

**PONTIFICIA UNIVERSIDAD CATÓLICA DEL ECUADOR**

**FACULTAD DE CIENCIAS EXACTAS Y NATURALES**

**Tesis previa a la obtención del título de Magister en  
Biología, con mención en Ciencias Biomédicas**

**Endoparasitosis con potencial zoonótico en la fauna silvestre  
del Jardín Botánico del campus PUCE-Santo Domingo**

**Cristina Alejandra Bedoya Jaramillo**

**Director: Sofía Beatriz Ocaña Mayorga, Ph.D.**

**Quito, 2024**

Certifico que la Tesis del Programa de Maestría en Biología con mención en Ciencias Biomédicas, de la Srta. CRISTINA ALEJANDRA BEDOYA JARAMILLO ha sido concluida de conformidad con las normas establecidas; por lo tanto, puede ser presentada para la calificación correspondiente.



Firma

Sofía Beatriz Ocaña

Mayorga

Directora de la Tesis

Quito, 3 de diciembre de 2024

## **DECLARACIÓN DE AUTENTICIDAD Y RESPONSABILIDAD**

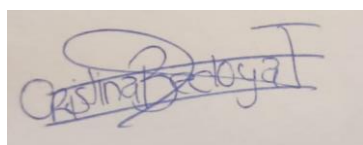
Yo, Cristina Alejandra Bedoya Jaramillo, identificada con Cédula Nro. 1723885875, egresada del programa de Maestría en Biología mención en Ciencias Biomédicas de la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador, declaro bajo juramento que:

Soy autora del trabajo titulado: “Endoparasitosis con potencial zoonótico en la fauna silvestre del Jardín Botánico del campus PUCE-Santo Domingo”, el mismo que presento bajo la modalidad de trabajo de tesis para optar por el título de profesional de Magister.

El texto de mi trabajo final respetó y no vulnera los derechos de terceros. En tal sentido su información no ha sido plagiada total ni parcialmente, respetando las normas internacionales de citas y referencias bibliográficas. Declaro que los contenidos, resultados, conclusiones y demás información presentada son de mi exclusiva responsabilidad legal y académica.

Adicionalmente acepto y autorizo a la Pontificia Universidad Católica del Ecuador la publicación de mi Trabajo de Titulación, en el Repositorio Digital Institucional – Biblioteca Virtual –, después de cumplidos los detalles del Anexo relacionado al embargo de la información no publicada.

En la ciudad de Quito, a los tres días del mes de diciembre de 2024.



Cristina Alejandra Bedoya

Jaramillo

CI: 1723885875

## DECLARACIÓN DE APORTES DE TERCEROS

En la elaboración de esta tesis titulada “*Endoparasitosis con potencial zoonótico en la fauna silvestre del Jardín Botánico del campus PUCE-Santo Domingo*”, he contado con la colaboración y apoyo de diversas personas e instituciones, cuyas contribuciones han sido fundamentales para el desarrollo y culminación de este trabajo de investigación. A continuación, detallo sus aportes específicos:

1. **Sofía Ocaña, Ph.D., Directora de tesis.** Concesión de fondos. Supervisión y orientación académica durante todo el proceso de investigación. Provisión de equipos y materiales para la recolección y procesamiento de muestras tanto en el campo como en laboratorio. Revisión crítica de los capítulos y sugerencias para mejorar la estructura y contenido del documento.
2. **Mgt. Hugo Loaiza, Universidad Tecnológica Equinoccial.** Apoyo con la revisión crítica de la propuesta. Supervisión, orientación y asesoría durante la evaluación clínica y manejo de fauna silvestre.
3. **Mgt. Santiago Bravo, Director del Jardín Botánico Padre Julio Marrero.** Permisos para realizar muestreos en sus territorios. Aporte de conocimientos locales sobre la biodiversidad de la región. Apoyo con el personal del Jardín Botánico para la colecta de muestras
4. **Alejandra Camacho, Ph.D., Curadora del Museo QCAZ-PUCE.** Colaboró con el contingente del Museo para el manejo de permisos de colección, recepción de muestras y materiales de campo.
5. **Biol. Ana Pilatasig, Museo QCAZ-PUCE.** Apoyo en la identificación y clasificación de muestras de mamíferos colectados.
6. **Mgt. Sandra Enríquez. Laboratorio de Entomología CIZ-UCE.** Apoyo en la identificación y clasificación de muestras de invertebrados colectados.

Agradezco profundamente a todas las personas e instituciones mencionadas por su valiosa colaboración y apoyo, sin los cuales esta investigación no habría sido posible.

*Este trabajo de tesis está dedicado a mi familia y amigos, nada de esto podría lograrlo sin su apoyo.*

*A mis padres Doris y Patricio, a mi hermano Luis, por ser quienes me dan aliento en cada paso y me apoyan en cada decisión que he tomado.*

*A mi abuelita Bernardita que desde el cielo esta siempre orgullosa.*

*A Jaime Grijalva y Doménica Cevallos por ser las personas que hace tres años me hicieron volver a creer que podía hacer ciencia y que siga luchando por cambiar el mundo.*

*A mis amigos y colegas de los laboratorios tanto del CISEAL como del CIZ por enseñarme y apoyarme cada día en el proceso de la tesis.*

## RESUMEN

La rápida urbanización ha intensificado las interacciones humano-fauna silvestre, incrementando el riesgo de transmisión de enfermedades zoonóticas. Este estudio evaluó el estado de salud y la diversidad parasitaria de mamíferos pequeño en el Jardín Botánico Padre Julio Marrero, un fragmento de bosque urbano en Santo Domingo, Ecuador. Se realizó un esfuerzo de captura de 6 480 trampas/noche, capturando 23 individuos pertenecientes a ocho especies de los órdenes Chiroptera (n = 5), Rodentia (n = 11), Lagomorpha (n = 2), y Didelphimorphia (n = 5). Se realizaron evaluaciones físico-clínica, análisis hematológicos y búsqueda de parásitos mediante técnicas microscópicas (frotis directo y flotación) y moleculares en muestras de heces, sangre e hígado. La evaluación clínica reveló parámetros fisiológicos dentro de rangos normales. Los análisis parasitológicos identificaron diversos endoparásitos, incluyendo nematodos y protozoarios, con una prevalencia del 29.4% mediante microscopía, y 35.3% por métodos moleculares. Se detectaron parásitos con potencial zoonótico como *Blastocystis* spp. y *Ancylostoma* spp. en roedores, mientras que los didélfidos presentaron tanto parásitos específicos del orden como zoonóticos. Los ectoparásitos incluyeron garrapatas (*Ixodes luciae*), ácaros (Laelapidae) y pulgas (Rhopallosyllidae) en roedores y marsupiales. Este estudio demuestra que los mamíferos silvestres urbanos mantienen poblaciones parasitarias diversas mientras conservan un buen estado de salud, destacando la necesidad de vigilancia epidemiológica bajo un enfoque “Una Salud” (One Health).

**Palabras clave:** fauna silvestre, entorno urbano, parasitosis, zoonosis, Una Salud.

## ABSTRACT

Urban expansion has intensified human-wildlife interactions, increasing the risk of zoonotic disease transmission. This study evaluated the health status and parasitic diversity of small mammals in the Padre Julio Marrero Botanical Garden, an urban forest fragment in Santo Domingo, Ecuador. A sampling effort of 6 480 trap/night yielded 23 individuals belonging to eight species from the orders Chiroptera (n = 5), Rodentia (n = 11), Lagomorpha (n = 2), y Didelphimorphia (n = 5). Physical and clinical evaluations, hematological analyses, and parasite screening were performed using microscopic techniques (direct smear and flotation) and molecular methods on fecal, blood, and liver samples. Clinical evaluation revealed physiological parameters within normal ranges. Parasitological analyses identified various endoparasites, including nematodes and protozoa, with a prevalence of 29.4% through microscopy and 35.3% through molecular methods. Parasites with zoonotic potential such as *Blastocystis* spp. and *Ancylostoma* spp. were detected in rodents, while didelphids harbored both order-specific and zoonotic parasites. Ectoparasites included ticks (*Ixodes luciae*), mites (Laelapidae) and fleas (Rhopallosyllidae) in rodents and marsupials. This study demonstrated that urban wildlife maintains diverse parasitic populations while preserving good health status, highlighting the need for epidemiological surveillance under a One Health approach.

**Keywords:** wildlife, urban environment, parasitosis, zoonosis, One Health

## **OBJETIVO GENERAL**

Determinar endoparasitosis y ectoparasitosis con potencial zoonótico de la fauna silvestre en el Jardín Botánico del campus PUCE-Santo Domingo

## **OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

- Determinar el estado de salud de los mamíferos silvestres colectados mediante un inspección física y examen clínico.
- Determinar y cuantificar los endo y ectoparásitos de mamíferos silvestres mediante técnicas parasitológicas y moleculares.
- Determinar el potencial zoonótico de los parásitos identificados en mamíferos silvestres mediante revisión bibliográfica.

## **DESCRIPCIÓN DEL MANUSCRITO**

El presente manuscrito, titulado “Dinámica huésped-parásito en pequeños mamíferos: Estudio de parásitos zoonóticos en un fragmento de bosque urbano bajo el enfoque Una Salud” será presentado para consideración de publicación de la Revista [International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife](#). El manuscrito ha sido escrito siguiendo los lineamientos de la revista que se encuentran disponibles en el siguiente [enlace](#).

La revista International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife se encuentra indexada en la base de datos de Scopus, de acuerdo a la información del siguiente [enlace](#).

## **MANUSCRITO**

A continuación, a manera de anexo, se incluye el borrador del manuscrito que será enviado a la revista científica International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife.

1 **Dinámica huésped-parásito en pequeños mamíferos: Estudio de parásitos zoonóticos en un**  
2 **fragmento de bosque urbano bajo el enfoque Una Salud.**

3 Alejandra Bedoya-Jaramillo

4 <sup>1</sup>Centro de Investigación para la Salud en América Latina (CISeAL), Pontificia Universidad Católica  
5 del Ecuador, Nayón, Ecuador

6 <sup>2</sup>Grupo de Investigación Biodiversidad y Sociedad BioS, Jardín Botánico Padre Julio Marrero,  
7 Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Santo Domingo de los Tsáchilas, Ecuador.

8 Email: cabedoya1@puce.edu.ec

9 Hugo F. Loaiza-Vélez

10 <sup>3</sup>Facultad de Medicina Veterinaria y Agronomía Universidad UTE, 170525, Quito, Ecuador.

11 <sup>1</sup>Centro de Investigación para la Salud en América Latina (CISeAL), Pontificia Universidad Católica  
12 del Ecuador, Nayón, Ecuador

13 <sup>2</sup>Grupo de Investigación Biodiversidad y Sociedad BioS, Jardín Botánico Padre Julio Marrero,  
14 Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Santo Domingo de los Tsáchilas, Ecuador.

15 Email: hugo.loaiza@ute.edu.ec

16 Santiago Bravo-Sánchez

17 <sup>2</sup>Grupo de Investigación Biodiversidad y Sociedad BioS, Jardín Botánico Padre Julio Marrero,  
18 Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Santo Domingo de los Tsáchilas, Ecuador.

19 Email: spbravos@pucesd.edu.ec

20 M. Alejandra Camacho

21 <sup>4</sup>Museo de Zoología (QCAZ), Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Pontificia Universidad  
22 Católica del Ecuador, Quito, Ecuador.

23 Email: macamachom@puce.edu.ec

24 Ana Lucía Pilatasig

25 <sup>4</sup>Museo de Zoología (QCAZ), Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Pontificia Universidad

26 Católica del Ecuador, Quito, Ecuador.

27 Email: mapilatasig@puce.edu.ec

28 Sandra Enríquez

29 <sup>5</sup> Instituto de Investigación en Zoonosis (CIZ), Universidad Central del Ecuador, Quito, Ecuador.

30 Email: ienriquez@uce.edu.ec

31 Sofía Ocaña-Mayorga (Corresponding author)

32 <sup>1</sup> Centro de Investigación para la Salud en América Latina (CISeAL), Pontificia Universidad Católica  
33 del Ecuador, Nayón, Ecuador.

34 <sup>2</sup> Grupo de Investigación Biodiversidad y Sociedad BioS, Jardín Botánico Padre Julio Marrero,  
35 Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Santo Domingo de los Tsáchilas, Ecuador.

36 Email: sbocana@puce.edu.ec

37 Teléfono: +593 22991700 ext. 2930

38 Dirección: Centro de Investigación para la Salud en América Latina, Facultad de Ciencias Exactas y  
39 Naturales, Pontificia Universidad Católica del Ecuador Campus Nayón, Calle Pambacienda y San  
40 Pedro del Valle, 170530 Nayón, Ecuador

41

## 42 **Resumen**

43 La rápida urbanización ha intensificado las interacciones humano-fauna silvestre, incrementando el  
44 riesgo de transmisión de enfermedades zoonóticas. Este estudio evaluó el estado de salud y la diversidad  
45 parasitaria de mamíferos pequeño en el Jardín Botánico Padre Julio Marrero, un fragmento de bosque  
46 urbano en Santo Domingo, Ecuador. Se realizó un esfuerzo de captura de 6480 trampas/noche,  
47 capturando 23 individuos pertenecientes a ocho especies de los órdenes Chiroptera (n = 5), Rodentia (n  
48 = 11), Lagomorpha (n = 2), y Didelphimorphia (n = 5). Se realizaron evaluaciones físico-clínica, análisis  
49 hematológicos y búsqueda de parásitos mediante técnicas microscópicas (frotis directo y flotación) y  
50 moleculares en muestras de heces, sangre e hígado. La evaluación clínica reveló parámetros fisiológicos

51 dentro de rangos normales. Los análisis parasitológicos identificaron diversos endoparásitos, incluyendo  
52 nematodos y protozoarios, con una prevalencia del 29.4% mediante microscopía, y 35.3% por métodos  
53 moleculares. Se detectaron parásitos con potencial zoonótico como *Blastocystis* spp. y *Ancylostoma* spp.  
54 en roedores, mientras que los didélfidos presentaron tanto parásitos específicos del orden como  
55 zoonóticos. Los ectoparásitos incluyeron garrapatas (*Ixodes luciae*), ácaros (**Laelapidae**) y pulgas  
56 (**Rhopallosyllidae**) en roedores y marsupiales. Este estudio demuestra que los mamíferos silvestres  
57 urbanos mantienen poblaciones parasitarias diversas mientras conservan un buen estado de salud,  
58 destacando la necesidad de vigilancia epidemiológica bajo un enfoque Una Salud.

