



FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICA

PREVALENCIA DE HUEVOS DE HELMINTOS Y OOQUISTES EN SUSTRATOS Y
HECES DE CARNÍVOROS SILVESTRES Y DOMÉSTICOS EN TRES LOCACIONES
DE PIURA, PERÚ

**Línea de investigación:
Biodiversidad, Ecología y Conservación**

Tesis para optar el Título Profesional de Licenciado en Biología

Autora

García Alcalde, Malory

Asesor

Iannacone Oliver, José

ORCID: 0000-0003-3699-4732

Jurado

Robles Román, Margarita

Yana Neira, Evelin

Longa Bobadilla, Vladimir

Lima - Perú

2025



PREVALENCIA DE HUEVOS DE HELMINTOS Y OOQUISTES EN SUSTRATOS Y HECES DE CARNÍVOROS SILVESTRES Y DOMÉSTICOS EN TRES LOCACIONES DE PIURA, PERÚ

INFORME DE ORIGINALIDAD

6%

INDICE DE SIMILITUD

5%

FUENTES DE INTERNET

3%

PUBLICACIONES

1%

TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	es.mongabay.com Fuente de Internet	1%
2	repositorio.unfv.edu.pe:8080 Fuente de Internet	<1%
3	hdl.handle.net Fuente de Internet	<1%
4	repositorio.ucv.edu.pe Fuente de Internet	<1%
5	idoc.pub Fuente de Internet	<1%
6	repositorio.unfv.edu.pe Fuente de Internet	<1%
7	dspace.unitru.edu.pe Fuente de Internet	<1%
8	scholar.archive.org Fuente de Internet	<1%
9	www.academiadeveterinaria.uy Fuente de Internet	<1%
10	virtual.urbe.edu Fuente de Internet	<1%
11	www.researchgate.net Fuente de Internet	<1%
12	mafiadoc.com Fuente de Internet	<1%



FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICA

**PREVALENCIA DE HUEVOS DE HELMINTOS Y OOQUISTES EN SUSTRATOS Y
HECES DE CARNÍVOROS SILVESTRES Y DOMÉSTICOS EN TRES
LOCACIONES DE PIURA, PERÚ**

Línea de Investigación:

Biodiversidad, Ecología y Conservación

Tesis para optar el Título Profesional de Licenciado en Biología

Autora

García Alcalde, Malory.

Asesores

Iannacone Oliver, José

(ORCID: 0000-0003-3699-4732)

Alcázar García, Paloma

(ORCID: 0000-0001-6940-0713)

Jurado

Robles Román, Margarita

Yana Neira, Evelin

Longa Bobadilla, Vladimir

Lima – Perú

2025

Dedicatoria

A Dios. A mis padres por su constante apoyo y lucha para lograr mi formación como persona y profesional. A mis gatos por su compañía en mis largas jornadas de estudios.

Agradecimientos

A mis docentes de pregrado por sus enseñanzas y pasión hacia la investigación, en especial al Dr. José A. Iannacone Oliver; y a la organización BioS, particularmente a la Mg. Paloma Alcázar García, por su contribución en el desarrollo de mi tesis.

Del mismo modo, a todos los colegas y compañeros del Laboratorio de Ecología y Biodiversidad Animal (LEBA) y del Centro de Investigación Biodiversidad Sostenible (BioS) por la cooperación ofrecida para realizar esta investigación.

ÍNDICE

RESUMEN.....	6
ABSTRACT.....	7
I. INTRODUCCIÓN	8
1.1. Descripción y formulación del problema.....	8
1.2. Antecedentes.....	9
1.3. Objetivos	21
<i>1.3.1. Objetivo General</i>	<i>21</i>
<i>1.3.2. Objetivos Específicos.....</i>	<i>21</i>
1.4. Justificación	22
<i>1.4.1. Justificación científica</i>	<i>22</i>
<i>1.4.2. Justificación social.....</i>	<i>22</i>
<i>1.4.3. Justificación económica</i>	<i>22</i>
1.5. Hipótesis.....	23
<i>1.5.1. Hipótesis Nula</i>	<i>23</i>
II. MARCO TEÓRICO	24
2.1. Bases teóricas sobre el tema de investigación	24
<i>2.1.1. Una salud.....</i>	<i>24</i>
<i>2.1.2. Salud Pública</i>	<i>25</i>
<i>2.1.3. Definiciones relacionadas a transmisión de parásitos y ecología parasitaria</i>	<i>25</i>
<i>2.1.4. Enfermedades transmitidas a través de animales domésticos y silvestres</i>	<i>27</i>
<i>2.1.5. Conservación y Coexistencia</i>	<i>31</i>
<i>2.1.6. Humano</i>	<i>32</i>
<i>2.1.7. Perro doméstico</i>	<i>32</i>
<i>2.1.8. Gato doméstico</i>	<i>33</i>
<i>2.1.9. Zorro de Sechura</i>	<i>33</i>
<i>2.1.10. Complejo del gato del Pajonal</i>	<i>34</i>
III. MATERIALES Y MÉTODOS	37
3.1. Tipo de investigación	37
3.2. Ámbito temporal y espacial.....	37
<i>3.2.1. Manglares de San Pedro de Vice.....</i>	<i>37</i>

3.2.2.	<i>Centro poblado de Chusís</i>	38
3.2.3.	<i>Centro poblado de Becará</i>	38
3.3.	Variables	38
3.3.1.	<i>Variables independientes</i>	38
3.3.2.	<i>Variables dependientes</i>	38
3.4.	Población y muestra	39
3.5.	Instrumentos	39
3.6.	Procedimientos	39
3.6.1.	<i>Técnica de Faust</i>	40
3.6.2.	<i>Técnica de Ritchie</i>	40
3.6.3.	<i>Técnica de McMaster</i>	41
3.7.	Análisis de datos	41
3.8.	Consideraciones ticas	41
IV.	RESULTADOS	43
V.	DISCUSIÓN DE RESULTADOS	51
VI.	CONCLUSIONES	58
VII.	RECOMENDACIONES	59
VIII.	REFERENCIAS	60
IX.	ANEXOS	94

RESUMEN

Objetivo: Determinar la presencia de huevos de helmintos y oquistes en sustratos y heces de carnívoros silvestres y domésticos en tres locaciones de Piura, Perú. **Método:** El estudio es de tipo observacional, cuantitativo, retrospectivo, prospectivo y descriptivo, para el cual se recolectó un total de 84 muestras entre sustratos y heces de perros en los centros poblados de Chusís y Becará; así como sustratos y coprolitos de lobos de Sechura y gatos del Pajonal en los manglares de San Pedro de Vice. Se utilizó las técnicas de Faust y de Ritchie para hallar la prevalencia (P%) de muestras positivas y la técnica de McMaster para determinar el nivel de infección por muestra. **Resultados:** De las 84 muestras, 10 fueron positivas para la presencia de parásitos. La prevalencia de mayor a menor fue de P%= 27,78% en el centro poblado de Chusís correspondiente a *Strongyloides* sp. en *Canis lupus familiaris* y *Trichuris* sp. en *Lycalopex sechurae*; P%= 6,06% en el centro poblado de Becará para *Strongyloides* sp. en *Canis lupus familiaris* y finalmente, P%= 9,09% en los manglares de San Pedro de Vice para *Strongyloides* sp. en *Lycalopex sechurae* y huevos tipo *Uncinaria* en *Leopardus garleppi*. El nivel de infección más alto se encontró en el centro poblado de Chusís correspondiente a huevos de *Strongyloides* sp. **Conclusiones:** La presencia de parásitos en sustratos y heces de las tres locaciones de Piura, Perú fue limitada a una diversidad de tres géneros que presentan carácter zoonótico.

