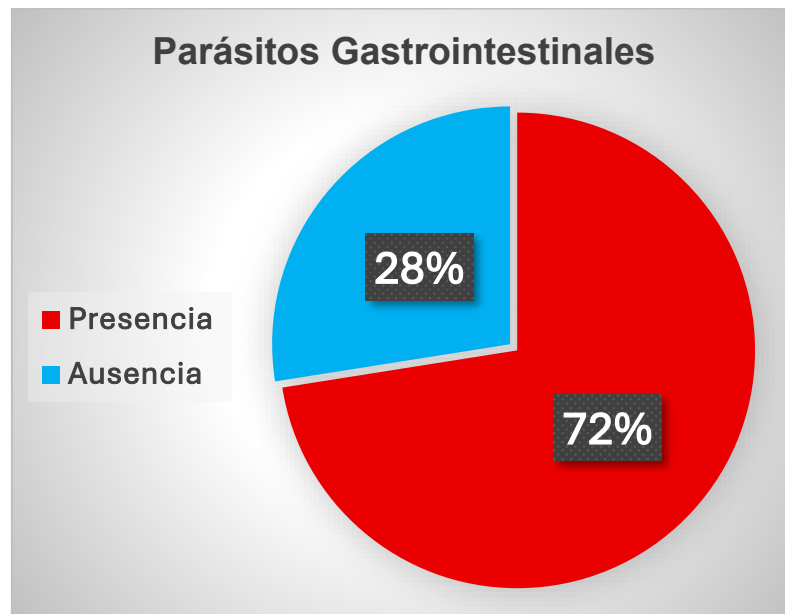
**Elaborado por:** Ayora, 2026**Tabla 13.***Presencia de parásitos gastrointestinales en los diferentes mamíferos.*

<b>Especie</b>	<b>Presencia</b>	<b>Ausencia</b>
<i>Nasua nasua</i>	4 (10%)	0 (0,00%)
<i>Odocoileus peruvianus</i>	9 (22,5%)	5 (12,5%)
<i>Saimiri macrodon</i>	4 (10%)	0 (0,00%)
<i>Tapirus terrestris</i>	4 (10%)	2 (5%)
<i>Lycalopex culpaeus</i>	1 (2,50%)	0 (0,00%)
<i>Dicotyles tajacu</i>	3 (7,5%)	2 (5%)
<i>Lagothrix lagothricha</i>	4 (10%)	2 (5%)
Total	29 (72,5%)	11 (27,5%)

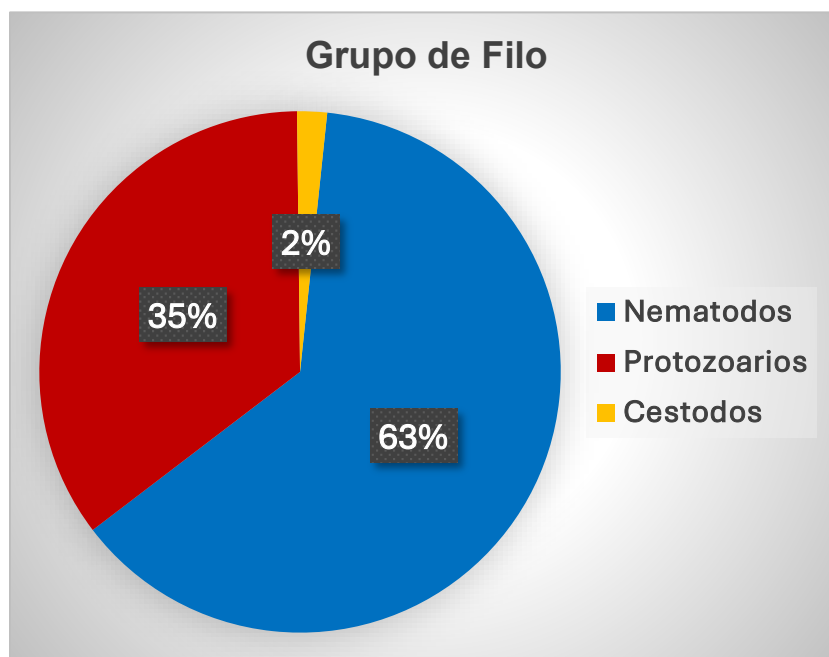
**Elaborado por:** Ayora, 2026

**Ilustración 1.**

Nivel de presencia de parásitos gastrointestinales.