59 **Palabras claves:** fauna silvestre, entorno urbano, parasitosis, zoonosis, Una Salud.

## 60 **1. Introducción**

61 El crecimiento acelerado de las zonas urbanas ha transformado drásticamente los ecosistemas naturales,  
62 generando una compleja interacción entre los seres humanos y la fauna silvestre. Esta situación no solo  
63 afecta la diversidad, sino que también aumenta el riesgo de transmisión de enfermedades zoonóticas,  
64 que es un tema de creciente preocupación en salud pública (Hassell et al., 2017). Se estima que más del  
65 60 % de las enfermedades emergentes tienen origen animal, lo que destaca la importancia de  
66 comprender estas interacciones en el contexto de la expansión urbana (Jones et al., 2008).

67 Por lo tanto, los mamíferos de pequeño tamaño corporal, gran capacidad reproductiva, gran  
68 adaptabilidad a los cambios antropogénicos y su potencial interacción con animales domésticos y seres  
69 humanos los convierten en excelentes modelos para estudiar la dinámica de las enfermedades  
70 zoonóticas en ambientes urbanos (Han et al., 2015). Por ejemplo, especies del orden Rodentia y  
71 Didelphimorphia han sido de los más estudiados como reservorios de importantes patógenos  
72 zoonóticos debido a su distribución cosmopolita (Bitencourt and Bezerra, 2022; Islam et al., 2020; Luis  
73 et al., 2013). Otro grupo importante son las especies del orden Chiroptera que debido a su capacidad de  
74 vuelo y su papel ecológico como polinizador y controlador de plagas, son importantes dispersores de  
75 patógenos a larga distancia (Luis et al., 2013; Brook & Dobson, 2015). Dentro de los parásitos que

76 se han detectado en estos grupos de mamíferos y que tienen una importancia médica para los seres  
77 humanos están principalmente los helmintos (*Hymenolepis*, *Toxocara*, *Ancylostoma*, *Trichinella*),  
78 protozoarios (*Trypanosoma*, *Leishmania*, *Giardia*, *Cryptosporidium*), sumado a otros organismos como  
79 bacterias (*Leptospira*, *Bartonella*, *Borrelia*, *Rickettsia*) y virus (Hantavirus, Rabia, Nipah, SARS-CoV)  
80 que son responsables de enfermedades con alta morbilidad y mortalidad a nivel mundial (Meerburg et  
81 al., 2009; Morand et al., 2015; Han et al., 2016).

82 El estudio de parásitos en fauna silvestre se alinea con el enfoque de “Una Salud” que integra la salud  
83 humana, animal y ambiental (Zinsstag et al., 2011). Este enfoque integral permite un monitoreo para  
84 elaborar mapas de zonas de riesgo o la detección temprana de posibles brotes de enfermedades. Sin  
85 embargo, la aplicación de este enfoque aún no está integrado en los análisis de riesgo. En el caso de la  
86 salud humana, el reporte a nivel nacional de las causas de morbilidad y mortalidad es escaso en lo que  
87 se refiere a infecciones parasitarias. Estudios previos indican que entre las infecciones humanas  
88 reportadas más comunes están las causadas por geohelminthos, particularmente *Ascaris lumbricoides*,  
89 *Trichuris trichura* y anquilostomiasis (Chico et al., 2019). Una encuesta nacional reportada en el 2018  
90 estimó una prevalencia de infección con geohelminthos de 28%, que refleja una disminución importante  
91 en la tasa de infección; sin embargo, aún hay zonas en la Amazonía y el norte del país que continúa con  
92 altas tasas de prevalencia (>30%) (Romero-Sandoval N, 2017; Moncayo AL, 2018; Sears et al., 2022).

93 Casos de infecciones humanas causadas por parásitos como *Trypanosoma cruzi*, *Leishmania* o  
94 *Plasmodium* se reportan en zonas bajas de la Sierra, en la Costa y Amazonía (MSP, 2022) mientras que  
95 infecciones con *Blastocystis* y *Giardia* se reporta en el centro del país (Tapia-Veloz et al., 2023). En el  
96 caso de infecciones de animales, la información publicada en el país es aún más escasa. Estudios  
97 realizados, principalmente en animales domésticos (perros y gatos), se encontró infecciones con  
98 *Ancylostoma*, *Toxocara* y *Amphimerus* (Calvopiña et al., 2015; Calvopiña et al., 2023) Además, se ha  
99 reportado altas tasas de parasitosis con protozoarios y helmintos en animales de granja del centro del  
100 país (González-Ramírez et al., 2021). En animales admitidos en un hospital veterinario de fauna

101 silvestre, se reportaron infecciones con *Anaplasma*, *Babesia*, *Ehrlichia*, *Hepatozoon* *Mycoplasma* y  
102 *Trypanosoma* (Diaz et al., 2021). Sin embargo, no hay reportes de las parasitosis en animales silvestres  
103 que se encuentran cerca de zonas urbanizadas.

104 La detección de parásitos en vida silvestre presenta varios retos, tanto en relación con el acceso a las  
105 muestras como en el análisis de estas. El principal método de detección de parásitos es la microscopia  
106 directa que permite detectar huevos, formas larvarias y protozoarios, sin embargo, esta técnica no es lo  
107 suficientemente sensible y depende de la carga parasitaria, el tiempo entre la toma de muestra y  
108 análisis, entre otros (Gotfred-Rasmussen et al., 2016; Meurs et al., 2017), por lo que la combinación de  
109 varias técnicas es recomendada para tener un panorama completo.

110 En las últimas décadas gracias al auge de la biología molecular se han diseñado cebadores en base a  
111 marcadores moleculares que permiten la identificación de la mayoría de las especies parasitarias de  
112 importancia médica con una pequeña muestra, lo que facilita los estudios con diferentes especies  
113 animales donde la obtención de muestras se vuelve compleja por el manejo que conlleva cada  
114 individuo (Cannon et al., 2018; Carpenters J. and Marion C., 2018).

115 El Ecuador es un país privilegiado por su alta diversidad de mamíferos. Una de las zonas que presenta  
116 mayor riqueza de especies de mamíferos pequeños es la que comprende la región biogeográfica del  
117 Chocó que cubre a la provincia de Santo Domingo de los Tsáchilas (Tirira, 2012), en la ciudad de Santo  
118 Domingo de los Tsáchilas, se encuentra el Jardín Botánico Padre Julio Marrero (JBPM) que forma  
119 parte de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador, en su sede Santo Domingo y cuenta con  
120 colecciones botánicas de diferentes ecosistemas del Ecuador creando un centro de conservación para la  
121 diversidad vegetal de la región del Chocó, posee además de un orquideario con más de 350 especies  
122 provenientes de diferentes ecosistemas, también se ha creado espacios en los que conviven especies de  
123 flora que han sido colectados en expediciones, se ha creado una avenida de las palmas con más de 160  
124 especies de la familia *Areacaceae* (Real Jardín Botánico, 2022; Sánchez Parrales, 2015); lo que a lo  
125 largo de la historia del JBPM que abarca un cuarto de siglo ha constituido un refugio de fauna silvestre

126 nativa y rescatada. El JBPJM es considerado como un parche de bosque en medio de un ambiente  
127 completamente urbanizado, al encontrarse rodeado por el barrio Juan Eulogio Paz y Miño que se  
128 destaca por la falta de buenas prácticas de control de fauna urbana ya que los ciudadanos permiten el  
129 ingreso de animales domésticos de compañía a los predios del JBPJM, lo cual acrecienta el conflicto  
130 humano–animal. Por tanto, el objetivo de este estudio es determinar la biodiversidad de mamíferos  
131 pequeños en el JBPJM, el estado general de salud de los individuos, además de la identificación  
132 parasitológica y molecular de endoparásitos y ectoparásitos para establecer posibles riesgos de  
133 emergencia de enfermedades zoonóticas en el área.

## 134 **2. Metodología**

### 135 **2.1. Sitio de estudio y colección de pequeños mamíferos**

136 El estudio se realizó en el JBPJM ubicado a una altura de 656 msnm en la ciudad de Santo Domingo de  
137 los Tsáchilas, provincia de Santo Domingo de los Tsáchilas, Ecuador. El JBPJM posee 17 hectáreas  
138 (Figura 1).

139 Se muestrearon tres transectos de 500 metros cada uno. Cada transecto constó de 10 puntos de  
140 **colección**, con una separación aproximada de 50 metros entre cada uno. Los transectos dependieron de  
141 la forma del área estudiada siguiendo la dirección de los senderos, debido a que la zona tiene una  
142 topografía quebrada. En cada punto se colocaron seis trampas: cuatro Sherman y dos Tomahawk. Se  
143 realizó un esfuerzo de captura de 6 480 trampas-noche (180 trampas/noche por 36 noches) (Figura 2).  
144 Las trampas fueron aseguradas con piola para que estén en una posición firme y no se desplacen en  
145 caso de contener a un animal. Se colocó cebo en el interior de cada trampa, el mismo que fue revisado  
146 y cambiado a diario rotando el tipo de cebo entre mantequilla de maní, granos secos, avena con esencia  
147 de vainilla, frutas, vísceras de pollo o res. Cada punto fue marcado con una cinta de color visible para  
148 facilitar su revisión y se tomaron las coordenadas GPS. Las trampas fueron revisadas a diario para  
149 verificar el funcionamiento, realizar el cambio de cebo, retiro de trampas con animales y reemplazo de  
150 trampas cuando fue necesario.

151 Los protocolos de **colección** de individuos y toma de muestras fueron aprobados por el Ministerio del  
152 Ambiente, Agua y Transición Ecológica mediante el Contrato Marco MAATE-DBI-CM-2023-0287 y  
153 MAAE-DBI-CM-2021-0165.

## 154 **2.2. Alojamiento y cuidado de los animales colectados**

155 Los animales **colectados** fueron llevados a un área específica de JBPJM adaptada para el alojamiento  
156 de los animales. Esta área tenía poco tránsito de personas, buena ventilación, protección del sol y  
157 limitada visibilidad para evitar el estrés en los animales. Las trampas con cada animal colectado fueron  
158 colocadas con una separación de al menos 10 cm entre ellos y fueron cubiertas con una tela oscura o  
159 papel periódico para evitar el contacto visual entre animales. Se proveyó de alimento con balanceado y  
160 frutas que contengan líquido (banano, manzanas, papaya, etc.); además, disponibilidad de agua limpia a  
161 voluntad. Los individuos se mantuvieron alojados entre dos y cuatro días para la toma de muestras y  
162 evaluación clínica.

## 163 **2.3. Evaluación clínica y toma de muestras**

164 Antes de la evaluación, el individuo fue anestesiado intramuscular o intraperitonealmente con una  
165 mezcla de sedante (xilacina) y un agente anestésico disociativo (ketamina) con **concentraciones** de  
166 acuerdo con el **peso** y al grupo taxonómico, siguiendo las recomendaciones de dosis descritas por  
167 (Lozada et al., 2015).

168 A cada individuo se le asignado un código, fue sexado y se tomaron medidas morfométricas como  
169 apoyo para la identificación de la especie. La evaluación clínica se realizó mediante la revisión de las  
170 constantes fisiológicas como temperatura corporal (°C), frecuencia cardiaca (latidos/min), frecuencia  
171 respiratoria (respiraciones/min), y se comparó con los valores de referencia reportados. Conjuntamente,  
172 se revisó estado de hidratación e integridad de la piel. Adicionalmente, se realizó un cepillado del  
173 pelaje para la colección de ectoparásitos que fueron almacenados en tubos de alcohol al 70%.

174 De cada individuo se obtuvo una muestra de sangre en tubos con EDTA para un análisis hematológico  
175 y parasitológico. La muestra se tomó por punción de la **vena cefálica, intracardiaca, o vena caudal**

176 (entre 100–1 000  $\mu$ l), dependiendo del tamaño y grupo taxonómico de cada individuo. Una gota  
177 (aproximadamente 20  $\mu$ l) fue utilizada para realizar una evaluación hematológica en la que se  
178 determinó el porcentaje de hematocrito (Hto %) y el recuento sanguíneo completo con el conteo de  
179 glóbulos rojos (RBC) y glóbulos blancos (WBC) mediante conversión aritmética por conteo en la  
180 cámara de Neubauer.

181 Una vez revisados, los individuos que pudieron ser identificados hasta especie y que no presentaban  
182 problemas aparentes de salud, fueron liberados cerca del punto de colección. Estos individuos fueron  
183 marcados con una muesca en la oreja para identificarlos en caso de que volvieran a caer en las trampas.  
184 Los animales que no pudieron ser identificados o son considerados plagas fueron sacrificados con una  
185 dosis de Euthanex® (Pentobarbital sódico 390 mg/ml, Difenhidantoína sódica 50 mg/ml) de acuerdo  
186 con la especie y tamaño de cada individuo. Las carcasas fueron trasladadas y depositadas en el museo  
187 QCAZ de mastozoología para su identificación taxonómica, mediante las guías de movilización  
188 N°01945 MAATE-CMARG-2023-0771 y N°01946 MAAE-CMARG-2021-0260. La identificación  
189 taxonómica de los mamíferos se llevó a cabo siguiendo las claves de Voss & Jansa, (2009), Patton J.  
190 (2015), Gardner (2008) y Tirira (2023) y mediante comparación con especímenes de la colección  
191 disponible en el museo.

192 De los animales que fueron sacrificados, se hizo una búsqueda de parásitos adultos en tracto digestivo.  
193 Además, se tomaron muestras adicionales de tejido hepático para detección de hemoparásitos y de  
194 tejido cardíaco y muscular como respaldo. Las muestras fueron almacenadas en alcohol al 90% a -20°C  
195 hasta su procesamiento.

#### 196 **2.4. Detección de endoparásitos por microscopia**

197 Las placas de frotis sanguíneo para la detección de hemoparásitos se prepararon con un volumen  
198 aproximado de 20  $\mu$ l de la muestra de la sangre previamente colectada en EDTA para el análisis clínico  
199 y se realizó una tinción Giemsa.