Palabras clave: prevalencia, sustratos, heces, carnívoros, parásitos, Piura.

ABSTRACT

Objective: To determine the presence of helminth eggs and oocysts in substrates and feces of wild and domestic carnivores in three locations in Piura, Peru. **Methods:** The study is observational, quantitative, retrospective, prospective and descriptive. A total of 84 samples were collected from substrates and feces of dogs in the population center of Chusís and Becará; as well as substrates and coprolites of wolves from Sechura and cats from Pajonal in the mangroves of San Pedro de Vice. The Faust and Ritchie techniques were used to find the prevalence (P%) of positive samples and the McMaster technique to determine the level of infection per sample. **Results:** Of the 84 samples, 10 were positive for the presence of parasites. The prevalence from highest to lowest was P%= 27.78% in the population center of Chusís corresponding to *Strongyloides* sp. in *Canis lupus familiaris* and *Trichuris* sp. in *Lycalopex sechurae*; P%= 6.06% in the population center of Becará for *Strongyloides* sp. in *Canis lupus familiaris* and finally, P%= 9.09% in the mangroves of San Pedro de Vice for *Strongyloides* sp. in *Lycalopex sechurae* and *Uncinaria* type eggs in *Leopardus garleppi*. The highest level of infection was found in the population center of Chusís corresponding to *Strongyloides* sp. eggs. **Conclusions:** The presence of parasites in substrates and feces of the three locations of Piura, Peru was limited to a diversity of three genera that present zoonotic character.

Keywords: prevalence, substrates, feces, carnivores, parasites, Piura.

I. INTRODUCCIÓN

1.1. Descripción y formulación del problema

La noción de “Una Salud” (“One Health”) se basa en el equilibrio de tres componentes interconectados: la salud de los seres humanos, la salud de los animales y la salud del ecosistema, incluyendo las plantas; y sugiere la necesidad de realizar trabajos transdisciplinarios e investigaciones integradoras (Aguirre *et al.*, 2019). Asimismo, incluye conceptos asociados de salud postulados en los últimos años, por ejemplo, salud ecosistémica, salud en sistemas socioecológicos y salud global; juzgados como términos ambiguos y que requieren una mayor investigación bajo diversas perspectivas (Assmuth *et al.*, 2020).

Un tema importante abordado por este enfoque es el cambio climático y su potencial repercusión en la salud de los seres humanos y en la salud de los animales, como resultado de una mayor dispersión de vectores, transmisión de enfermedades zoonóticas y aparición de enfermedades emergentes y reemergentes (Canals & Cáceres, 2020). Pese a ello, las principales acciones de “Una salud” han estado dirigidas a la salud humana como la gestión de enfermedades de características zoonóticas y la seguridad alimentaria (Gallagher *et al.*, 2021), no obstante, existen otras preocupaciones como aquellas relacionadas a la conservación, la salud animal y la degradación del hábitat en su conjunto, por esa razón, Stephen *et al.* (2023) proponen que “Una Salud” debería incentivar coherencia y colaboración en las investigaciones sobre salud en los sectores de agricultura (salud del ecosistema – salud de los seres humanos), bienestar indígena (salud de los seres humanos), salud pública (salud de los animales – salud de los seres humanos) y conservación (salud del medio ambiente – salud animal) con la finalidad de lograr la equidad en salud al promover el bienestar integral, recordando que cada especie presenta diferentes necesidades y objetivos de salud.

De igual manera, el parasitismo es una de las relaciones interespecíficas más importantes relacionadas a “Una Salud”. De acuerdo con el estudio de Wells *et al.* (2018), este

valor radica en la coadaptación entre el parásito y su hospedero; además, las enfermedades de origen zoonótico representan el 60% de enfermedades en el ser humano. Bajo esta premisa, en el mundo existe una gran variedad de parásitos que ocasionan daños en la salud pública, especialmente los parásitos gastrointestinales de carácter zoonótico que son transmitidos vía agua, saneamiento y/o higiene (Water, Sanitation and Hygiene, WASH por sus siglas en inglés) en regiones como América Latina, teniendo repercusiones socioeconómicas y culturales (Penakalapati *et al.*, 2017; Sarmiento-Rubiano *et al.*, 2018).

Por consiguiente, es vital el estudio de los parásitos en cánidos y félidos domésticos porque pueden contaminar el medio ambiente con huevos de helmintos y ooquistes, y ocasionar un problema en la salud de animales, tanto domésticos como silvestres, y, por otro lado, repercutir en la salud pública de prevalecer parásitos con potencial zoonótico. Cabe resaltar que en el Perú no existen estudios relacionados a la infección de parásitos entre carnívoros domésticos y silvestres de las familias Canidae y Felidae en zonas rurales, que presenten limitaciones socioeconómicas, pese a que, en el Perú, los perros y gatos son las mascotas predominantes y que en muchas zonas coocurren con animales silvestres como es el caso del zorro de Sechura y el gato del Pajonal en Piura.

1.2. Antecedentes

En Estonia, Europa, Tull *et al.* (2021) recolectaron muestras fecales de gatos y mediante la técnica de flotación por concentración de cloruro de sodio (NaCl) determinaron la prevalencia de *Toxocara cati* Zeder, 1800 (36,60%), *Cystoisospora* spp. (12,40%), Taeniidae gen. sp. (4,10%) *Cryptosporidium* spp. (2,10%), *Ancylostoma* sp. (0,70%) y *Giardia* sp. (0,70%); y en cuanto a excrementos de perros rurales del mismo país, Tull *et al.* (2022) registraron huevos de Taeniidae (65,50%), huevos de *Trichuris* spp./ *Eucoleus* spp. (15,50%), *Uncinaria stenocephala* Railliet, 1884 (14,70%) y *Toxocara canis* (Werner, 1782) Stiles & Hassall, 1905 (4,30%).

Por otro lado, Grandi *et al.* (2021) analizaron muestras de perros provenientes de hospitales y clínicas en Suecia por medio de la técnica de flotación por centrifugación con solución de sulfato de zinc al 33%, encontrando quistes u ooquistes de *Giardia* sp. (2,60%), *Sarcocystis* spp. (0,60%) y *Cystoisospora ohioensis* Dubey, 1975 (0,30%), huevos de *T. canis* (2,30%), *U. stenocephala* (1,30%) y *Trichuris vulpis* (Froelich, 1789) Smith, 1908 (0,30%). Utilizando la misma técnica, Lempereur *et al.* (2020) identificaron *Toxocara* sp. (4,60%), Taeniidae (1,20%), *T. vulpis* (1,20%), anquilostomas (0,80%), *Toxascaris leonina* von Linstow, 1902 (0,40%) y *Dipylidium caninum* Linnaeus, 1758 (0,40%) en excretas de perros recolectadas en Bélgica y Países Bajos.

Szwabe & Blaszkowska (2017) examinaron, mediante técnicas de sedimentación, heces de perros y gatos en Lodz, Polonia, detectando, en ambos, Ancylostomatidae (7,40%, 1,50%), *Capillaria* Zeder, 1800 (1,10%, 1,50%) y *Cystoisospora* (1,10%, 11,8%); además los perros estuvieron infectados por *T. canis* (16,8%), *T. vulpis* (8,40%) y *T. leonina* (1,10%); y los gatos, por *T. cati* (27,90%), *Taenia* (8,80%), *D. caninum* (4,40%), *Giardia* (2,90%) y *Spirometra erinaceieuropaei* (Rudolphi, 1819) Faust, Campbell & Kellogg, 1929 (1,50%). Por otro lado, en el mismo país, Wierzbowska *et al.* (2020) hallaron en muestras fecales de gatos callejeros atropellados: *T. cati* (44,44%), *D. caninum* (6,17%), *Taenia taeniaeformis* Batsch, 1786 (41,98%), *Ancylostoma tubaeforme* Zeder, 1800 (20,99%), *T. leonina* (3,70%) y *Mesocestoides* sp. (2,47%).