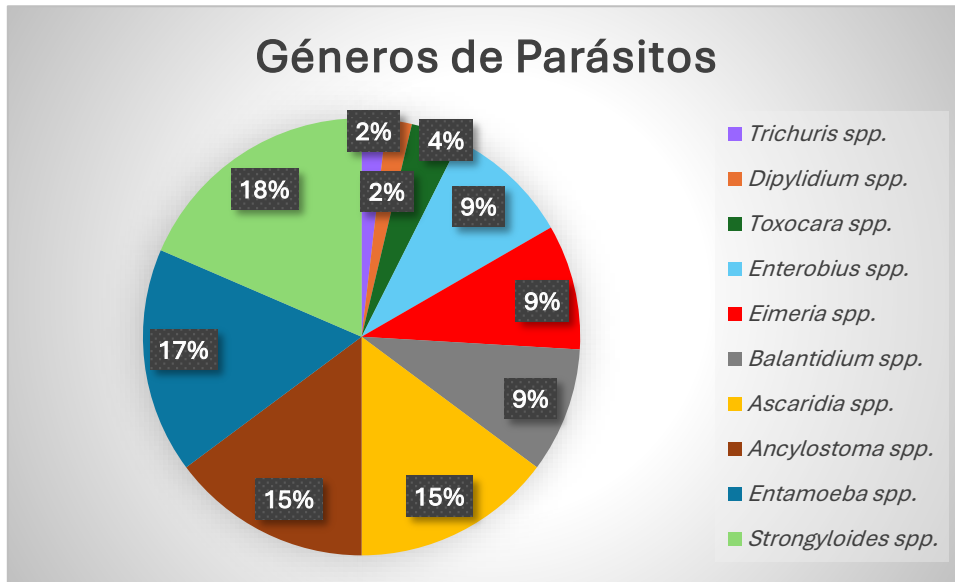
**Ilustración 2.**

Distribución porcentual de los filos identificados.



**Ilustración 3.**

Porcentaje de cada uno de los géneros de parásitos.

**Ilustración 4.**

Médico Veterinario encargado del Zoológico.



**Ilustración 5.**

Búsqueda de muestras fecales dentro del hábitat.

**Ilustración 6.**

Recolección de muestra de *Lagothrix lagothricha*

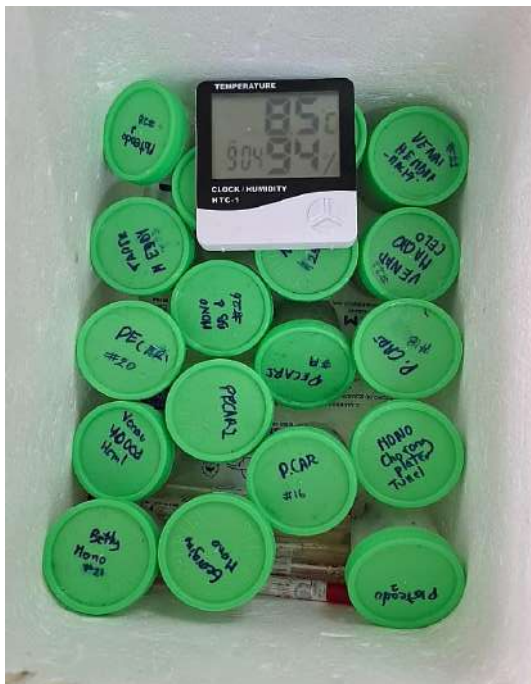


**Ilustración 7.**

Recolección de muestra de *Dicotyles tajacu*.

**Ilustración 8.**

Muestras fecales manteniendo cadena de conservación.



**Ilustración 9.**

Estudiante utilizando el mortero para procesar las muestras.

**Ilustración 10.**

Procedimiento de la técnica coprológica de Willis



**Ilustración 11.**

Colocación de muestras en la centrifuga.

**Ilustración 12.**

Recopilación de muestras ya centrifugadas.



**Ilustración 13.**

Colocación de lugol en las placas para su observación.

**Ilustración 14.**

Muestras rotuladas para su debida identificación.



**Ilustración 15.**

Estudiante analizando muestras en el microscopio.

**Ilustración 16.**

Huevos de *Trichuris spp.*



**Ilustración 17.**Huevos de *Strongyloide spp.***Ilustración 18.**Huevos de *Ancylostoma spp.*

**Ilustración 19.**

Huevos de *Entamoeba* spp.

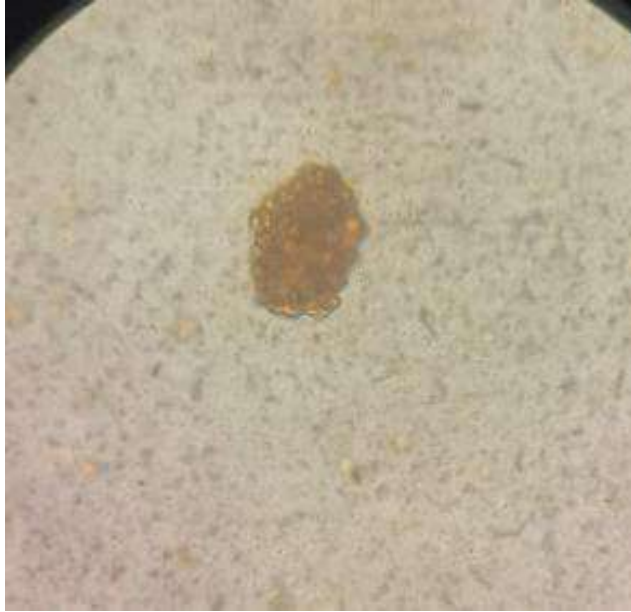
**Ilustración 20.**

Larva rabadiforme *Strongyloides* spp.



**Ilustración 21.**

Huevo de *Ascaridia* spp.



## APÉNDICES

### Apéndice N°1.

Porcentaje de géneros parasitarios por mamífero