200 Las placas para el análisis coproparasitario se obtuvieron de muestras de heces colectadas en frascos

201 estériles con espátulas de madera autoclavadas directamente de las jaulas de los animales y se  
202 almacenaron a 4 °C hasta su preparación. Cada muestra fue homogenizada con un hisopo de madera  
203 estéril. En el caso de muestras compactas como la de los roedores, se hidrató de cinco a diez pellets con  
204 agua destilada. Una parte de la muestra fue preparada en un portaobjetos para microscopía directa con  
205 tinción de Lugol al 1%. Una segunda placa fue preparada para determinar la presencia de huevos o  
206 quistes de helmintos mediante el método de flotación modificado de Faust que se basa en la densidad  
207 de los huevos de parásitos que flotan en una solución saturada (Learmount et al., 2012; Parkinson et al.,  
208 2011). El homogenizado de la muestra fue tamizada y transferida a un tubo de ensayo al que se añadió  
209 sulfato de zinc al 33,3% hasta 1 cm de distancia del borde, se centrifugó a 1 400 rpm durante ocho  
210 minutos y se completó con sulfato de zinc hasta llenar el borde. Se colocó un cubreobjetos en el borde  
211 y se esperó diez minutos, por último, el cubreobjetos fue colocado cubriendo a un portaobjetos.  
212 El análisis microscópico se realizó en muestras de sangre y de heces, revisando al menos 40 campos,  
213 abarcando toda el área de la muestra, a una magnificación de 400 X en un microscopio compuesto  
214 (Nikon® Eclipse, Japón). Las formas parasitarias detectadas en cada placa fueron fotografiadas. Para  
215 su identificación microscópica, se elaboraron atlas con información de los parásitos reportados en  
216 roedores y zarigüeyas, y se identificó mediante la comparación de características morfológicas.

## 217 **2.5. Obtención de ADN y detección molecular de endoparásitos**

218 El ADN de las muestras de heces se obtuvo a partir de aproximadamente 30 gr de muestra con el kit  
219 PureLink™ Microbione DNA Purification Kit (Invitrogen®, EE. UU) siguiendo las indicaciones del  
220 fabricante. La obtención de ADN de tejido se realizó a partir de 300 µl de la muestra de sangre en  
221 EDTA y de 20 gr de muestra de hígado con el kit Wizar Genomic® DNA Purification Kit (Promega®,  
222 EE. UU.) siguiendo las indicaciones del fabricante. Las muestras de ADN fueron almacenadas a -20 °C  
223 hasta su análisis.

224 La detección molecular de parásitos en heces, sangre e hígado se realizó mediante la amplificación de  
225 la región 18S del gen de ARNr. Para esta amplificación se utilizaron los cebadores descritos por

226 Cannon et al. (2018) diseñados para nueve grupos taxonómicos que contienen a la mayoría de las  
227 especies parasitarias que afectan al ser humano (Tabla 1). Las muestras de ADN extraídas de heces  
228 fueron amplificadas con todos los cebadores antes mencionados; mientras que las muestras de ADN de  
229 sangre e hígado fueron amplificadas con los cebadores de Apicomplexa (A, B y C) y Kinetoplastida  
230 que detectan hemoparásitos.

231 La reacción de PCR se realizó con una mezcla que contiene 1X de Go Taq® Colorless Master Mix,  
232 100pmol/μl de cada cebador, 50-100 ng de ADN (concentración 100 ng/μl) y de agua libre de  
233 nucleasas para obtener un volumen final de 12,5 μl. Las condiciones de amplificación consistieron en  
234 un ciclo de desnaturalización inicial a 95 °C por 10 min, seguido de 40 ciclos a 95 °C por 30 s, 50 °C  
235 por 30 s y 72 °C por 30 s, con una extensión final de 72 °C por 12 min. La determinación de una  
236 muestra positiva se dio a partir de la obtención de una banda con el tamaño esperado según lo indicado  
237 en la Tabla 1. En todos los grupos de reacciones se colocaron controles negativos (agua libre de  
238 nucleasas), sin embargo, una limitación de este estudio fue la falta de controles positivos para todos los  
239 grupos taxonómicos evaluados. Los grupos que contaron con controles positivos fueron: Apicomplexa  
240 B (*Plasmodium falciparum*), Kinetoplastida (*Trypanosoma cruzi* y *Leishmania mexicana*), Nematoda  
241 A, B y C (*Toxocara* spp.).

242 Los productos de amplificación se observaron en un gel de agarosa al 2 % teñido con SYBR safe  
243 (Invitrogen, Waltman, MA, EE. UU.) a 100 mV por 75 min. Los productos amplificados fueron  
244 enviados a MacroGen® en Corea del Sur para su secuenciación.

## 245 **2.6. Obtención de ADN e identificación molecular de endoparásitos adultos**

246 El ADN de los endoparásitos adultos se obtuvo a partir de 20 gr de muestra de tejido con el kit Wizard  
247 Genomic® DNA Purification Kit (Promega®, EE. UU.) siguiendo las indicaciones del fabricante para  
248 muestras de tejido duro. Las muestras de ADN fueron almacenadas a -20 °C hasta su análisis.

249 La identificación se realizó mediante la amplificación de un fragmento de 710 pb de la subunidad I del  
250 gen mitocondrial del citocromo c oxidasa (COI) con los cebadores universales descritos por Folmer

251 (1994) LCOI 1490 (5'-GGTCAACAAATCAAAGATATTGG-3') y HCO2198 (5'-  
252 TAAACTTCAGGGTGACCAAAAAATCA-3'). La reacción de PCR se realizó con una mezcla de 1X  
253 Go Taq® Colorless Master Mix, 100pmol/μl de cada cebador y 50-100 ng de ADN (concentración 100  
254 ng/ul) y agua libre de nucleasas hasta un volumen final 12,5 μl.  
255 Las condiciones de amplificación consistieron en un ciclo desnaturalización inicial a 95°C durante siete  
256 min, seguido de 35 ciclos a 95 °C por 1 min, 40 °C por 90 s y 72 °C por 1 min, con una extensión final  
257 a 72 °C por 7 min. Los productos de amplificación fueron visualizados en un gel de agarosa al 2 % a  
258 100 mV por 75 min y fueron enviados a Macrogen® en Corea del Sur para su secuenciación.

## 259 **2.7. Identificación taxonómica y molecular de ectoparásitos.**

260 La identificación de ectoparásitos se llevó a cabo mediante claves taxonómicas. Para garrapatas se  
261 utilizaron las claves descritas por Bermúdez S. (2018), para los ácaros se siguió la guía de Furman D.  
262 (1972), en el caso de las pulgas se siguieron las claves de Acosta R. & Morrone J. (2003) y en el  
263 caso de los dípteros las claves dispuestas por Mlynárová et al. (2023).

264 El ADN de las garrapatas se obtuvo de individuos en fase adulta mediante el kit QIAamp DNA Tissue  
265 (Qiagen®, Chatsworth, CA) siguiendo las indicaciones del fabricante. Mientras que el ADN de otros  
266 ectoparásitos (ácaros y pulgas) se obtuvo mediante el kit Wizard™ Genomic DNA Purification Kit  
267 (Promega®, EE. UU.), siguiendo las indicaciones del fabricante. Las muestras de ADN fueron  
268 almacenadas a -20 °C hasta su análisis.

269 Para la identificación de garrapatas se amplificó una región de 460 pb del gen mitocondrial 16S rDNA.

270 Los cebadores usados fueron 16S+1 (5' CTGCTCAATGATTTTTTAAATTGCTGTGG-3') y 16S-1  
271 (5'-CCGGTCTGAACTCAGATCAAGT-3') (Black W. and Piesman J., 1994). La reacción de PCR se  
272 realizó con una mezcla de 1X de Go Taq® Colorless Master Mix, 100pmol/μl de cada cebador, 50-100  
273 ng de ADN (concentración 100 ng/μl) y agua libre de nucleasas hasta un volumen final 12,5 μl.

274 Las condiciones del PCR fueron de 10 ciclos a 92 °C por 1 min, 52 °C por 1 min y 72 °C por 90 s;  
275 seguido por 32 ciclos a 92 °C por 1 min, 54 °C por 30 s y 72 °C por 90 s; y una extensión final a 72 °C

276 por 7 min. Los productos amplificados se observaron en un gel de agarosa al 2 % a 80 mV por 75 min  
277 y fueron enviados a MacroGen® en Corea del Sur para su secuenciación.

278 La identificación de ácaros y pulgas se realizó mediante la amplificación de un fragmento de 710 pb de  
279 la subunidad I del gen mitocondrial del citocromo c oxidasa (COI) con los cebadores universales  
280 descritos por Folmer (1994) LCOI 1490 (5'-GGTCAACAAATCAAAGATATTGG-3') y HCO2198  
281 (5'-TAAACTTCAGGGTGACCAAAAATCA-3'). La reacción de PCR se realizó con una mezcla de  
282 1X Go Taq® Colorless Master Mix, 100pmol/μl de cada cebador y 50-100 ng de ADN (concentración  
283 100 ng/ul) y agua libre de nucleasas hasta un volumen final 12,5 μl.

284 Las condiciones de amplificación consistieron en un ciclo de desnaturalización inicial a 95°C durante 7  
285 min, seguido de 35 ciclos a 95 °C por 1 min, 40 °C por 90 s y 72 °C por 1 min, con una extensión final  
286 a 72 °C por 7 min. Los productos de amplificación fueron visualizados en un gel de agarosa al 2 % a  
287 100 mV por 75 min y fueron enviados a MacroGen® en Corea del Sur para su secuenciación.

## 288 **2.8. Análisis de secuencias**

289 Las secuencias obtenidas fueron revisadas manualmente en Mega 11.0.10 (Tamura and Kumar, 2021)  
290 se obtuvo una secuencia consenso. Estas secuencias fueron analizadas mediante BLAST en GenBank  
291 para identificar las especies y genotipos más similares. Las muestras del mismo grupo taxonómico  
292 fueron alineadas con la opción MUSCLE en Mega 11.0.10 (Tamura and Kumar, 2021) con secuencias  
293 de referencia que se recuperaron de GenBank.

## 294 **2.9. Estadística descriptiva**

295 Los índices de prevalencia de infección con parásitos (endo y ectoparásitos) según el tipo de muestra y  
296 el grupo taxonómico del hospedero fueron descritos con relación a: 1) la detección microscópica de  
297 parásitos y 2) la detección molecular de parásitos, según la fórmula:

298 Prevalencia: N° de individuos enfermos (infestados) en un momento determinado / N° de  
299 individuos en la población en ese momento.

300

### 301 3. Resultados

#### 302 3.1. Colección de pequeños mamíferos

303 Se colectaron 23 individuos de ocho especies pertenecientes a cuatro órdenes (Rodentia,  
304 Didelphimorphia, Chiroptera, y Lagomorpha).

305 El grupo más diverso fue el orden Rodentia (roedores), ya que se colectaron 11 individuos. La especie  
306 *Melanomys caliginosus*, Tomes, 1860 (ratón moreno), fue la más frecuente con ocho individuos. Los  
307 restantes roedores colectados correspondieron cada uno a las especies *Oligoryzomys destructor*,  
308 Saussure, 1860 (ratón colilargo destructor), *Hoplomys gymnurus*, Thomas, 1897 (rata acorazada) y  
309 *Rattus rattus*, Linnaeus, 1758 (rata negra). Tanto *M. caliginosus* como *O. destructor* tienen una amplia  
310 distribución altitudinal en las estribaciones occidentales de la cordillera de Los Andes (Boada, 2021;  
311 Vallejo and Boada, 2021) y su estado de conservación es de preocupación menor, según el libro rojo de  
312 mamíferos del Ecuador (Tirira D., 2011). La especie *H. gymnurus* tiene reportes más restringidos a la  
313 zona de Esmeraldas e Imbabura (Vallejo and Boada, 2022) por lo que este reporte extiende su  
314 distribución hacia el sur. Esta especie se encuentra catalogada como casi amenazada (Tirira D., 2011).  
315 Mientras que *R. rattus* es una especie invasora considerada plaga.

316 Del orden Didelphimorphia (zarigüeyas) se colectaron tres individuos de la especie *Philander*  
317 *melanurus*, Thomas, 1899 (zarigüeya gris de cola oscura) y dos individuos de la especie *Didelphis*  
318 *marsupialis*, Linnaeus, 1758 (zarigüeya común de orejas negras). Ambas especies tienen una amplia  
319 distribución geográfica (Brito et al., 2021; Romero et al., 2022) y están catalogadas como especies de  
320 preocupación menor (Tirira D., 2011).

321 Del orden Chiroptera (murciélagos) se colectaron cinco individuos de la especie *Myotis nigricans*,  
322 Schinz, 1821 (Myotis negro). Esta especie tiene una amplia distribución geográfica que abarca Centro y  
323 Sudamérica (Romero V., 2022) y está catalogada como de preocupación menor (Tirira, 2011). Mientras  
324 que en el orden Lagomorpha (conejos), se colectaron dos individuos de la especie *Sylvilagus surdaster*,  
325 Linnaeus, 1758 (conejo de Thomas). Hay pocos reportes de esta especie en Ecuador y su tamaño

326 poblacional se cree que es muy bajo por lo que se encuentra dentro de las especies catalogadas como  
327 casi amenazada en el libro rojo de mamíferos del Ecuador (Tirira D, 2011).

328 Los detalles de los individuos colectados se encuentran en la Tabla Suplementaria 1.

### 329 **3.2. Análisis del estado de salud**

330 De los 23 individuos colectados, se pudo realizar la revisión física-clínica en 17 individuos. Este  
331 análisis no fue posible en uno de los conejos y en los cinco murciélagos colectados. Las constantes  
332 fisiológicas de temperatura, frecuencia cardíaca, respiratoria y parámetros hematológicos se  
333 encontraron dentro de los rangos reportados para los diferentes órdenes taxonómicos (Tabla 2). Los  
334 datos individuales de las constantes fisiológicas de cada individuo se encuentran en la Tabla  
335 Suplementaria 1.