En Francia, Bourgoin *et al.* (2022) usaron el método de flotación modificado por Raynaud, la técnica de sedimentación McKenna y la cámara de recuento de McMaster en muestras fecales, reportando: *T. canis* (8,50%), *U. stenocephala* (4,30%), *T. vulpis* (2,70%), *A. caninum* (1,70%) y *D. caninum* (0,50%) en perros; *T. cati* (11,30%), *D. caninum* (1,90%), Taenidae (1,20%) y *T. leonina* (0,20%) en gatos.

En Suiza, Zottler *et al.* (2019) determinaron *T. cati* (18,50%), *Taenia* sp. (11,10%), *Isospora* sp. (8,10%), *Capillaria* sp. (4,70%), anquilostomas (1,10%), *Giardia duodenalis* Kunstler, 1882 (0,80%), *D. caninum* (0,60%), *Diphyllobothrium latum* Linnaeus, 1758 (0,20%), y *Sarcocystis* sp. (0,20%) en excretas de gatos, gracias a las técnicas de Baermann-Wetzel y de flotación-sedimentación con solución saturada de cloruro de zinc.

En Italia, Scaramozzino *et al.* (2019) y Tamponi *et al.* (2020) registraron los siguientes parásitos en perros: Ancylostomatidae (9,60%, 11,10%), Taeniidae (0,10%, 0,00%), *Cystoisospora* spp. (3,70%, 0,30%), *Sarcocystis* spp. (3,70%, 0,30%), *Mesocestoides* sp. (0,10%, 0,00%), *S. stercoralis* (0,00%, 4,80%), *T. canis* (6,80%, 0,90%), *T. vulpis* (9,90%, 0,60%), *G. duodenalis* (7,00%, 0,30%), *T. leonina* (0,40%, 0,00%) y *D. caninum* (0,10%, 0,00%). En cuanto a parásitos presentes en gatos, Sauda *et al.* (2019) registraron *G. duodenalis* (10,60%), *T. cati* (9,00%), *Cystoisospora felis* (Wenyon, 1923) Frenkel, 1977 (3,00%), *Cystoisospora rivolta* (Grassi, 1879) Frenkel, 1977 (2,30%), *Ancylostoma* (*A. tubaeforme*, *U. stenocephala*; 2,30%), *Cryptosporidium* spp. (1,60%), *Aonchotheca putorii* Rudolphi, 1819 (0,75%), *Strongyloides* sp. (0,75%) y *Tritrichomonas foetus* (0,75%).

En Eslovaquia, Šmigová *et al.* (2021) recolectaron heces, en un centro de medicina veterinaria, de perros que presentaron prevalencia de *G. duodenalis* (20,20%), *Cystoisospora* spp. (9,30%), *T. canis* (7,40%), huevos tipo Ancylostomatidae (4,30%), *T. vulpis* (1,20%), *Strongyloides stercoralis* Bavay, 1876 (1,20%), *Sarcocystis* spp. (0,80%) y *T. leonina* (0,80%); del mismo modo, en gatos, *G. duodenalis* (36,00%), *T. cati* (6,00%) y *Cystoisospora* spp. (4,00%). Más recientemente, Štrkolcová *et al.* (2022) reportaron por primera vez la presencia de *U. stenocephala* en heces de perros.

Blasco *et al.* (2017) analizaron muestras fecales de gatos en España y utilizando la técnica de Faust, encontraron *Giardia* spp. (27,00%), *Cystoisospora* spp. (16,00%), *T. cati* (16,70%), anquilostomas (8,40%), Taeniidae (7,80%), metastrongílidos (5,00%), *T. leonina*

(2,40%), *D. caninum* (1,00%), *Capillaria* sp./*Eucoleus* sp. (0,50%) y *Spirometra* sp. (0,20%). En este mismo país, Montoya *et al.* (2018) realizaron un estudio diverso de hemoparásitos, ectoparásitos y endoparásitos, dentro de este último grupo, con ayuda de la técnica de Ritchie y el método de Baermann-Wetzel, registraron *T. cati* (11,70%), Taenidae (8,30%), *G. duodenalis* (5,00%), *D. caninum* (4,60%), *Cystoisospora* spp. (2,50%), *T. leonina* (2,50%) y *Cryptosporidium* spp. (0,40%) en deposiciones de gatos callejeros.

Symeonidou *et al.* (2018) identificaron, en Grecia, *T. cati* (24,20%), *Cystoisospora* spp. (16,40%), Ancylostomatidae (16,20%), *Giardia* spp. (2,30%), *Joyeuxiella pasqualei* Diamare, 1893 (1,20%), *D. caninum* (0,20%) y *T. leonina* (0,10%), gracias a las técnicas de sedimentación y de Faust, en excretas de gatos; en el mismo país, pero en excrementos de perros y mediante las técnicas de Faust y Ritchie, Diakou *et al.* (2019) hallaron Ancylostomatidae (12,50%), *Cystoisospora* spp. (1,00%), *T. canis* (3,50%), *T. vulpis* (3,50%), *Dicrocoelium dendriticum* (Rudolphi, 1819) Looss, 1899 (0,50%) e *Hymenolepis diminuta* Rudolphi, 1819 (0,50%). En Chipre, Diakou *et al.* (2017) usaron las mismas técnicas más el método de Baermann, determinando la presencia de *T. cati* (12,00%), *Cystoisospora rivolta* (Grassi, 1879) Frenkel, 1977 (12,00%), *Joyeuxiella/Diplopylidium* spp. (7,00%), *Giardia* spp. (6,50%), *Cystoisospora felis* (Wenyon, 1923) Frenkel, 1977 (2,50%), *Taenia* spp. (0,50%) y *D. caninum* (0,50%) en heces de gatos.

Con respecto a Oceanía, en Australia, Smout *et al.* (2018) analizaron muestras de perros y dingos simpátricos *Canis lupus dingo* (Meyer, 1793) encontrando *Ancylostoma caninum* (Ercolani, 1859) Hall, 1913; *Ancylostoma ceylanicum* Looss, 1911; *T. canis*, *D. caninum*, *Spirometra erinacei* Rudolphi, 1819 y *T. vulpis*. De igual manera, Harriott *et al.* (2019) registraron *Echinococcus granulosus* Batsch, 1786, *S. erinacei*, *T. canis*, *A. caninum*, *U. stenocephala*, *Taenia serialis* y *Taenia pisiformis*; finalmente Beknazarova *et al.* (2020) detectaron *A. caninum* (31,40%) y *S. stercoralis* (21,90%), ambos estudios en heces de perros.

En el continente asiático, se reporta a *Cryptosporidium* spp. y *G. duodenalis* en heces de perros y gatos en China (Li *et al.*, 2019) y solo en perros en Mongolia (Barnes *et al.*, 2021); *T. canis* en perros y *T. cati* en gatos en Tailandia (Phoosangwalthong *et al.*, 2022), de igual forma, huevos de anquilostomas, *Strongyloides* sp. y *Trichuris* sp. en perros (Pumipuntu, 2018); *T. trichiura* y *T. vulpis* en perros y gatos en Malasia (Mohd-Shaharuddin *et al.*, 2018); *A. caninum* y *T. canis* en perros en India (Suganya *et al.*, 2019); *Ancylostoma* spp., *Cystoisospora* spp., *Hammondia* spp., *Taenia* spp., *Toxocara* spp. y *Trichuris* spp., en perros en Filipinas (Urgel *et al.*, 2019) y, por último, *Strongyloides* sp., *Trichuris* sp. y *Ancylostoma* en perros en Indonesia (Nasution *et al.*, 2018).

En el caso de parásitos en heces de perros, en Sri Lanka, Bandaranayaka *et al.* (2019) enlistaron *T. canis* (28,00%), *Strongyloides* sp. (26,00%), *Entamoeba coli* (Lewis, 1870) Gras, 1877 (22,00%), *Trichuris* sp. (20,00%), anquilostomas (16,00%), *Spirocerca lupi* Rudolphi 1809 (16,00%), *G. duodenalis* (16,00%), *Entamoeba histolytica* (Losch, 1875) Schaudinn, 1903 (6,00%), *Toxascaris* (4,00%), trematodos (2,00%), cestodos (2,00%), *Taenia* sp. (2,00%) y *Blastocystis* sp. (2,00%) gracias al método directo y al de Sheather; y en Irán, Beiromvand *et al.* (2018) encontraron *Taenia* spp., *E. granulosus*, *T. canis* y *T. leonina*.

Por otro lado, Hajipour (2019) enlistó, en excretas de perros y gatos, huevos de *T. cati*, *T. canis* y *T. leonina*. En cuanto a los parásitos presentes solo en gatos, Yakhchali *et al.* (2017) registraron *A. tubaeforme*, *D. caninum*, *T. leonina*, *T. taeniaeformis*, *Taenia hydatigena*, *T. cati* y *Mesocestoides lineatus* Goeze, 1782, ambas investigaciones en Irán. De igual manera en Irak, Hassan & Barzinji (2018) reportaron en heces de perros: *T. canis* (25,98%), *D. latum* (23,38%), *Isospora* spp. (20,78%), *D. caninum* (16,88%), *Taenia hydatigera* Pallas, 1766 (14,29%), *Mesocestoides* spp. (6,49%), *Cryptosporidium* spp. (6,49%), *E. granulosus* (6,49%), *A. caninum* (2,59%) y *Strongyloides* sp. (1,30%); y en gatos: *T. cati* (39,58%), *Cryptosporidium*

parvum Tizzer, 1912 (27,08%), *A. tubaeforme* (22,92%), *T. taeniaeformis* (14,58%), *Isospora* spp. (10,41%), *T. leonina* (6,25%) y *D. latum* (6,25%); mediante técnicas de flotación.

Barua *et al.* (2020) recolectaron heces de perros y gatos en Bangladesh y, utilizando la técnica de Ritchie, evidenciaron *Taenia* spp., *Ancylostoma* spp., *Capillaria* spp., *H. diminuta*, *Hymenolepis nana* Siebold 1852, *A. lumbricoides*, *T. leonina* y *T. vulpis*; *T. canis* exclusivamente en perros y, *Heterophyes* spp., *Opisthorchis* spp., *Gnathostoma* spp., *Sarcocystis* spp., *D. latum* y *T. cati*, en gatos. Finalmente, en Corea del Sur, Lee *et al.* (2019) determinaron *T. cati*, *T. leonina*, *T. taeniaeformis* y *C. felis*, y más recientemente, Kwak & Seo (2020), *Blastocystis* sp. y *G. duodenalis*, ambos estudios analizando heces de gatos.

En África, Laatamna *et al.* (2021) realizaron el primer reporte de *T. leonina*, *T. canis* y *A. caninum* en heces frescas de perros domésticos en Argelia, mediante la técnica de Ritchie y el método de flotación con solución saturada de NaCl; por otro lado, Ziam *et al.* (2022) registraron, además de los mencionados, *Ancylostoma* spp., *Uncinaria* spp., *T. vulpis*, *Taenia/Echinococcus* spp., *Mesocestoides* spp. y *Cystoisospora* spp. En Tanzania, Kidima (2019) realizó la misma metodología, detectando *A. caninum*, *E. granulosus*, *A. lumbricoides*, *S. stercoralis*, *T. canis* e *H. nana*. Así mismo, en Ghana, la data de parásitos zoonóticos que Amissah-Reynolds (2020) registró fue de: *T. canis*, *A. caninum*, *D. latum* y *D. caninum*.

En Túnez, Lahmar *et al.* (2017) realizaron la necropsia de perros encontrando una gran diversidad de parásitos gastrointestinales: *D. caninum* (80,44%), *U. stenocephala* (73,06%), *M. ilineatus* (38,45%), *Diplopylidium noelleri* Skrjabin, 1924 (27,67%), *T. canis* (26,56%), *T. hydatigena* (22,14%), *Mesocestoides litteratus* Batsch, 1786 (15,12%), *T. pisiformis* (10,33%), *E. granulosus* (5,36%), *Phagicola italica* Alessandrini, 1906 (3,69%), *Taenia multiceps* (3,32%), *Macracanthorhynchus hirudinaceus* Pallas, 1781 (2,21%), *Heterophyes heterophyes* Siebold, 1852 (1,47%), *A. caninum* (1,47%), *Brachylaemus* sp. (0,36%) y *T. vulpis* (0,36%).

Continuando con los parásitos encontrados en excretas de perros, Othman & Abuseir (2021) encontraron *T. canis* (46,00%), *D. caninum* (23,00%), *Taenia/Echinococcus* (14,00%), *Isospora canis* (9,00%), *A. caninum* (8,00%), *G. duodenalis* (5,00%), *S. stercoralis* (4,00%), *Cryptosporidium* (3,00%) y *T. vulpis* (3,00%) gracias a técnicas de sedimentación y flotación en Palestina; Ezema *et al.* (2019) enlistaron la prevalencia de *Ancylostoma* spp. (16,00%), *Toxocara* spp. (7,00%), *Dipylidium* spp. (4,50%), *Isospora* spp. (2,50%) y *Taenia* spp (1,50%) por medio de la técnica de flotación con solución saturada de NaCl en Nigeria, y, Abulude (2020) encontró *A. caninum* (62,50%), *T. canis* (20,80%), *D. caninum* (18,70%) y *S. stercoralis* (2,00%) gracias a la técnica de flotación con centrifugación. Por otro lado, Kamani *et al.* (2021) hallaron la misma diversidad, más *Ancylostoma braziliense*. Finalmente, Mulugeta *et al.* (2019) mediante las técnicas de sedimentación, flotación y de McMaster, registraron la prevalencia de *A. caninum* (49,00%), *T. canis* (34,00%), *T. leonina* (7,20%), especies de *Taenia* (4,20%), *S. stercoralis* (2,60%) y *T. vulpis* (1,90%) en Etiopía; de igual manera, utilizando la técnica de flotación con cloruro de zinc, Mulinge *et al.* (2019) reportaron *A. caninum*, *A. braziliense*, *A. ceylanicum* y *Ancylostoma duodenale* (Dubini, 1843) Creplin, 1845 en Kenia.

Con respecto a los parásitos encontrados en excretas de gatos, El-Seify *et al.* (2017) hallaron *D. caninum* (18,82%), huevos de heterófitos (11,76%), *T. leonina* (8,32%), *T. cati* (8,23%), *Hymenolepis* spp. (3,52%), anquilostomas (1,76%), *Alaria* spp. (1,76%), *T. taeniaeformis* (1,17%), *Mesostepahnus* spp. (1,17%), *Trichuris* sp. (0,58%), *Physaloptera* sp. (0,58%) y *Strongyloides cati* (0,58%) en Egipto, usando métodos de concentración y de flotación con solución saturada de NaCl.