### 336 **3.3. Detección de endoparásitos por microscopia**

337 La revisión microscópica tanto de sangre como de heces se realizó en los **mismos individuos que**  
338 **fueron revisados de forma física**. No se encontraron hemoparásitos en ninguna de las 17 muestras de  
339 frotis sanguíneo. En las placas de heces analizadas mediante la técnica directa con tinción de Lugol, se  
340 encontró dos muestras con parásitos (11.76%). En una muestra de las zarigüeyas *D. marsupialis*, se  
341 reporta la presencia de huevos elípticos de cubierta gruesa semejante a morfotipos del nemátodo  
342 *Aspidodera* spp. que tiene una distribución mundial y ha sido reportada zarigüeyas (Vicente et al.,  
343 1997; Boullosa et al., 2021) (Figura 3a). En un ratón de la especie *M. caliginosus* se encontró una  
344 coinfección con trofozoítos grandes, ciliados y ovoides de morfotipos similares a los del protozoario  
345 *Balantidium coli* (González de Canales Simón et al., 2000) y huevos de tremátodos semejantes a  
346 *Paragonimus* spp., estos parásitos poseen distribución mundial y han sido descritos en varias especies  
347 de roedores (Múnera et al., 2013) (Figura 3b y c) (Tabla 3). En las placas preparadas mediante la  
348 técnica de flotación de Faust, se reporta una infestación de 29.41% con cinco muestras positivas. Por  
349 un lado, se confirma la infección con nemátodos en la zarigüeya *D. marsupialis* que presentaron  
350 huevos similares a los de *Aspidodera* spp. (Figura 3d) (Tabla 3). En un individuo de la especie *P.*

351 *melanurus* se reporta una coinfección con dos morfotipos de protozoarios: los trofozoítos con  
352 citoplasmas granulados semejantes a los descritos en *Acanthamoeba* spp. (Liempi et al., 2024)  
353 pertenecientes al filum Amoebozoa (Figura 3e) y huevos similares a los de *Eimeria* spp. (Figura 3f)  
354 que pertenece al filum Apicomplexa que son coccidios de distribución mundial y un hallazgo constante  
355 en heces de zarigüeyas (Marcos Antonio Bezerra-Santos et al., 2020); además, se encontró huevos  
356 infértiles en forma de barril del nemátodo *Ascaris* spp. (Figura 3g) (Tabla 3). Por otro lado, en el caso  
357 de los roedores, en el individuo de la especie *O. destructor* se observaron huevos de forma vacuolar  
358 semejantes al protozoario *Blastocystis* spp. (Figura 3h). En un individuo de la especie de ratón *M.*  
359 *caliginosus* presentó coinfección con huevos semejantes a *Strongyloides* spp. (Tobar et al., 2021)  
360 (Figura 3i) y huevos en forma de barril con opérculos que se proyectan hacia arriba que se asemejan al  
361 nemátodo *Capillaria* spp. (Ríos Z. et al., 2020) (Figura 3j); mientras que, en otro individuo de la misma  
362 especie se detectaron huevos similares a los del nemátodo *Ancylostoma* spp. (Figura 3k) (Tabla 3).  
363 Todos los parásitos identificados en roedores tienen distribución mundial y han sido reportados  
364 anteriormente en este grupo de mamíferos.

#### 365 **3.4. Detección molecular de endoparásitos**

366 Se realizó el análisis molecular de las 17 muestras de heces que fueron analizadas microscópicamente.  
367 No se obtuvieron productos de amplificación para los grupos Amoebozoa, Diplomonadida,  
368 Microsporidia, Blastocystis, Parabasalia y Platyhelminthes. Sin embargo, se obtuvieron productos de  
369 amplificación en seis muestras (35.3%) con los cebadores de Nematode C con el tamaño esperado de  
370 380-440 pb. Estos productos amplificaron en la muestra de un conejo (*S. surdaster*) y cinco roedores de  
371 las especies: *M. caliginosus* (n = 4) y *R. rattus* (n = 1) (Figura 4a). De estos productos, se obtuvo una  
372 secuencia analizable en la muestra de conejo, en donde se identificó al nemátodo  
373 *Oesophagostomum muntiacum* (100% de cobertura, 99.69% de similitud); en los roedores *M.*  
374 *caliginosus* se obtuvieron tres secuencias analizables, de las cuales una se identificó como el  
375 nemátodos *Hymenolepis microstoma* (95% de cobertura, 80.18% de similitud) y dos secuencias como

376 *Nippostrongylus brasiliensis* (> 99% de cobertura y > 98 de similitud) (Tabla 4). Sin embargo, las  
377 secuencias obtenidas de *R. rattus* y una de *M. caliginosus* no se pudieron identificar mediante BLAST.  
378 En las muestras de heces, también se obtuvo productos de amplificación con los cebadores de  
379 Apicomplexa A en tres muestras de roedores de la especie *M. caliginosus* (17,6%). Se los consideró  
380 como positivos ya que amplificaron una sola banda, a pesar de no ser del tamaño esperado de 244-248  
381 pb (Figura 4b). Las secuencias obtenidas no corresponden al orden Apicomplexa. Dos secuencias  
382 fueron identificadas como la bacteria *Escherichia coli* con 100% de cobertura en ambos casos, y 100%  
383 y 90.78% de similitud, respectivamente. La tercera secuencia fue identificada como el protozoario  
384 *Leishmania panamensis* (98% de cobertura, 91.43% de similitud) (Tabla 4).

385 Las muestras de sangre e hígado fueron analizadas con los cebadores para los grupos Apicomplexa (A,  
386 B y C) y Kinetoplastida. Se analizaron un total de 17 muestras de cada tejido. No se incluyeron las  
387 muestras de sangre de los cinco individuos del orden Chiroptera y un individuo del orden Lagomorpha;  
388 y las cinco muestras de hígado de los individuos del orden Didelphimorphia y un individuo del orden  
389 Lagomorpha.

390 En las muestras de sangre, no se obtuvo productos de amplificación para los cebadores de  
391 Kinetoplastida, sin embargo, se obtuvieron productos de amplificación en tres muestras (17.7%) del  
392 roedor *M. caliginosus* con los cebadores Apicomplexa A en donde se identificaron una sola banda por  
393 muestra, aunque no coinciden con el tamaño esperado de 244-248 pb, (Figura 4b). El análisis BLAST  
394 de las secuencias indicó la presencia de *Blastocystis* spp. en dos muestras (> 95% de cobertura y > 96%  
395 de similitud) (Tabla 4). La secuencia de una de las muestras no pudo ser identificada por BLAST.

396 En las muestras de hígado, no se obtuvo productos de amplificación con los cebadores de  
397 Apicomplexa, sin embargo, amplificaron productos para Kinetoplastida con un tamaño esperado de  
398 250-300 pb en las muestras de los cinco murciélagos (29.4%) de la especie *M. nigricans* (Figura 4c)  
399 (Tabla 4). El análisis de BLAST no logró identificar las muestras, solo una se alineó levemente como  
400 un hongo no cultivable, pero con una cobertura y similitud < 85%.

401 Se colectaron nematodos adultos del tracto digestivo de un conejo *S. surdaster* que amplificaron con  
402 los cebadores Nematode B con un tamaño esperado de 380-410 pb (Figura 4d) y la secuencia se alineó  
403 con *Hymenolepis microstoma* (100% de cobertura, 97.05% de similitud) (Tabla 4), mientras que del  
404 ratón de la especie *M. caliginosus* amplificó una banda que no pudo ser identificada por BLAST.

### 405 **3.5. Identificación taxonómica y molecular de ectoparásitos**

406 La búsqueda de ectoparásitos se realizó en 22 individuos. Se colectaron garrapatas en una zarigüeya *D.*  
407 *marsupialis* (n = 1) y un roedor *M. caliginosus* (n = 1), lo que indica una infestación de 20% en los  
408 Didelphimorphia y de 9% en Rodentia, que corresponde a un 9.0% de infestación general. Mediante  
409 claves taxonómicas se pudo determinar la especie *Ixodes luciae* (Figura 5a) que fue confirmado con el  
410 análisis de la secuencia del gen mitocondrial 16S (100% de cobertura, 99.72% de similitud).

411 En seis ratones de la especie *M. caliginosus*, se colectaron ácaros que fueron morfológicamente  
412 identificados como parte de la familia Laelapidae (Figura 5b) y corresponde al 75% de infestación en  
413 esta especie de ratón. La identificación mediante la secuencia obtenidas del COI no permitió la  
414 confirmación de la especie ya que tuvo una cobertura y similitud baja (< 77 %) que se alineó con la  
415 pulga *Callopsylla spassilis*.

416 En el ratón de la especie *O. destructor* y en la rata negra *R. rattus* se encontró infestación con pulgas  
417 morfológicamente identificadas como parte de la familia Rhopalopsyllidae (Figura 5c). No se pudo  
418 obtener una identificación molecular mediante el análisis del COI, probablemente debido a la baja  
419 calidad del ADN obtenido.

420 En uno de los murciélagos colectados (*M. nigricans*) se colectó a un insecto ectoparásito que  
421 morfológicamente fue identificado como un díptero de la familia Nycteribiidae (moscas de los  
422 murciélagos) del género *Basilisa* spp. (Figura 5d), lo que corresponde al 20% de infestación en esta  
423 especie de murciélago; sin embargo, el análisis de la secuencia del COI se alineó con dípteros de la  
424 familia Psychodidae aunque con un valor bajo de similitud (100% de cobertura, 81.22% de similitud).

425

## 426 **4. Discusión**

427 La estrecha relación del ser humano con los animales silvestres en entornos urbanos incrementa el  
428 riesgo de transmisión de enfermedades zoonóticas, por lo que la búsqueda de modelos de estudio para  
429 evaluar la dinámica e importancia de estos entornos se vuelve crucial. Este estudio evaluó el estado de  
430 salud y la carga parasitaria de pequeños mamíferos en un jardín botánico urbano, encontrando que, a  
431 pesar de la presión antropogénica, los individuos mantienen parámetros fisiológicos normales mientras  
432 albergan diversos parásitos de potencial importancia zoonótica.

### 433 **4.1. Diversidad y abundancia de mamíferos en ambientes urbanos**

434 El bajo número de individuos colectados ( $n = 23$ ) y la limitada diversidad de especies (8) en relación  
435 con el alto esfuerzo de captura (6 480 trampas-noche) refleja el impacto significativo de la  
436 urbanización sobre las poblaciones de mamíferos silvestres. Estos resultados coinciden con estudios  
437 previos que documentan reducciones importantes en abundancia y diversidad en zonas con diferentes  
438 gradientes de intervención humana (Khazan et al., 2016; Vera and Salas, 2020). La predominancia del  
439 orden Rodentia, especialmente de *M. calliginosus* (ratón moreno), sugiere la capacidad adaptativa  
440 diferencial de ciertas especies a ambientes modificados. Esta adaptabilidad ha sido reportada tanto en  
441 roedores silvestres como en aquellos ya adaptados a ambientes urbanos y se atribuye a características  
442 como altas tasas reproductivas, dietas generalistas, flexibilidad social, la capacidad de utilizar  
443 estructuras antropogénicas como refugio e incluso rápidos cambios morfológicos derivados de la  
444 interacción con el ambiente (Küçüktaş and Guenther, 2022; Pieniżek et al., 2017; Stumpp et al.,  
445 2018).

446 La presencia de especies casi amenazadas como *H. gymnurus* (rata acorazada) y *S. surdaster* (conejo  
447 silvestre) (Tirira, 2011) en el área de estudio constituyen una extensión en la distribución geográfica de  
448 estas especies, además, resalta la importancia de mantener espacios verdes urbanos como refugios de  
449 biodiversidad, incluso si son mayoritariamente habitados por especies generalistas (Villada-Cadavid  
450 and Soto-Calderón, 2020). Estos espacios, aunque pequeños, pueden servir como corredores ecológicos

451 y áreas de conservación para especies vulnerables, lo que genera una contribución significativa a los  
452 objetivos de conservación (Volenec and Dobson, 2020).

#### 453 **4.2. Estado de salud y adaptación fisiológica**

454 La evaluación clínica del 68% (n = 17) de los individuos **colectados** reveló una **adaptación fisiológica**  
455 **al ambiente urbanos**. El protocolo implementado incluyó la sujeción química mediante agentes  
456 anestésicos, lo que permitió no solo una manipulación segura y rápida que minimizó el estrés de los  
457 individuos, sino que también proporcionó un margen de seguridad importante para el personal  
458 veterinario, **reduciendo el riesgo de transmisión de patógenos**. **Este enfoque metodológico** también  
459 facilitó la liberación posterior de varios animales, minimizando el impacto sobre las poblaciones  
460 locales en esta área verde urbana.

461 Los parámetros hematológicos y las **constantes fisiológicas evaluadas** se mantuvieron generalmente  
462 dentro de los rangos normales reportados para cada orden taxonómico, sugiriendo una **adaptación**  
463 **exitosa a las presiones del ambiente intervenido**. La taquicardia (aumento de la frecuencia cardiaca)  
464 observada en *P. melanurus* coincide con una variabilidad cardiaca (arritmia sinusal) que **es común** en  
465 las zarigüeyas (Johnson-Delaney, 2000), mientras que la ligera bradipnea (disminución de la frecuencia  
466 respiratoria) en *S. surdaster* se relaciona probablemente con los efectos esperados de los protocolos  
467 anestésicos, como se ha observado en animales de laboratorio (Cervino Claudio O. et al., 2024).

468 La estabilidad de los parámetros hematológicos, particularmente en los conteos de los glóbulos rojos y  
469 blancos) sugiere que las poblaciones estudiadas **mantienen una respuesta inmunológica** adecuada a  
470 pesar de la presencia de parásitos. Otros estudios han reportado que los mamíferos silvestres en  
471 entornos urbanos pueden mantener cargas parasitarias sin comprometer significativamente su estado de  
472 salud, lo que podría indicar un nivel de tolerancia o evolución adaptativa con estos organismos  
473 (Mackenstedt et al., 2015; Mays Maestas et al., 2023)

#### 474 **4.3. Diversidad parasitaria y patrones de infección**

475 La prevalencia parasitaria detectada mediante diferentes técnicas diagnósticas nos muestra un

476 **panorama complejo de infecciones**. Las tasas observadas (11.76% por microscopía directa, 29.4% por  
477 flotación y por técnicas moleculares con diferentes cebadores: 35.3%) fueron menores que las  
478 reportadas en otros mamíferos en entornos urbanos y periurbanos, en las que las tasas de prevalencia,  
479 en helmintos, superan el 60% (Alkadir and Ayana, 2024; Froeschke and Mathee, 2014).  
480 *M. caliginosus* fue el hospedador con mayor diversidad parasitaria, albergando protozoarios  
481 (*Balantidium coli*, *Blastocystis* spp.), helmintos (*B. coli*, *Paragonimus* spp., *Strongyloides* spp.,  
482 *Capillaria* spp. *N. brasiliensis*, *H. microstoma* y *Ancylostoma* spp.), y ectoparásitos (ácaros de la  
483 familia Laelapidae). Esta alta diversidad parasitaria coincide con otros estudios que identifican a los  
484 roedores sinantrópicos como importantes reservorios de patógenos zoonóticos (Egan et al., 2024;  
485 Eikenbary et al., 2024) y en particular a *M. caliginosus* que tiene una amplia distribución geográfica y  
486 un importante potencial como reservorio de patógenos zoonóticos que requiere monitoreo e  
487 investigación para prevenir brotes (Carmona, 2016; Chinchilla-Carmona, 2014; Chinchilla-Carmona,  
488 2013).