En Norteamérica, Morandi *et al.* (2020) reportaron *Cystoisospora* spp., *Toxocara* spp. y *G. duodenalis* en heces de perros y gatos en Canadá y, en Estados Unidos, Adolph *et al.* (2017) evaluaron heces de perros que recibieron eutanasia humanitaria, registrando *D. caninum* (49,50%), *A. caninum* (46,40%), *T. vulpis* (39,20%), *T. canis* (11,30%) y *Taenia* sp. (7,20%);

y, por otro lado, Sobotyik *et al.* (2021) hallaron *Giardia* sp. (8,33%), Ancylostomatidae (5,63%), *Cystoisospora* spp. (4,35%), *T. canis* (2,49%) y *T. vulpis* (2,43%), ambos estudios utilizaron técnicas de flotación; de igual manera, Duncan *et al.* (2020) recolectaron heces de perros en parques públicos, identificando *Ancylostoma* spp. (14,50%), *Cystoisospora* spp. (3,60%), *Sarcocystis* sp. (1,70%), *T. vulpis* (6,70%), *G. duodenalis* (1,40%); y huevos de Taeniidae o *Heterobilharzia americana* Price, 1929; *Cryptosporidium* spp., *Alaria* sp. y *T. canis*. Finalmente, Loftin *et al.* (2019) también evaluaron heces de cadáveres, pero de gatos, encontrando *Ancylostoma* spp. (52,00%), *T. cati* (43,00%), *T. taeniaeformis* (36,00%), *D. caninum* (29,00%), *Spirometra* spp. (4,00%), huevos de *Cystoisospora* spp. (23,00%) y de tipo *Capillaria* (5,00%), mediante la técnica de Sheather.

En México, Lara-Reyes *et al.* (2021) enlistaron *Toxocara* spp. (16,60%), *Giardia* spp. (13,40%), *Ancylostoma* spp. (9,20%), *Cystoisospora* spp. (4,70%), *D. caninum* (4,70%), *Taenia* spp. (0,70%) y *T. vulpis* (0,20%) en heces de perros. Adicionalmente, Aguillón-Gutiérrez *et al.* (2021) evidenciaron *Cystoisospora canis* Nemeséri, 1959 (6,00%) y *T. vulpis* (4,00%) en perros domésticos; y *Ancylostoma* spp. (12,00%), *C. canis* (10,00%), *Toxocara* spp. (4,00%), *Taenia* spp. (2,00%) y *T. vulpis* (4,00%) en perros callejeros. Por último, Contreras-Flores *et al.* (2021) agregaron a esta lista *Physaloptera* sp., *Strongyloides* spp., *U. stenocephala* y *T. canis*.

En cuanto a América Central, Peña *et al.* (2016) hallaron coccidios y especies de los géneros *Ancylostoma*, *Toxocara*, *Dipylidium* y *Trichuris* en deposiciones de perros en Cuba; en relación con los parásitos en gatos, en el mismo país, Lemus-García *et al.* (2020) registraron *Entamoeba* sp. (1,37%), *Isospora* sp. (0,56%), *Ancylostoma* sp. (0,50%), *Toxocara* sp. (0,47%), *D. caninum* (0,30%) y *Trichuris felis* (0,18%) en felinos domésticos atendidos en una Clínica Veterinaria gracias al uso del método directo con eosina al 2% y el método de Sheather.

También está presente el estudio de Baiza (2020) en Guatemala, donde los géneros más frecuentes hallados en deposiciones de perros fueron *Toxocara* sp. y *Ancylostoma* sp.

En Sudamérica, específicamente Brasil, Bricarello *et al.* (2018) utilizaron las técnicas de flotación de Willis-Mollay y la de sedimentación de Hoffmann, registrando la presencia de anquilostomas (37,50%), *T. vulpis* (12,50%), *Giardia* spp. (2,88%) y *Toxocara* spp. (0,96%). Ramos *et al.* (2020) trabajaron con muestras de heces de gatos, recolectadas en playas, usando el método de Sheather, encontrando *Ancylostoma* spp., *Strongyloides* spp., *Toxocara* spp., *Uncinaria* spp, *Cystoisospora* sp. y *D. caninum*. Por último, Berenguer *et al.* (2021) identificaron *Ancylostoma* sp. (76,40%), *T. vulpis* (16,40%), *T. canis* (9,10%), *S. stercoralis* (5,45%), *D. caninum* (5,45%), *Cystoisospora* sp. (5,45%); y coccidios (63,30%), *T. cati* (16,60%), *D. caninum* (10,00%) y *Ancylostoma* sp. (10,00%) en perros y gatos respectivamente.

En Ecuador, Pachacama (2017) reportó *A. caninum* (25,33%), *Ascaris* (14,67%) y *T. canis* (41,33%) en heces de perros domésticos. Del mismo modo, Plúas & Sánchez (2021) ampliaron el registro, excepto por *Ascaris*, con la confirmación de *T. cati* (22,67%), *Taenia* spp. (7,29%) y *U. stenocephala* (4,86%), usando el método de flotación de Willis-Molloy y el método de sedimentación rápida modificada. Basantes (2021) añadió a la lista, *D. caninum* y *T. vulpis* en excrementos de perros. Con respecto a Colombia, Sarmiento-Rubiano *et al.* (2018) analizaron registros de perros y gatos atendidos en clínicas veterinarias que presentaron reportes coproparasitológicos, encontraron *Uncinaria*, *Dipylidium*, *Giardia*, *Balantidium*, *Schilomastix*, *Strongylus* sp., *Ancylostoma* sp., *Ascaris* sp., *Entamoeba* sp., *Isospora* sp., *T. canis* y *T. felis*. Siendo la especie más prevalente en Medellín, *G. duodenalis* en perros y gatos (López-Arias *et al.*, 2019).

En Chile, Quilodrán-González *et al.* (2018), gracias al método de Sheather, hallaron *Ancylostomatidae* Gen. sp. *Taeniidae* Gen. sp., *Isospora* sp., *T. vulpis* y *T. canis* en heces de

perros; y más recientemente, Alegría-Morán *et al.* (2021) reportaron *T. canis* (15,90%), *T. leonina* (7,70%), huevos de cestodos (5,90%), quistes de *Giardia* sp. (3,50%), huevos homólogos a Ancylostomatidae (2,40%), *Cryptosporidium* sp. (1,20%) y *Entamoeba* sp. (0,60%), mediante la técnica de flotación con solución saturada de NaCl en plazas públicas de la capital. De igual modo, Flores *et al.* (2021) utilizaron el método de Sheather y una técnica de sedimentación, enlistando *A. caninum* (50,00%), *T. canis* (18,75%), *T. vulpis* (18,75%), *T. leonina* (6,25%) y *Alaria canis* (6,25%) en fecas de perros en Bolivia; y repitiendo el mismo método y la técnica modificada de Ritchie, Natalini *et al.* (2020) registraron *Giardia* (57,00%), *Ancylostoma* (52,00%), *Isospora* (42,00%), *Taenia* (14,00%), *Sarcocystis* (11,00%), tipo Strongylida (9,00%), *Toxocara* (4,00%), *Trichuris* (4,00%), *Uncinaria* (4,00%), *Ascaris* (4,00%), *Dipylidium* (4,00%) y *Eimeria* (4,00%) en heces de perros en Argentina; y Pérez & Borrás (2021) reportaron la presencia de *S. erinaceieuropaei* en un gato doméstico.