#### 489 **4.4. Implicaciones epidemiológicas**

490 La detección de parásitos zoonóticos en el área de estudio tiene importantes implicaciones para la salud  
491 pública. La presencia de *Blastocystis* spp. y *Ancylostoma* spp. en roedores urbanos sugiere la existencia  
492 de ciclos de transmisión que podrían involucrar a humanos y animales domésticos, creando condiciones  
493 propicias para la transmisión de estos parásitos. Algunos estudios han reportado una transmisión  
494 cruzada de estos parásitos entre diferentes especies de mamíferos en entornos urbanos (Marcos Antônio  
495 Bezerra-Santos et al., 2020). Si bien *Blastocystis* es parte del microbiota intestinal humana, su  
496 presencia en otros mamíferos podría estar asociada a contaminación fecal de fuentes de agua,  
497 enfatizando la necesidad de un enfoque integrado en su vigilancia y control.

498 La diversidad de parásitos encontrada en roedores presenta varios riesgos zoonóticos. *B. coli* y  
499 *Strongyloides* spp. son patógenos con potencial zoonótico significativo. *B. coli* es un patógeno  
500 oportunista, en el que, si bien los cerdos son sus reservorios, otros mamíferos pueden infectarse al entrar

501 en contacto con agua contaminada con material fecal de los cerdos (Schuster and Ramirez-Avila, 2008),  
502 lo que podría ocurrir en ambientes urbanos y periurbanos. Mientras que varias especies de *Stongyloides*  
503 han sido reportadas en roedores y potencialmente pueden causar infecciones crónicas en humanos, en  
504 especial en individuos comprometidos, ya que se ha visto que varias especies de este nematodo pueden  
505 vivir en hospederos permisivos (Jaleta et al., 2017). La presencia de *Ancylostoma* spp. es particularmente  
506 relevante ya que este nematodo, aunque está asociado a perros y gatos, puede causar larva migrans  
507 cutánea en humanos cuando sus larvas infectivas están presentes en el suelo (Bowman et al., 2010).  
508 *Paragonimus* spp. y *Capillaria* spp. también representan riesgos potenciales, aunque con menor  
509 frecuencia de transmisión a humanos (Blair, 2024; Fuehrer et al., 2011). *N. brasiliensis* es específico de  
510 roedores y, por tanto, de menor preocupación zoonótica. En Ecuador, se ha identificado una alta  
511 prevalencia (25%) de infección en roedores (Solorzano-Alava et al., 2021).

512 En marsupiales, los resultados parasitológicos muestran una mezcla de especies específicas del  
513 hospedero y patógenos con potencial zoonótico. *Aspidodera* spp. es principalmente un parásito de  
514 marsupiales y xenarthros, siendo un hallazgo común en zarigüeyas del género *Didelphis* (Varella et al.,  
515 2022). Sin embargo, la presencia de *Acanthamoeba* spp. representa una preocupación dado su potencial  
516 como patógeno oportunista en humanos, particularmente en casos de queratitis (Lorenzo-Morales et al.,  
517 2015). Otro parásito con relevancia zoonótica es *Ascaris* ya que la presencia de sus formas invasivas en  
518 el ambiente crea un riesgo de infección en humanos por exposición directa o indirecta, dependiendo de  
519 sus actividades (Kowalczyk K, 2020). Mientras que *Eimeria* spp. tiene menor relevancia debido a que  
520 tiende a mostrar alta especificidad por su hospedero, aunque se ha visto flexibilidad en las especies que  
521 parasitan roedores (Trefancová et al., 2021).

522 El hallazgo de *O. muntiacum* e *H. microstoma* en el conejo *S. surdaster* representa un caso interesante  
523 de especificidad parasitaria. *H. microstoma* es principalmente un parásito de roedores (Panti-May et al.,  
524 2020), aunque se han reportado casos ocasionales en humanos (Macnish et al., 2003). *O. muntiacum* ha  
525 sido tradicionalmente asociado con fauna silvestre (Chen et al., 2022; Setsuda et al., 2020) incluyendo

526 primates no humanos (Medkour et al., 2020). En ambos casos, su potencial zoonótico requiere mayor  
527 investigación.

528 Los ectoparásitos identificados en roedores y zarigüeyas representan importantes vectores potenciales  
529 de patógenos zoonóticos. La garrapata *I. luciae*, que tiene una amplia distribución neotropical, ha sido  
530 reportada como vector de filarias que pueden infectar diversos mamíferos (Binetruy and Duron, 2023) y  
531 *Rickettsia* (Binetruy et al., 2020), bacteria que puede causar infecciones que varían desde moderadas  
532 hasta potencialmente mortales (Helminiak et al., 2022). Por otra parte, los ácaros de la familia  
533 Laelapidae han sido reportados como vectores de la bacteria *Bartonella*, un patógeno de importancia  
534 zoonótica (Kaminskiené et al., 2022).

535 En contraste, las pulgas de la familia Rhopallosyllidae a pesar de su alto endemismo en América del  
536 Sur, requieren mayor investigación respecto a su papel en la transmisión de enfermedades a humanos,  
537 pues actualmente no hay reportes sobre su rol como vectores de patógenos zoonóticos. En el caso de  
538 los murciélagos, los ectoparásitos encontrados del género *Basilisa* son específicos del este orden y  
539 presentan un riesgo mínimo de transmisión de enfermedades a otros mamíferos (Dick and Dittmar,  
540 2014).

541 Esta compleja red de interacciones parásito-hospedero en el ambiente urbano requiere más investigación  
542 para comprender su impacto, además, muestra la importancia de considerar tanto la especificidad del  
543 hospedero como el potencial zoonótico al evaluar los riesgos para la salud pública. La presencia  
544 simultánea de parásitos específicos y aquellos con potencial zoonótico sugiere que los mamíferos  
545 silvestres son reservorios de patógenos de importancia médica y veterinaria, mientras mantienen sus  
546 propias comunidades parasitarias específicas. Esta dinámica resalta la necesidad de un enfoque Una  
547 Salud en la vigilancia y control de las enfermedades parasitarias en áreas urbanas.

#### 548 **4.5. Limitaciones metodológicas y desafíos técnicos**

549 El trabajo con fauna silvestre en condiciones de campo presenta limitaciones metodológicas importantes.

550 Un desafío fundamental es la imposibilidad de realizar evaluaciones diagnósticas completas debido a la

551 falta de equipamiento especializado como electrocardiógrafos, ecógrafos y equipos radiológicos  
552 (Silvestre A. and Cuenca R., 2011; Villalba-Alemán and Muñoz-Romo, 2016). Esto se complica con el  
553 tamaño reducido de muestras biológicas, particularmente en especies pequeñas como murciélagos y  
554 roedores, donde el volumen mínimo de sangre requerido para el análisis hematológico (200 µl) raramente  
555 se alcanza (Villalba-Alemán and Muñoz-Romo, 2016). La variabilidad de la sensibilidad de las pruebas  
556 diagnósticas se evidenció en los diferentes porcentajes de detección obtenidos: microscopía directa  
557 (11.76%), flotación (29.4%) y técnicas moleculares (35.3%). Esta variación coincide con estudios  
558 previos donde la microscopía directa muestra menor sensibilidad que las técnicas de concentración y  
559 moleculares (Cárdenas Camacho et al., 2021; López-Rodríguez and Pérez López, 2011). Estas  
560 limitaciones remarcan la necesidad de desarrollar protocolos para trabajo en campo con diferentes grupos  
561 taxonómicos y optimizar técnicas moleculares para muestras de animales silvestres, que son  
562 fundamentales para la interpretación adecuada de resultados.

### 563 **Agradecimientos**

564 Queremos a quienes nos apoyaron en el trabajo de campo, en particular a Marco Álvarez, Pedro Flecher,  
565 Verónica Rojas y Francisco Sánchez del Jardón Botánico Padre Julio Marrero, también a Fernando  
566 Anaguano por su asesoría durante el trampeo, a Maritza Cedeño por su apoyo en los laboratorios de la  
567 PUCE sede Santo Domingo y, a los estudiantes de la carrera de Medicina Veterinaria de la Universidad  
568 UTE sede Santo Domingo por su apoyo en el monitoreo de trampas y revisión veterinaria de los  
569 especímenes.

### 570 **Financiamiento**

571 Este proyecto se realizó con fondos de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador, QINV0405-  
572 IINV529010100 y PI-05-CP-PUCESD-2023.

573 **Declaración de interés:** Ninguno

### 574 **Contribuciones de los autores:**

575 ABJ: Investigación escritura del borrador original, revisión y edición.

576 HFLV: Conceptualización, revisión y edición del documento, supervisión  
577 SBS: Conceptualización, adquisición de fondos, revisión y edición del documento.  
578 MAC: Apoyo en metodología, revisión y edición del documento  
579 ALP: Apoyo en metodología, revisión y edición del documento  
580 SE: Apoyo en metodología, revisión y edición del documento  
581 SOM: Conceptualización, revisión y edición del documento, supervisión, administración del proyecto y  
582 adquisición de fondos.

### 583 **Referencias**

584 Acosta R., Morrone J., 2003. Clave ilustrada para la identificación de los taxones supraespecíficos de  
585 siphonaptera de México. Acta Zool Mex 39–53.

586 Alkadir, G., Ayana, D., 2024. Helminth Control Practices in Sheep and Cattle in Urban and Peri-Urban  
587 Areas of Adea District, Central Ethiopia. Veterinary Medicine: Research and Reports Volume 15,  
588 181–195. <https://doi.org/10.2147/VMRR.S450106>

589 Bermúdez S, Apanaskevich D, Domínguez L, 2018. Garrapatas Ixodidae de Panamá, ISBN. ed.

590 Bezerra-Santos, Marcos Antônio, Furtado, L.F.V., Rabelo, É.M.L., Nogueira, B.C.F., Yamatogi, R.S.,  
591 Campos, A.K., 2020. High prevalence of Ancylostoma caninum infection in black-eared  
592 opossums (Didelphis aurita) in an urban environment. Parasitol Res 119, 2343–2346.  
593 <https://doi.org/10.1007/s00436-020-06708-1>

594 Bezerra-Santos, Marcos Antonio, Nogueira, B.C.F., Ramos, R.A.N., Duszybski, D.W., Araújo, J.V.  
595 De, Campos, A.K., 2020. Eimeria spp. (Apicomplexa: Eimeriidae) in Didelphis aurita Wied-  
596 Neuwied, 1826 (Didelphimorphia: Didelphidae) and description of a new species infecting this  
597 opossum. Zootaxa 4878. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4878.3.8>

598 Binetruy, F., Buysse, M., Barosi, R., Duron, O., 2020. Novel Rickettsia genotypes in ticks in French  
599 Guiana, South America. Sci Rep 10, 2537. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-59488-0>

600 Binetruy, F., Duron, O., 2023. Molecular detection of Cercopithifilaria, Cruorifilaria and Dipetalonema

601 -like filarial nematodes in ticks of French Guiana. *Parasite* 30, 24.

602 <https://doi.org/10.1051/parasite/2023027>

603 Bitencourt, M.M., Bezerra, A.M., 2022. Infection agents of Didelphidae (Didelphimorphia) of Brazil:  
604 an underestimated matter in zoonoses research. . *Mammalia* 2, 105–122.

605 Black W., Piesman J., 1994. Phylogeny of hard- and soft-tick taxa (Acari: Ixodida) based on  
606 mitochondrial 16S rDNA sequences. *Proc. Nati. Acad. Sci. USA* 91, 10034–10038.

607 Blair, D., 2024. Paragonimiasis. pp. 203–238. [https://doi.org/10.1007/978-3-031-60121-7\\_6](https://doi.org/10.1007/978-3-031-60121-7_6)

608 Boada, C., 2021. *Oligoryzomys destructor* [WWW Document]. Mamíferos del Ecuador. Version  
609 2018.0. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. URL  
610 <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Oligoryzomys%20destructor>, (accessed  
611 8.13.24).

612 Boullosa, R.G., Costa-Neto, S.F., Morgado, L., Maldonado, A., Gentile, R., 2021. A longitudinal  
613 survey of gastrointestinal parasites of the black-eared opossum *Didelphis aurita* at an urban-  
614 sylvatic interface area in Southeast Brazil: a morphological and ecological characterization based  
615 on helminth eggs. *Parasitol Res* 120, 3815–3825. <https://doi.org/10.1007/s00436-021-07314-5>

616 Bowman, D.D., Montgomery, S.P., Zajac, A.M., Eberhard, M.L., Kazacos, K.R., 2010. Hookworms of  
617 dogs and cats as agents of cutaneous larva migrans. *Trends Parasitol* 26, 162–167.  
618 <https://doi.org/10.1016/j.pt.2010.01.005>

619 Brandão, J., Graham, J., Quesenberry, K.E., 2020. Basic Approach to Veterinary Care of Rabbits, in:  
620 *Ferrets, Rabbits, and Rodents*. Elsevier, pp. 150–161. [https://doi.org/10.1016/B978-0-323-48435-](https://doi.org/10.1016/B978-0-323-48435-0.00012-5)  
621 [0.00012-5](https://doi.org/10.1016/B978-0-323-48435-0.00012-5)

622 Brito, J., Camacho, M.A., Romero, V., Vallejo, A.F., 2021. *Didelphis marsupialis* [WWW Document].  
623 *Mamíferos del Ecuador*. Version 2018.0. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del  
624 Ecuador. URL  
625 <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Didelphis%20marsupialis>, (accessed

626 8.13.24).