Finalmente, en Perú, Medina (2021) muestreó parques públicos en Arequipa, registrando *T. canis*, *G. intestinalis*, *D. caninum*, *E. granulosus*/*T. pisiformis* y parásitos zoonóticos como un quiste de *Entamoeba* sp. y formas inmaduras de *Cystoisospora* sp. en heces de perros. En el caso de muestras líquidas provenientes de cachorros en Puno, Enríquez *et al.* (2019) obtuvieron ejemplares de *A. caninum*, *D. caninum*, *Giardia* spp., *Isospora* spp., *Sarcocystis* spp., *T. canis*, *T. leonina* y *Trichuris* spp. En la ciudad de Lima, Noé Mocetti *et al.* (2011) registraron *T. canis* (20,60%), *Giardia* sp. (7,60%), *D. caninum* (4,60%), *D. pacificum* (0,80%) en heces de perros; y *T. canis* (14,30%) y *Ancylostoma* sp. (2,00%) en deposiciones de gatos; utilizando el método directo y la técnica espontánea en tubo, y más recientemente, Dueñas (2018) encontró *T. cati* y *G. duodenalis* gracias al método de Willis.

Entre las investigaciones de la parasitofauna de cánidos silvestres, Miljević *et al.* (2019) registraron la presencia de *Mesocestoides* spp. (49,30%), *T. leonina* (36,30%), *Alaria alata* (Goeze, 1782) Krause, 1914 (25,60%), *T. canis* (16,60%), *U. stenocephala* (14,80%),

Echinococcus multilocularis Leuckart, 1863 (13,00%), *Taenia* spp. (6,30%) y *Pterygodermatites affinis* Jägerskiöl, 1904 (0,90%) en los intestinos de ejemplares de “zorro rojo” *Vulpes vulpes* en Serbia, mismo procedimiento realizado por Karamon *et al.* (2020) y Tylkowska *et al.* (2021) en Polonia, donde la diversidad de parásitos fue la misma mencionada más anquilostomas (72,70%) y *T. vulpis* (11,90%), respectivamente. La misma especie fue objeto de estudio en España por Sanchis-Monsonís *et al.* (2019), quienes registraron por primera vez la presencia de *Spirocerca vulpis* Linnaeus, 1758 (22,00%). Por otro lado, en Italia y en Turquía, *E. multilocularis* es el parásito con mayor prevalencia en esta especie (Avcioglu *et al.*, 2021; Citterio *et al.*, 2021).

En Chile, Oyarzún-Ruiz *et al.* (2020) evaluaron cadáveres del “zorro culpeo” *Lycalopex culpaeus* Molina, 1782 y del “zorro gris patagónico” *Lycalopex griseus* Gray, 1837, encontrando en el primer hospedero: *T. canis* (12,24%), *Spirocerca* sp. (10,20%), *Ascotyle* (*Ascotyle*) *felippei* Travassos, 1928 (4,08%), *Acanthocheilonema* sp. (2,04%), *Contracaecum* sp. (2,04%), *Protospirura numidica* Seurat, 1914 (2,04%), *Pterygodermatites* sp. (2,04%), *U. stenocephala* (2,04%), *Spirometra* sp. (2,04%) y *Centrorhynchus spinosus* Kaiser, 1893 (2,04%); y en ambos, respectivamente: *T. hydatigena* (40,82%, 5,88%), *T. leonina* (36,73%, 11,76%), *Mesocestoides* sp. (12,24%, 23,53%) y *Physaloptera rara* Hall & Wigdor, 1918 (4,08%, 5,88%). En cuanto a excretas del “zorro de Darwin” *Lycalopex fulvipes* Martin, 1837 y de “güiña” *Leopardus guigna* Molina, 1782; Acosta-Jamett *et al.* (2018) determinaron la prevalencia, respectivamente, de *Toxocara* sp. (24,00%, 56,00%), *T. leonina* (2,00%, 3,00%), *Aspicularis* sp. (5,00%, 9,00%), Capillarinae gen sp. (12,00%, 13,00%), *Spirometra* sp. (2,00%, 25,00%), trematodos sin especificar (12,00%, 66,00%) e *Isospora* sp. (31,00%, 28,00%), además, parásitos tipo Taeniidae (10,00%) solo en zorro de Darwin y *Trichuris* sp. (3,00%) solo en güiña. De la misma forma, Acuña-Olea *et al.* (2020) enlistaron *T. leonina* (56,30%), *T. cati* (37,50%), *U. stenocephala* (37,50%), *Taenia* sp. (28,10%), *Hydatigera*

taeniaeformis (28,10%), *Spirometra* sp. (18,80%), *Spirometra mansonoides* (12,50%), Diphyllbothriidea (12,50%), *Molineus* sp. (3,10%) y Capillarinae gen sp. (3,10%), también en guiña.

En excretas de félidos silvestres, Wrublewski *et al.* (2018), recurriendo a los métodos de Willis y Mollay y de Hoffmann, Pons y Janer, registraron adultos de Oxyuridae (3,20%) y de *Strongyloides* sp. (3,20%); huevos de *Spirometra* sp. (67,70%), de Ancylostomatidae (25,00%), de *Capillaria* sp. (22,5%), de *Toxocara* sp. (19,30%), de *Trichuris* sp. (12,90%), de *Alaria* sp. (9,60%), de Ascaroidea (6,40%), de cestoda (3,20%), de Spiruridae (3,20%), de *Passalurus* sp. (3,20%), de *Strongyloides* sp. (3,20%) y de *Oxyuris equi* Schrank, 1788 (3,20%); ooquistes de *Eimeria* sp. (9,60%), de *Sarcocystis* sp. (6,40%) y de Coccidia (3,20%) en excretas de “ocelote” *Leopardus pardalis* Linnaeus, 1758; huevos de *Spirometra* sp. (75,00%), Ancylostomatidae (25,00%), de Spiruridae (25,00%), de *Toxocara* sp. (25,00%), de *Alaria* sp. (25,00%) y ooquistes de *Eimeria* sp. (25,00%) en “puma” *Puma concolor* Linnaeus, 1771; y finalmente, huevos de *Spirometra* sp. (70,00%), de *Capillaria* sp. (30,00%), de *Paragonimus* sp. (30,00%), de Ancylostomatidae (20,00%) y de Ascaroidea (10,00%) en “yaguarundí” *Puma yagouaroundi* E. Geoffroy Saint-Hilaire, 1803 en Brasil.

Siguiendo en este país, Dib *et al.* (2018) revisaron heces de felinos salvajes, entre ellos “gato tigre” *Leopardus guttulus* Hensel, 1872; ocelote; “margay” *Leopardus wiedii* Schinz, 1821 y yaguarundí, encontrando huevos de Diphyllbothriidae (65,80%), de Ascaridoidea (43,90%), de Strongylida (21,90%), de Spirurida (4,90%); también larvas de nematodo (30,50%), ooquistes no esporulados de coccidios (9,80%), de *Capillaria* sp. (7,30%), de *Trichuris* sp. (6,10%) y de *Eimeria* sp. (1,20%). Con respecto al “gato del Pajonal” *Leopardus colocolo* Molina, 1782; Beltrán *et al.* (2009) analizaron heces en Bolivia e identificaron huevos de *Uncinaria* sp. y de *T. leonina*. Además, Gressler *et al.* (2016) realizaron exámenes coproparasitológicos que incluyeron el examen directo y las técnicas de Faust, de Baermann-

Moraes y de Hoffman; obteniendo huevos y larvas de Trichuridae, *Ancylostoma* sp., *Toxocara* sp., *Alaria* sp. y *Spirometra* sp. al sur de Brasil.