627 Brook, C.E., Dobson, A.P., 2015. Bats as ‘special’ reservoirs for emerging zoonotic pathogens. Trends  
628 Microbiol 23, 172–180. <https://doi.org/10.1016/j.tim.2014.12.004>

629 Calvopiña, M., Cabezas-Moreno, M., Cisneros-Vásquez, E., Paredes-Betancourt, I., Bastidas-Caldes,  
630 C., 2023. Diversity and prevalence of gastrointestinal helminths of free-roaming dogs on coastal  
631 beaches in Ecuador: Potential for zoonotic transmission. Vet Parasitol Reg Stud Reports 40,  
632 100859. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2023.100859>

633 Calvopiña, M., Cevallos, W., Atherton, R., Saunders, M., Small, A., Kumazawa, H., Sugiyama, H.,  
634 2015. High Prevalence of the Liver Fluke *Amphimerus* sp. in Domestic Cats and Dogs in an Area  
635 for Human Amphimeriasis in Ecuador. PLoS Negl Trop Dis 9, e0003526.  
636 <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0003526>

637 Cannon, M. V., Bogale, H., Rutt, L., Humphrys, M., Korpe, P., Duggal, P., Ravel, J., Serre, D., 2018.  
638 A high-throughput sequencing assay to comprehensively detect and characterize unicellular  
639 eukaryotes and helminths from biological and environmental samples. Microbiome 6, 195.  
640 <https://doi.org/10.1186/s40168-018-0581-6>

641 Cárdenas Camacho, J., Lesmes Infante, K.I., Torres Tocasuche, M.C., Alcantara-Neves, N.M.,  
642 Jaramillo Hernández, D.A., 2021. Evaluación de técnicas coprodiagnósticas para *Toxocara canis*.  
643 Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú 32, e18861.  
644 <https://doi.org/10.15381/rivep.v32i3.18861>

645 Carmona, M., Campos, I., Porras, R., Campos, L., 2016. Presencia de *Babesia* sp. (Piroplasmida:  
646 Babesidae) en *Melanomys caliginosus* (Rodentia: Cricetidae) de una reserva biológica de Costa  
647 Rica. Brenesia 82–85.

648 Carpenters J., Marion C., 2018. Exotic Animal Formulary, Fifth edition. ed. ELSIEVER.

649 Cervino Claudio O., López María del Rosario, Rodríguez María Fernanda, Cogo Pagella Joaquín,  
650 2024. Effects of ketamine/ $\alpha$ -2 agonists induced anesthesia on cardiorespiratory response in

651 laboratory rats. *Rev. med. vet.* 105, 70–79.

652 Chen, Q., Wang, X., Li, C., Wu, W., Zhang, K., Deng, X., Xie, Y., Guan, Y., 2022. Investigation of  
653 parasitic nematodes detected in the feces of wild carnivores in the Eastern Qinghai-Tibet Plateau,  
654 China. *Pathogens* 11, 1520. <https://doi.org/10.3390/pathogens11121520>

655 Chico, M.E., Vaca, M.G., Rodriguez, A., Cooper, P.J., 2019. Soil-transmitted helminth parasites and  
656 allergy: Observations from Ecuador. *Parasite Immunol* 41. <https://doi.org/10.1111/pim.12590>

657 Diaz, E., Hidalgo, A., Villamarin, C., Donoso, G., Barragan, V., 2021. Vector-borne zoonotic blood  
658 parasites in wildlife from Ecuador: A report and systematic review. *Vet World* 1935–1945.  
659 <https://doi.org/10.14202/vetworld.2021.1935-1945>

660 Dick, C.W., Dittmar, K., 2014. Parasitic bat flies (Diptera: Streblidae and Nycteribiidae): Host  
661 specificity and potential as vectors, in: *In Bats (Chiroptera) as Vectors of Diseases and Parasites*.  
662 Springer: Berlin/Heidelberg, pp. 131–155.

663 Egan, S., Barbosa, A.D., Feng, Y., Xiao, L., Ryan, U., 2024. Critters and contamination: Zoonotic  
664 protozoans in urban rodents and water quality. *Water Res* 251, 121165.  
665 <https://doi.org/10.1016/j.watres.2024.121165>

666 Eikenbary, B., Devaraju, P., Chakkravarthi, A., Sihag, K.K., Nathan, T., Thangaraj, G., Srinivasan, L.,  
667 Kumar, A., 2024. A molecular survey of zoonotic pathogens of public health importance in  
668 rodents/shrews and their ectoparasites trapped in Puducherry, India. *Trans R Soc Trop Med Hyg*  
669 118, 616–624. <https://doi.org/10.1093/trstmh/trae033>

670 Folmer, O., Black, M., Hoeh, W., Lutz, R., Vrijenhock, R., 1994. DNA primers for amplification of  
671 mitochondrial cytochrome c oxidase subunit I from diverse metazoan invertebrates. *Molecular*  
672 *Marine Biology and Biotechnology* 3, 294–299.

673 Froeschke, G., Matthee, S., 2014. Landscape characteristics influence helminth infestations in a peri-  
674 domestic rodent - implications for possible zoonotic disease. *Parasit Vectors* 7, 393.  
675 <https://doi.org/56-3305-7-39310.1186/17>

676 Fuehrer, H.-P., Igel, P., Auer, H., 2011. *Capillaria hepatica* in man—an overview of hepatic  
677 capillariosis and spurious infections. *Parasitol Res* 109, 969–979. [https://doi.org/10.1007/s00436-](https://doi.org/10.1007/s00436-011-2494-1)  
678 011-2494-1

679 Furman D., 1972. Lelapid mites (Lealipidae: Lealapinae) of Venezuela, Biological series. ed.

680 Gardner, A.L., 2008. *Mammals of South America, Volume 1*. University of Chicago Press.  
681 <https://doi.org/10.7208/chicago/9780226282428.001.0001>

682 González de Canales Simón, P., del Olmo Martínez, L., Cortejoso Hernández, A., Arranz Santos, T.,  
683 2000. Balantidiasis cólica. *Gastroenterol Hepatol* 23, 129–131.

684 González-Ramírez, L.C., Vázquez, C.J., Chimbaina, M.B., Djabayan-Djibeyan, P., Prato-Moreno, J.G.,  
685 Trelis, M., Fuentes, M.V., 2021. Ocurrence of enteroparasites with zoonotic potential in animals  
686 of the rural area of San Andres, Chimborazo, Ecuador. *Vet Parasitol Reg Stud Reports* 26,  
687 100630. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2021.100630>

688 Gotfred-Rasmussen, H., Lund, M., Enemark, H.L., Erlandsen, M., Petersen, E., 2016. Comparison of  
689 sensitivity and specificity of 4 methods for detection of *Giardia duodenalis* in feces:  
690 immunofluorescence and PCR are superior to microscopy of concentrated iodine-stained samples.  
691 *Diagn Microbiol Infect Dis* 84, 187–190. <https://doi.org/10.1016/j.diagmicrobio.2015.11.005>

692 Han, B.A., Kramer, A.M., Drake, J.M., 2016. Global Patterns of Zoonotic Disease in Mammals. *Trends*  
693 *Parasitol* 32, 565–577. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2016.04.007>

694 Han, B.A., Schmidt, J.P., Bowden, S.E., Drake, J.M., 2015. Rodent reservoirs of future zoonotic  
695 diseases. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 112, 7039–7044.  
696 <https://doi.org/10.1073/pnas.1501598112>

697 Hassell, J.M., Begon, M., Ward, M.J., Fèvre, E.M., 2017. Urbanization and disease emergence:  
698 dynamics at the wildlife–livestock–human interface. *Trends Ecol Evol* 32, 55–67.  
699 <https://doi.org/10.1016/j.tree.2016.09.012>

700 Helminiak, L., Mishra, S., Kim, H.K., 2022. Pathogenicity and virulence of *Rickettsia*. *Virulence* 13,

701 1752–1771. <https://doi.org/10.1080/21505594.2022.2132047>

702 Islam, M.M., Farag, E., Hassan, M.M., Bansal, D., Awaidy, S. Al, Abubakar, A., Al-Romaihi, H.,  
703 Mkhize-Kwitshana, Z., 2020. Helminth parasites among rodents in the Middle East Countries: A  
704 Systematic Review and Meta-Analysis. *Animals* 10, 2342. <https://doi.org/10.3390/ani10122342>

705 Jaleta, T.G., Rödelsperger, C., Streit, A., 2017. Parasitological and transcriptomic comparison of  
706 *Strongyloides ratti* infections in natural and in suboptimal permissive hosts. *Exp Parasitol* 180,  
707 112–118. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2016.12.003>

708 Johnson-Delaney, C.A., 2000. Therapeutics of companion exotic marsupials. *Veterinary Clinics of*  
709 *North America: Exotic Animal Practice* 173–181.

710 Jones, K.E., Patel, N.G., Levy, M.A., Storeygard, A., Balk, D., Gittleman, J.L., Daszak, P., 2008.  
711 Global trends in emerging infectious diseases. *Nature* 451, 990–993.  
712 <https://doi.org/10.1038/nature06536>

713 Kaminskienė, E., Paulauskas, A., Balčiauskas, L., Radzijeuskaja, J., 2022. *Bartonella* spp. detection in  
714 *laelapid* (Mesostigmata: Laelapidae) mites collected from small rodents in Lithuania. *Journal of*  
715 *Vector Ecology* 47. <https://doi.org/10.52707/1081-1710-47.2.195>

716 Khazan, E.S., Arias, M.A., Fernández Porrás, L.M., 2016. Large mammal community composition and  
717 relative abundance under a disturbance gradient in Northeast Costa Rica. *Rev Biol Trop* 64.  
718 <https://doi.org/10.15517/rbt.v64i4.22734>

719 Kowalczyk K, K.T., 2020. Contamination of soil with eggs of geohelminths *Ascaris* spp., *Trichuris*  
720 spp., *Toxocara* spp. in Poland - potential source of health risk in farmers. 66, 433–440.  
721 <https://doi.org/10.17420/ap6604.283>

722 Küçüktaş, F.M., Guenther, A., 2022. Does Living in Human-Altered Environments Affect Life-History  
723 and Personality of Wild Mice? *Front Ecol Evol* 10. <https://doi.org/10.3389/fevo.2022.892752>

724 Learmount, J., Zimmer, I.A., Conyers, C., Boughtflower, V.D., Morgan, C.P., Smith, G.C., 2012. A  
725 diagnostic study of *Echinococcus multilocularis* in red foxes (*Vulpes vulpes*) from Great Britain.

726 Vet Parasitol 190, 447–453. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2012.07.003>

727 Liempi, D., Saldivia, R., Flores-Martin, S.N., 2024. *Acanthamoeba* spp. Revista chilena de infectología  
728 41, 165–166. <https://doi.org/10.4067/s0716-10182024000100165>

729 López-Rodríguez, M.J., Pérez López, M.D., 2011. Parasitosis intestinales. Anales de Pediatría  
730 Continuada 9, 249–258. [https://doi.org/10.1016/S1696-2818\(11\)70035-X](https://doi.org/10.1016/S1696-2818(11)70035-X)

731 Lorenzo-Morales, J., Khan, N.A., Walochnik, J., 2015. An update on *Acanthamoeba* keratitis:  
732 diagnosis, pathogenesis and treatment. Parasite 22, 10. <https://doi.org/10.1051/parasite/2015010>

733 Lozada, S., Ramírez, G.F., Osorio, J.H., 2015. Características morfológicas de un grupo de *Zarigüeyas*  
734 (*Didelphys marsupialis*) del suroccidente Colombiano. Revista de Investigaciones Veterinarias del  
735 Perú 26, 200. <https://doi.org/10.15381/rivep.v26i2.11011>

736 Luis, A.D., Hayman, D.T.S., O’Shea, T.J., Cryan, P.M., Gilbert, A.T., Pulliam, J.R.C., Mills, J.N.,  
737 Timonin, M.E., Willis, C.K.R., Cunningham, A.A., Fooks, A.R., Rupprecht, C.E., Wood, J.L.N.,  
738 Webb, C.T., 2013. A comparison of bats and rodents as reservoirs of zoonotic viruses: are bats  
739 special? Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences 280, 20122753.  
740 <https://doi.org/10.1098/rspb.2012.2753>

741 Mackenstedt, U., Jenkins, D., Romig, T., 2015. The role of wildlife in the transmission of parasitic  
742 zoonoses in peri-urban and urban areas. Int J Parasitol Parasites Wildl 4, 71–79.  
743 <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2015.01.006>

744 Macnish, M.G., Ryan, U.M., Behnke, J.M., Thompson, R.C.A., 2003. Detection of the rodent  
745 tapeworm *Rodentolepis* (= *Hymenolepis*) *microstoma* in humans. A new zoonosis? Int J Parasitol  
746 33, 1079–1085. [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(03\)00137-1](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(03)00137-1)

747 Mays Maestas, S.E., Campbell, L.P., Wisely, S.M., Dingman, P.A., Reeves, L.E., Kaufman, P.E., 2023.  
748 Comparison of ectoparasite communities of sylvatic and urban wild mesomammals and unowned  
749 community cats in north-central Florida. J Med Entomol 60, 460–469.  
750 <https://doi.org/10.1093/jme/tjad026>

751 Medkour, H., Amona, I., Laidoudi, Y., Davoust, B., Bitam, I., Levasseur, A., Akiana, J., Diatta, G.,  
752 Pacheco, L., Gorsane, S., Sokhna, C., Hernandez-Aguilar, R.A., Barciela, A., Fenollar, F., Raoult,  
753 D., Mediannikov, O., 2020. Parasitic Infections in African Humans and Non-Human Primates.  
754 *Pathogens* 9, 561. <https://doi.org/10.3390/pathogens9070561>

755 Meerburg, B.G., Singleton, G.R., Kijlstra, A., 2009. Rodent-borne diseases and their risks for public  
756 health. *Crit Rev Microbiol* 35, 221–270. <https://doi.org/10.1080/10408410902989837>

757 Meurs, L., Polderman, A.M., Vinkeles Melchers, N.V.S., Brienen, E.A.T., Verweij, J.J., Groosjohan,  
758 B., Mendes, F., Mechendura, M., Hepp, D.H., Langenberg, M.C.C., Edelenbosch, R., Polman, K.,  
759 van Lieshout, L., 2017. Diagnosing Polyparasitism in a High-Prevalence Setting in Beira,  
760 Mozambique: Detection of Intestinal Parasites in Fecal Samples by Microscopy and Real-Time  
761 PCR. *PLoS Negl Trop Dis* 11, e0005310. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0005310>

762 Mlynárová, L., Korytár, L., Manko, P., Ondrejková, A., Prokeš, M., Smolák, R., Oboňa, J., 2023.  
763 Updated Taxonomic Key of European Nycteribiidae (Diptera), with a Host-Parasite Network.  
764 *Diversity (Basel)* 15, 573. <https://doi.org/10.3390/d15040573>

765 Moncayo AL, Lovato R, Cooper PJ., 2018. Soil-transmitted helminth infections and nutritional status  
766 in Ecuador: findings from a national survey and implications for control strategies. *BMJ Open*.

767 Morand, S., Jittapalapong, S., Kosoy, M., 2015. Rodents as Hosts of Infectious Diseases: Biological  
768 and Ecological Characteristics. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases* 15, 1–2.  
769 <https://doi.org/10.1089/vbz.2015.15.1.intro>

770 MSP, 2022. *Gaceta vectorial*.

771 Múnera, O., Ardila, N., Muñoz, C., Pabón, C., Gallego, L., García, G., Grisales, L., 2013. Lung  
772 paragonimiasis in children: Report of two cases. *Iatreia* 26, 336–345.

773 O'Mara, M.T., Rikker, S., Wikelski, M., Ter Maat, A., Pollock, H.S., Dechmann, D.K.N., 2017. Heart  
774 rate reveals torpor at high body temperatures in lowland tropical free-tailed bats. *R Soc Open Sci*  
775 4, 171359. <https://doi.org/10.1098/rsos.171359>

- 776 Ortega A., G.A., Ruiz H., 2022. Examen clínico general de zarigüeyas. ACMEVEZ 9–24.
- 777 Ortega, A., Gómez, A., Ruiz, H., 2023. Examen clínico general de Zarigüeyas. Actualidades En  
778 Medicina Veterinaria y Zootecnia de México.
- 779 Panti-May, J.A., Servían, A., Ferrari, W., Zonta, M.L., Hernández-Mena, D.I., Hernández-Betancourt,  
780 S.F., Robles, M. del R., Machain-Williams, C., 2020. Morphological and molecular identification  
781 of hymenolepidid cestodes in children and synanthropic rodents from rural Mexico. Parasitol Int  
782 75, 102042. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2019.102042>
- 783 Parkinson, C.M., O'Brien, A., Albers, T.M., Simon, M.A., Clifford, C.B., Pritchett-Corning, K.R.,  
784 2011. Diagnosis of ecto- and endoparasites in laboratory rats and mice. Journal of Visualized  
785 Experiments. <https://doi.org/10.3791/2767>
- 786 Patton J., 2015. Mammals of South America, volumen 2 Rodents.
- 787 Pieniążek, A., Sokół, M., Kozakiewicz, M., 2017. Ecological Characteristics of Two Closely Related  
788 Rodent Species in Urban Environment—Permanent Inhabitant vs Newcomer. Natural Resources  
789 08, 69–80. <https://doi.org/10.4236/nr.2017.82005>
- 790 Real Jardín Botánico, 2022. El Real Jardín Botánico-CSIC y el Jardín Botánico Padre Julio Marrero de  
791 Ecuador unen sus lazos a través de la ciencia y el arte.
- 792 Ríos Z., W., Pinedo V., R., Casas A., E., Abad A., D., Chávez V., A., 2020. Prevalencia de helmintiasis  
793 gastrointestinal en cuyes (*Cavia porcellus*) de crianza familiar-comercial en Junín, Perú. Revista  
794 de Investigaciones Veterinarias del Perú 31, e17817. <https://doi.org/10.15381/rivep.v31i2.17817>
- 795 Romero V., 2022. *Myotis nigricans* [WWW Document]. Mamíferos del Ecuador. Version 2018.0.  
796 Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. URL  
797 . <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Myotis%20nigricans> (accessed  
798 9.13.24).
- 799 Romero, V., Vallejo, A.F., Boada, C., 2022. *Philander melanurus* [WWW Document]. Mamíferos del  
800 Ecuador. Version 2018.0. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. URL

801 <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Philander%20melanurus>, (accessed  
802 8.13.24).

803 Romero-Sandoval N, Ortiz-Rico C, Sánchez-Pérez HJ, 2017. Soil transmitted helminthiasis in  
804 indigenous groups. A community cross sectional study in the Amazonian southern border region  
805 of Ecuador. .

806 Sánchez Parrales, F., Bravo-Sánchez, S., Suárez López, R., 2015. Evaluación de la colección de palmas  
807 del Jardín Botánico Padre Julio Marrero (Ecuador) y su propuesta de conservación de especies  
808 nativas. Rev. Incl. 2, 259–271.

809 Schuster, F.L., Ramirez-Avila, L., 2008. Current World Status of *Balantidium coli*. Clin Microbiol Rev  
810 21, 626–638. <https://doi.org/10.1128/CMR.00021-08>

811 Sears, W.J., Cardenas, J., Kubofcik, J., Nutman, T.B., Cooper, P.J., 2022. Zoonotic *Ancylostoma*  
812 *ceylanicum* Hookworm Infections, Ecuador. Emerg Infect Dis 28, 1867–1869.  
813 <https://doi.org/10.3201/eid2809.220248>

814 Setsuda, A., Kato, E., Sakaguchi, S., Tamemasa, S., Ozawa, S., Sato, H., 2020. *Chabaudstrongylus*  
815 *niniae* (Trichostrongylidae: Cooperiinae) and *Oesophagostomum muntiacum* (Chabertiidae:  
816 *Oesophagostominae*) in feral alien Reeves’s muntjacs on Izu-Oshima Island, Tokyo, Japan. J  
817 Helminthol 94, e48. <https://doi.org/10.1017/S0022149X19000245>

818 Silvestre A., L.S., Cuenca R., 2011. Hematology and blood cytology in reptiles. Clin. Vet. Peq. Anim  
819 131–141.

820 Solorzano-Alava, L.F., Sanchez-Amador, F.I., Sanchez-Giler, S., Pizarro V, J., 2021. *R. rattus* y *R.*  
821 *norvegicus*, como reservorio de endoparásitos zoonóticos en Ecuador. Rev MVZ Cordoba 26,  
822 e1260. <https://doi.org/10.21897/rmvz.1260>

823 Stumpp, R., Fuzessy, L., Paglia, A.P., 2018. Environment Drivers Acting on Rodent Rapid  
824 Morphological Change. J Mamm Evol 25, 131–140. <https://doi.org/10.1007/s10914-016-9369-2>

825 Tamura, K., S.G., Kumar, S., 2021. MEGA11: molecular evolutionary genetics analysis version 11. .

826 Mol Biol Evol 38, 3022–3027.

827 Tapia-Veloz, E., Gozalbo, M., Guillén, M., Dashti, A., Bailo, B., Köster, P.C., Santín, M., Carmena,  
828 D., Trelis, M., 2023. Prevalence and associated risk factors of intestinal parasites among  
829 schoolchildren in Ecuador, with emphasis on the molecular diversity of *Giardia duodenalis*,  
830 *Blastocystis* sp. and *Enterocytozoon bieneusi*. PLoS Negl Trop Dis 17, e0011339.  
831 <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0011339>

832 Tirira D, 2011. Libro Rojo de los mamíferos del Ecuador., 2a Edición. ed. Fundación Mamíferos y  
833 Conservación, Pontificia Universidad Católica del Ecuador y Ministerio del Ambiente del  
834 Ecuador. Publicación especial sobre los mamíferos del Ecuador .

835 Tirira, D., S. Burneo, 2012. Investigación y conservación sobre murciélagos en el Ecuador. . Pontificia  
836 Universidad Católica del Ecuador, Fundación Mamíferos y Conservación y Asociación  
837 Ecuatoriana de Mastozoología.

838 Tirira, D.G., Brito J., Burneo S. F., Pinto, C.M., Salas, J.A., Comisión de Diversidad de la AEM, 2023.  
839 Mamíferos del Ecuador: lista oficial actualizada de especies / Mammals of Ecuador: official  
840 updated species checklist., Versión 2023.1. ed.

841 Tobar, J., Ramos Sarmiento, D., Tayupanta, D., Rodríguez, M., Aguilar, F., 2021. Microscopic and  
842 molecular evaluation of *Strongyloides venezuelensis* in an experimental life cycle using Wistar  
843 rats. Biomédica 41, 35–46. <https://doi.org/10.7705/biomedica.5650>

844 Trefancová, A., Kvičerová, J., Mácová, A., Stanko, M., Hofmannová, L., Hypša, V., 2021. Switch,  
845 disperse, repeat: host specificity is highly flexible in rodent-associated *Eimeria*. Int J Parasitol 51,  
846 977–984. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2021.04.005>

847 Vallejo, A.F., Boada, C., 2022. *Hopломys gymnurus* [WWW Document]. Mamíferos del Ecuador.  
848 Version 2018.0. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. URL  
849 <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Hopломys%20gymnurus> (accessed  
850 8.13.24).

851 Vallejo, A.F., Boada, C., 2021. *Melanomys caliginosus* [WWW Document]. Mamíferos del Ecuador.  
852 Version 2018.0. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. URL  
853 <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Melanomys%20caliginosus> (accessed  
854 8.13.24).

855 Varella, K., Vilela, R. do V., Gentile, R., Cardoso, T. dos S., da Costa-Neto, S.F., Maldonado Júnior,  
856 A., 2022. Population genetic structure and phenotypic diversity of *Aspidodera raillieti* (Nematoda:  
857 Heterakoidea), a parasite of Didelphini marsupials in Brazil's South and Southeast Atlantic Forest.  
858 *Parasit Vectors* 15, 203. <https://doi.org/10.1186/s13071-022-05288-6>

859 Vera, E., Salas, J.A., 2020. Evaluación ecológica rápida de mamíferos grandes y medianos en el  
860 humedal Ramsar Abras de Mantequilla (Los Ríos, Ecuador). *Mammalia aequatorialis* 2.  
861 <https://doi.org/10.59763/mam.aeq.v2i.11>

862 Vicente, J.J., Rodrigues, H. de O., Gomes, D.C., Pinto, R.M., 1997. Nematóides do Brasil. Parte V:  
863 nematóides de mamíferos. *Rev Bras Zool* 14, 1–452. [https://doi.org/10.1590/S0101-](https://doi.org/10.1590/S0101-81751997000500001)  
864 [81751997000500001](https://doi.org/10.1590/S0101-81751997000500001)

865 Villada-Cadavid, T., Soto-Calderón, I.D., 2020. Diversidad de mamíferos en un remanente de bosque  
866 urbano de la ciudad de Medellín (Antioquia, Colombia). *Actualidades Biológicas* 42, 1–11.  
867 <https://doi.org/10.17533/udea.acbi.v42n113a05>

868 Villalba-Alemán, E., Muñoz-Romo, M., 2016. Estudio de la variación de perfiles hematológicos de  
869 murciélagos. *Revista Mexicana de Mastozoología (Nueva Epoca)* 6, 8.  
870 <https://doi.org/10.22201/ie.20074484e.2016.6.1.216>

871 Volenec, Z.M., Dobson, A.P., 2020. Conservation value of small reserves. *Conservation Biology* 34,  
872 66–79. <https://doi.org/10.1111/cobi.13308>

873 Voss, R.S., Jansa, S.A., 2009. Phylogenetic relationships and classification of didelphid marsupials, an  
874 extant radiation of new world metatherian mammals. *Bull Am Mus Nat Hist* 322, 1–177.  
875 <https://doi.org/10.1206/322.1>

876 Zinsstag, J., Schelling, E., Waltner-Toews, D., Tanner, M., 2011. From “one medicine” to “one health”  
877 and systemic approaches to health and well-being. *Prev Vet Med* 101, 148–156.  
878 <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2010.07.003>

879

### 880 **Declaración de IA generativa y tecnologías asistidas por IA en el proceso de redacción**

881 Durante la preparación de este trabajo, los autores utilizaron SCOPUS AI/ELSEVIER para identificar  
882 literatura científica relevante y actual. Después de utilizar esta herramienta, los autores revisaron y  
883 editaron el contenido según fuera necesario y asumen plena responsabilidad por el contenido de la  
884 publicación.