Finalmente, es de vital importancia mencionar la investigación de Acosta *et al.* (2015) en carnívoros silvestres de las familias Canidae y Felidae en cautiverio en Perú; quienes utilizaron el método directo de Sheather, la técnica de Ritchie y la coloración de Ziehl-Neelsen detectando la prevalencia de *Corynosoma* sp. (18,75%) en zorro costeño y *T. leonina* (75,00%) en ejemplares de “león” *Panthera leo* Linnaeus, 1758; de puma y de “tigre” *Panthera tigris* Linnaeus, 1758; en este último también se registró *Giardia* sp.

1.3. Objetivos

1.3.1. Objetivo General

Determinar la presencia de huevos de helmintos y ooquistes en sustratos y heces de carnívoros silvestres y domésticos en tres locaciones de Piura, Perú.

1.3.2. Objetivos Específicos

- Determinar los principales géneros o especies parasitarias con potencial zoonótico en sustratos relacionados a carnívoros domésticos en los centros poblados de Chusís y de Becará, Piura – Perú.
- Determinar los principales géneros o especies parasitarias con potencial zoonótico en heces relacionadas a carnívoros domésticos en los centros poblados de Chusís y de Becará, Piura – Perú.
- Determinar los principales géneros o especies parasitarias con potencial zoonótico en sustratos relacionados a carnívoros silvestres en los manglares de San Pedro de Vice, Piura – Perú.
- Determinar los principales géneros o especies parasitarias con potencial zoonótico en heces relacionadas a carnívoros silvestres en los manglares de San Pedro de Vice, Piura – Perú.

1.4. Justificación

1.4.1. Justificación científica

Según la OMS, 3 500 millones de habitantes a nivel mundial presentan una enfermedad parasitaria como consecuencia de hábitos de higiene deficiente y contaminación de espacios públicos con parásitos potencialmente zoonóticos (Párraga *et al.*, 2022). Por ello, es importante realizar investigaciones relacionadas a la salud animal, en especial en animales silvestres para poder prevenir enfermedades parasitarias, preferiblemente en países de desarrollo intermedio y en lugares donde cohabiten con animales domésticos, como perros y gatos, y a su vez presenten una cercanía a los seres humanos; y así poder determinar si los agentes parasitarios de los animales silvestres son transmisibles a los animales domésticos y a los humanos.

1.4.2. Justificación social

Muchas de las áreas públicas donde interaccionan los humanos y animales presentan contaminación por heces que pueden contener huevos de parásitos potencialmente zoonóticos, provenientes de perros y gatos sin propietario responsable o abandonados (Mex-Álvarez *et al.*, 2018), ocasionando así enfermedades y contaminación ambiental. En consecuencia, es indispensable realizar estudios de estos desechos para determinar el grado de parasitismo que representan, de igual forma, colaborar con las medidas de salubridad y de educación con respecto a la limpieza de áreas corrompidas con heces de animales domésticos y/o callejeros; por otro lado, los centros poblados en el Perú, específicamente en el norte del país, carecen de centros veterinarios que brinden bienestar y servicios en beneficio de la prevención de enfermedades que garanticen la salud animal.

1.4.3. Justificación económica

Al evidenciar el problema de salubridad con respecto a la contaminación de áreas públicas con heces frescas o sustratos que representen un potencial zoonótico (Mex-Álvarez *et al.*, 2018), se destina una mayor actividad económica en salvaguardar la salud de la población

y prestar mayor importancia al cuidado de la salud animal y a otros problemas relacionados a sanidad como presencia de agua potable, desagüe y limpieza de áreas públicas, de igual manera, promover una tenencia responsable de mascotas, siendo este tema desconocido para la población, en especial rural, que no recibe información sobre ello y por ende no destina parte del presupuesto familiar para prevenir enfermedades de sus animales de compañía y/o no cuentan con el acceso a un centro de salud animal cercano por lo cual deben movilizarse hasta una zona urbana y al no contar con presupuesto para la movilidad, las mascotas no tienen acceso a la salud.

1.5. Hipótesis

Existen huevos de helmintos y ooquistes en sustratos y heces de carnívoros silvestres y domésticos en tres locaciones de Piura, Perú.

1.5.1. Hipótesis Nula

No existen huevos de helmintos ni ooquistes en sustratos y heces de carnívoros silvestres y domésticos en tres locaciones de Piura, Perú.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. Bases teóricas sobre el tema de investigación

2.1.1. *Una salud*

El concepto de “One World, One Health” fue postulado el 2008 por la Organización Mundial de la Salud (OMS), la Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE) y la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO), definiéndose “One Health” o “Una Salud” como la incapacidad de dividirse la salud de los seres humanos, la salud de los animales y la salud del ecosistema (De Macedo Couto & Brandespim, 2020). Este enfoque colaborativo surgió del estudio de las zoonosis y actualmente hace referencia a las interconexiones entre salud humana, animal y ambiental, incluyendo las plantas, en el tiempo y el espacio, no solo a nivel local o nacional sino mundial y global; siendo indispensable las medidas intersectoriales y multidisciplinarias y la atención de la salud, incluyendo la salud de la vida silvestre para cumplir con los objetivos de proteger y promover la salud, así como, prevenir, vigilar y controlar enfermedades (Rüegg *et al.*, 2018; Mackenzie & Jeggo, 2019).

La conservación dentro del marco de “Una Salud” debe promover la prevención de enfermedades de la fauna silvestre con potencial zoonótico hacia los humanos o la transmisión de enfermedades desde humanos y animales domésticos hacia la fauna silvestre, en este sentido, es necesario tener una buena comunicación con la población para evitar prejuicios o percepciones negativas frente a la fauna silvestre que pudiera llegar a rechazar la conservación de la misma con la premisa de velar por la salud humana (Buttke *et al.*, 2015), por esta razón, otro deber de la conservación es reducir las interacciones negativas de los animales silvestres con los seres humanos.

2.1.2. Salud Pública

El término “salud” no ha sido cambiado desde 1948 por la OMS, definiéndolo como “el estado de completo bienestar físico, mental y social y no solamente ausencia de enfermedades o afecciones” (Organización Mundial de la Salud [OMS], 2001). De acuerdo con De la Guardia & Ruvalcaba (2020), la salud comprende aspectos subjetivos, objetivos y sociales, mencionando también los factores que influyen como el entorno, los modos de vida, el servicio médico de cada país y la antropología biológica. De acuerdo con ello, se define Salud Pública como la práctica social cuyo objetivo principal es la salud humana, buscando prevenir y controlar enfermedades y otros temas relacionados a la salud (Ministerio de Salud, 2018).

Dentro de este concepto se encuentra el de zoonosis, debido a que afecta a la población mundial. Silva & Tagliaferro (2020) enfatizan que el 45,00% de estas enfermedades tienen como agente etiológico un virus; el 28,00%, bacterias; el 20,00%, parásitos y el 7,00%, hongos. Con respecto a la distribución mundial, en África y Asia han surgido un mayor número de zoonosis (63,30%) y el Caribe es la zona con menor reporte (48,00%), por otro lado, Europa y Sudamérica presentan el 56,00%; Norteamérica, el 60,00% y Centroamérica, el 50,00%.

Otro tema importante es la tenencia responsable, visto que en la actualidad han aumentado el número de animales de compañía en el mundo. De acuerdo con el estudio de Brogna (2018), para aplicar una adecuada tenencia de mascotas es indispensable cumplir con las necesidades de los animales en búsqueda de proveerlos de alimentación, salud y tranquilidad.