### 885 **Figuras**



886

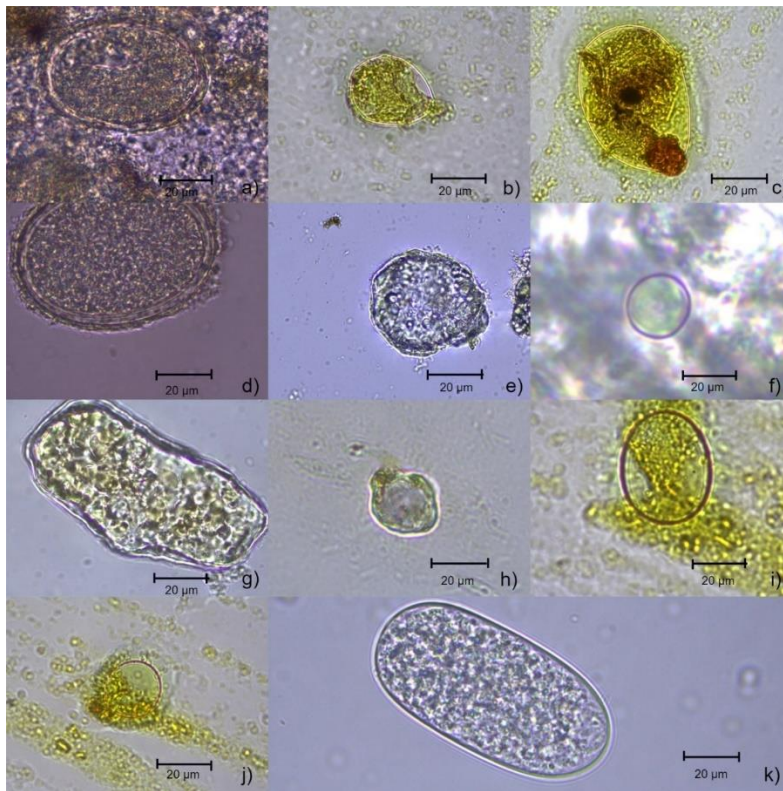
887 **Figura 1:** Ubicación del Jardín Botánico Padre Julio Marrero dentro del barrio Juan Eulogio Paz y

888 Miño en la ciudad de Santo Domingo, provincia de Santo Domingo de los Tsáchilas (Google, s.f.).



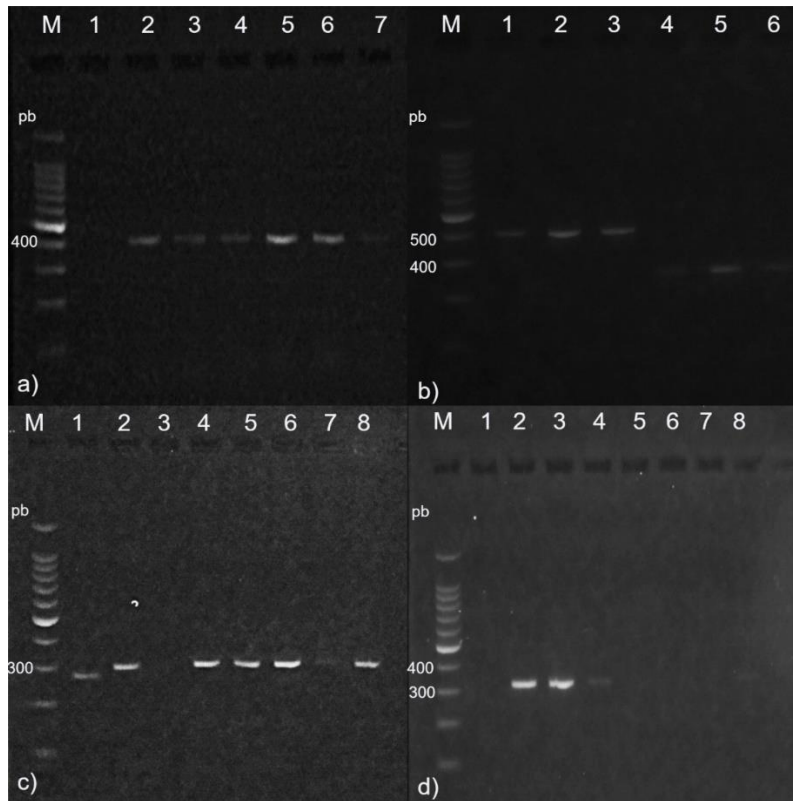
889  
890 **Figura 2.** Transectos y puntos de colección desplegados en el Jardín Botánico Padre Julio Marrero

891 (Google, s.f.)



892  
893 **Figura 3.** Formas parasitarias observadas por microscopía en muestras de heces con una  
894 magnificación de 400X. Muestra de zarigüeya y roedor mediante técnica directa de tinción con Lugol  
895 a) *Aspidodera* spp. (orden Nematoda), b) *Balantidium coli* (orden Protozoaria); c) *Paragonimus* spp.  
896 (orden Nematoda). Mediante la técnica de flotación de Faust se observan d) *Aspidodera* spp. (orden

897 Nematoda), e) *Acanthamoeba* spp. (orden Amebozoa), f) *Eimeria* spp. (orden Apicomplexa); g) huevo  
 898 no fecundado de *Ascaris* spp. (orden Nematoda); h) *Blastocystis* spp.; i) *Strongyloides* spp. (orden  
 899 Nematoda; j) *Capillaria* spp. (orden Nematoda) y k) *Ancylostoma* spp. (orden Nematoda).



900 **Figura 4.** Productos de amplificación de ADN de a) muestras de heces analizados con los cebadores  
 901 Nematode C que genera bandas entre 380-400 pb, M: Marcador molecular, carril 1: control negativo, 2:  
 902 muestra de *S. surdaster*; 3: muestra de *R. rattus*; 4-7: muestras de *M. caliginosus*; b) muestras  
 903 analizadas con los cebadores de Apicomplexa A que genera bandas entre 400-500 pb, M: marcador  
 904 molecular, carril 1-3 muestras de heces de *M. caliginosus*; 4-6: muestras de sangre obtenidas de *M.*  
 905 *caliginosus*; c) muestras de hígado analizadas con los cebadores Kinetoplastida que genera bandas  
 906 entre 250-300 pb, M: marcador molecular, carril 1: control positivo *Leishmania mexicana*, 2: control  
 907 positivo *Trypanosoma cruzi*; 3: control negativo, 4-8: muestras de *M. nigricans*; d) muestras de  
 908 gusanos adultos analizadas con los cebadores de Nematode B que genera bandas entre 380-410 pb,  
 909 carril 1: control negativo, 2: Control positivo *Toxocara* spp., 3 muestra de *Sylvilagus surdaster*, 4:  
 910 muestra de *Melanomys caliginosus*, 5-8: muestras negativas.



912  
 913 **Figura 5.** Ectoparásitos colectados en mamíferos silvestres. a) garrapata de la especie *Ixodes luciae*  
 914 colectadas de una zarigüeya de las especies *Didelphis marsupialis* y un roedor de la especie *Melanomys*  
 915 *caliginosus*; b) Ácaros de la familia Laelapidae colectadas de roedores de especie *Melanomys*  
 916 *caliginosus*; c) *Rhopalopsyllidae sp.* (pulga) colectado de los roedores de las especies *Oligoryzomys*  
 917 *destructor* y *Rattus rattus*; y d) *Basilia sp.* (díptero) colectado de un individuo de un murciélago de la  
 918 especie *Myotis nigricans*.

919 **Tablas**

920 **Tabla 1.** Secuencias de cebadores utilizados y tamaños esperados para nueve grupos taxonómicos de  
 921 parásitos (Cannon et al., 2018).

Taxón	Tamaño (pb)	Cebador F	Cebador R
Amoebozoa	333–420	GAATTGACGGAAGGGCACAC	GCCCYRTCTAAGGGCATCAC
Apicomplexa A	244–248	GACCTATCAGCTTTCGACGG	CCCTCCAATTGWTACTCTGGR
Apicomplexa B	228–244	TGYGTTTGAATACTAYAGCATGG	TCTGATCGTCTTCACTCCCTT
Apicomplexa C	420–470	TTGGMCTACCGTGGCARTGA	TCAAGGCAAHWGCCTGCTT
Diplomonadida	277–285	RGGGACRGGTCAAATAGGATG	CAAATTGAGCCGCAGACTCC
Kinetoplastida	250–300	AAATTAAACCGCACGCTCCA	GCAAACGATGACACCCATGA
Microsporidia	370–440	BCAGGTTGATTCTGCCTGACR	ACCAGWCTTGCCCTCCARTT
Platyhelminthes	350–550	CAATTGGAGGGCAAGTCTGG	TGCTTTCGCWKTAGTTTGTCTG
Nematoda A	320–335	CACCCGTGAGGATTGACAG	CGATCACGGAGGATTTTCAA
Nematoda B	380–410	CGTCATTGCTGCGGTTAAAA	CCGTCCTTCGAACCTCTGAC
Nematoda C	380–440	AGTGGAGCATGCGGCTTAAT	TGCAATTCCCTRTCCAGTC

923 **Tabla 2:** Valores promedio por especie de las constantes fisiológicas y parámetros hematológicos evaluadas durante la revisión física-clínica  
 924 de los mamíferos colectados en el Jardín Botánico Padre Julio Marrero de la ciudad de Santo Domingo, Ecuador.

Especie (n)	Temp (°C)		Frec. cardiaca (lat/min)		Frec. respiratoria (resp/min)		Hto %		RBC (células/ $\mu$ l)		WBC (células/ $\mu$ l)	
	Ref	Ob	Ref	Ob	Ref	Ob	Ref	Ob	Ref	Ob	Ref	Ob
<b>Rodentia</b>												
<i>M. caliginosus</i> (8)	36.5-38	37	300-600	350	20-230	100	40-45	45	7.2- 12.3x10 <sup>6</sup>	9x10 <sup>6</sup>	4.4-16.2 10 <sup>3</sup>	5x10 <sup>3</sup>
<i>O. destructor</i> (1)	36.5-38	36	300-600	350	20-230	180	40-45	40	7.2- 12.3x10 <sup>6</sup>	8x10 <sup>6</sup>	4.4-16.2 10 <sup>3</sup>	5x10 <sup>3</sup>
<i>R. rattus</i> (1)	36.5-38	37	300-600	300	20-230	120	40-45	41	7.2- 12.3x10 <sup>6</sup>	8x10 <sup>6</sup>	4.4-16.2 10 <sup>3</sup>	5x10 <sup>3</sup>
<i>H. gymnurus</i> (1)	36.5-38	36	300-600	380	20-230	150	40-45	42	7.2- 12.3x10 <sup>6</sup>	8x10 <sup>6</sup>	4.4-16.2 10 <sup>3</sup>	5x10 <sup>3</sup>
<b>Didelphimorphia</b>												
<i>D. marsupialis</i> (2)	32-37	36	110-220	200	22-36	30	32-55	45	3.8-7.1 x10 <sup>6</sup>	5x10 <sup>6</sup>	6.6-29.3 10 <sup>3</sup>	7x10 <sup>3</sup>
<i>P. melanurus</i> (3)	32-37	35	110-220	230	22-36	28	32-55	44	3.8-7.1 x10 <sup>6</sup>	7x10 <sup>6</sup>	6.6-29.3 10 <sup>3</sup>	7x10 <sup>3</sup>
<b>Chiroptera</b>												
<i>M. nigricans</i> (0)	25.3-37.2	-	58-999	-	240-300	-	49.8- 59.8	-	12.6x10 <sup>6</sup>	-	4 900	-
<b>Lagomorpha</b>												
<i>S. surdaster</i> (1)	38.5-40	38	130-325	250	30-60	28	31.3- 43.3	40	4.5-6.9 x10 <sup>6</sup>	5x10 <sup>6</sup>	4.1-10.9 10 <sup>3</sup>	6 x 10 <sup>3</sup>

n: número de individuos analizados; Ref: rangos de valores referenciales reportados por: Carpenters J. (2018) para el orden Rodentia, por Ortega (2023) para el orden Didephimorphia, por Villalba-Alemán & Muñoz-Romo (2016) y O'Mara et al. (2017) para el orden Chiroptera, y por Brandão et al. (2020) para el orden Lagomorpha; Ob: promedio de los valores observados en los individuos colectados; Hto %: porcentaje de hematocrito; RBC: conteo de glóbulos rojos; WBC: conteo de glóbulos blancos

926 **Tabla 3.** Detección de parásitos mediante análisis microscópico en muestras de heces de mamíferos  
 927 colectados en el Jardín Botánico Padre Julio Marrero de la ciudad de Santo Domingo, Ecuador.

<b>Especie</b>	<b>n</b>	<b>Lugol n (%)</b>	<b>Faust n (%)</b>
<b>Rodentia</b>	11	1 (18.2)	3 (27.3)
<i>M. caliginosus</i>	8	1 (12.5)	2 (25)
		<i>Balantidium coli</i>	<i>Strongyloides</i> spp.
		<i>Paragonimus</i> spp.	<i>Capillaria</i> spp.
			<i>Ancylostoma</i> spp.
<i>O. destructor</i>	1	-	1 (100)
			<i>Blastocystis</i> spp.
<i>R. rattus</i>	1	-	-
<i>H. gymnurus</i>	1	-	-
<b>Didelphimorphia</b>	5	1(20)	2(40)
<i>D. marsupialis</i>	2	1 (50)	1(50)
		<i>Aspidodera</i> spp.	<i>Aspidodera</i> spp.
<i>P. melanurus</i>	3	-	1 (33.3)
			<i>Acanthamoeba</i> spp.
			<i>Ascaris</i> spp.
			<i>Eimeria</i> spp.
<b>Chiroptera</b>	NA	NA	NA
<i>M. nigricans</i>	NA	NA	NA
<b>Lagomorpha</b>	1	-	-
<i>S. surdaster</i>	1	-	-
<b>Total</b>	17	2(11.8)	5(29.4)

n: número de individuos analizados; n (%): número de positivos (porcentaje de infección)

928

929 **Tabla 4.** Detección de parásitos mediante análisis molecular en muestras de heces y sangre de mamíferos colectados en el Jardín Botánico

930 Padre Julio Marrero de la ciudad de Santo Domingo, Ecuador.

Especie	n	Heces		Sangre	Hígado	Total
		Nematode C n (%)	Apicomplexa A n (%)	Apicomplexa A n (%)	Kinetoplastida n (%)	
<b>Rodentia</b>	11	3 (27.3)	-	2 (18.2)	-	5 (45.5)
<i>M. caliginosus</i>	8	3 (37.5)	-	2 (25.0)	-	5 (62.5)
		1 ( <i>Hymenolepis microstoma</i> )	2 (NC)	2 ( <i>Blastocystis</i> spp.)	-	-
		2 ( <i>Nippostrongylus brasiliensis</i> )	1 (NC)	1 (NI)	-	-
		1 (NI)	-	-	-	-
<i>O. destructor</i>	1	-	-	-	-	-
<i>R. rattus</i>	1	1 (NI)	-	-	-	-
<i>H. gymnurus</i>	1	-	-	-	-	-
<b>Didelphimorphia</b>	5	-	-	-	NA	-
<i>D. marsupialis</i>	2	-	-	-	NA	-
<i>P. melanurus</i>	3	-	-	-	NA	-
<b>Chiroptera</b>	NA	NA	NA	NA	-	-
<i>M. nigricans</i>	NA	NA	NA	NA	5 (NI)	-
<b>Lagomorpha</b>	1	1 (100)	-	-	-	1 (100)
<i>S. surdaster</i>	1	1 (100)	-	-	-	1 (100)
		1 ( <i>Oesophagostomum muntiacum</i> )				
Total	17					
Total ID		4 (23.5)	-	2 (11.8)	-	6 (35.3)
Total NI		2 (11.2)	-	1 (5.9)	5 (29.4)	8 (47.1)
Total NC		-	3 (17.6)	-	-	3(17.6)

NA: no analizado; NI: no identificado; NC: no corresponde al taxón amplificado; ID: identificado

931

932