2.1.3. Definiciones relacionadas a transmisión de parásitos y ecología parasitaria

Los parásitos son animales invertebrados que dependen exclusivamente de otros organismos denominados huéspedes u hospederos, generando estrategias óptimas para extraer su alimento y sobrevivir en conjunto con su hospedero, siendo fundamental la asociación entre

el ataque de este con la defensa del huésped, por consiguiente, surge la coevolución de la relación hospedero-parásito (Oyarzún-Ruiz *et al.*, 2016; Padilla-Ramos *et al.*, 2019). La coevolución de esta interacción permite perpetuar la biodiversidad y ecología en los ecosistemas, siendo los principales factores activos el sistema inmune del hospedero, el grado de infección, la cantidad de parásitos en el hospedero, las necesidades ecológicas, las condiciones ambientales, la locomoción, la genética del huésped y la adaptación del parásito, por este motivo, es importante conocer la interacción hospedero-parásito para prevenir enfermedades zoonóticas y lograr la conservación de especies (Atique *et al.*, 2024).

El término zoonosis hace referencia a la enfermedad infecciosa (bacterias, virus, parásitos o agentes de etiología desconocida) transmitida de los animales a los humanos, por medio de alimentos, agua o medio ambiente. Es importante resaltar que existen enfermedades que inician como una zoonosis y luego se convierten en enfermedades propias del ser humano (OMS, 2020).

En estos últimos años, Báez (2019) analizó que las zoonosis aumentan debido al crecimiento demográfico, industrialización de alimentos de origen animal, cambio climático, tráfico de animales silvestres y uso de fármacos de forma desmedida, con lo cual se deduce que estas acciones podrían ocasionar zoonosis emergentes (nuevas u ocasionadas por la evolución de un agente infeccioso) y reemergentes (en base a un agente infeccioso, pero con otra distribución geográfica u hospederos).

Otros términos relacionados son el de “spillback” conocido también como antropozoonosis, que hace referencia a la transmisión de enfermedades de humanos a otros vertebrados ocasionando problemas en la conservación de los animales; y el término “spillover”, el cual se refiere a la infección inversa de enfermedades, es decir, de vertebrados no humanos a seres humanos (zooantropozoonosis), donde un animal no humano actúa como

reservorio competente de algún patógeno y pone en amenaza la salud humana y la subsistencia de ellos mismos (Pumarola, 2020; Rodríguez, 2021; Fagre *et al.*, 2022).

Con respecto al tema de ecología parasitaria, este es amplio y distinto al de ecología de seres de vida libre; por ello Margolis *et al.* (1982) se dedicó al uso de términos ecológicos que se aplicaban a las poblaciones de parásitos; volviéndose estos más recurrentes (Bush *et al.*, 1997). Siguiendo esta línea, Bautista-Hernández *et al.* (2015) argumentaron que, en este tipo de investigaciones, se pueden determinar valores como la prevalencia, incidencia o frecuencia en los hospederos.

2.1.4. Enfermedades transmitidas a través de animales domésticos y silvestres

La transmisión de enfermedades desde animales domésticos (perros y gatos) hacia animales silvestres (cánidos y félidos) se debe a diversos factores como la pérdida de hábitats que facilita la relación entre ambos grupos, actuando los primeros como reservorios y siendo los segundos susceptibles a estos patógenos. Este hecho ocurre en áreas rurales donde la población de animales domésticos es grande, actuando como centinelas para detectar la circulación de patógenos, incluso con potencial zoonótico, que también afectan la salud humana, tal es el caso registrado en África en relación con la rabia y el adenovirus canino (CAV) en “lobos etíopes” *Canis simensis* y el virus del moquillo canino o distemper (CDV) en “perros salvajes africanos” *Lycaon pictus* Temminck, 1820, “leones del Serengeti” *Panthera leo* Linnaeus, 1758 y “hienas manchadas” *Crocuta crocuta* Erxleben, 1777 (Conrad, 2021), así como, la epidemia de este virus desde el 2006 en zorros rojos en el noroeste de Italia (Nouvellet *et al.*, 2013) y más reciente, Trogu *et al.* (2021) determinó la presencia de diversos genotipos circulando también en “tejón” *Meles meles* Linnaeus, 1758 y “garduña” *Martes foina* Erxleben, 1777 en el mismo país.

En el caso de América, Euroasia y África, se conoce la prevalencia de piroplásmidos en animales silvestres que pueden transmitirse a animales domésticos y estos a animales

silvestres en cautiverio, entre ellos tenemos: *Theileria sinensis*, *Theileria parva* (Theiler, 1904) Bettencourt, Franca & Borges, 1907; *Rangelia vitalii*, *Cytauxzoon* sp. Neitz & Thomas, 1948 y *Babesia* spp. Starcovici, 1893 (Alvarado-Rybak, Solano-Gallego & Millán, 2016).

Las enfermedades transferidas entre animales domésticos y silvestres no solo son virus, bacterias u hongos, sino también parásitos. Siguiendo esta línea, los carnívoros representan un rol crucial en el ciclo de muchos de estos lo que incide en la transmisión de parásitos zoonóticos como *Cystoisospora*, *Toxocara*, *Taenia*, *Spirometra* a otros animales silvestres, domésticos y humanos (Dos Santos Silva *et al.*, 2021), y nemátodos que pueden transmitirse a humanos vía alimentos, agua y suelo, y a carnívoros domésticos, por ejemplo, los géneros: *Ancylostoma*, *Baylisascaris*, *Capillaria*, *Uncinaria*, *Strongyloides*, *Toxocara* y *Trichinella* (Otranto & Deplazes, 2019).

En la actualidad, muchos animales atropellados son fuente de conocimiento sobre los parásitos existentes en ellos mismos como de la polución ambiental de aquellos que presentan potencial zoonótico (Nagamori *et al.*, 2018). Entre ellos tenemos:

2.1.4.1. *Giardia duodenalis*. También conocido como *G. intestinalis* o *G. lamblia*. Es el protozoo cosmopolita más infectante del tracto intestinal superior en humanos y mamíferos y ocasionan la giardiasis, especialmente en países en vía de desarrollo. Existe una gran prevalencia en cánidos y félidos domésticos y silvestres. La vía infectante es oral-fecal, ya sea por contacto con heces o consumo de agua o alimentos contaminados por quistes (Dixon, 2021).

Su ciclo de vida es monoxeno con dos etapas, el quiste es ovalado o elipsoidal con un tamaño de 8 a 12 μm y en su estado maduro presenta 4 núcleos, siendo este el estado infectante, el cual sobrevive por meses áreas frescas y húmedas (inclusive el agua). Cuando los quistes llegan al duodeno, se transforman en la forma vegetativa denominada trofozoito, los cuales presentan forma piriforme con un tamaño entre 10 a 20 μm , simetría bilateral y 2 núcleos, con

cuerpos parabasales y dos discos suctorios, estructuras que permiten su adherencia a la mucosa duodenal; finalmente, poseen 8 flagelos (López *et al.*, 2012; Adam, 2021).

2.1.4.2. *Cryptosporidium* spp. Muchas especies de este género ocasionan criptosporidiosis en el hombre y en otros animales. La transmisión es mediante la ingesta de alimentos contaminados o agua y/o conexión directa con el estado infectante (quiste maduro), aunque existen reportes de contaminación respiratoria (Zahedi & Ryan, 2020).

Su ciclo de vida es monoxénico (un solo hospedero). Cuando el ooquiste que contiene 4 esporozoítos ingresa al hospedero, estos son liberados en las células epiteliales del intestino dando lugar a trofozoítos. Se inicia la reproducción asexual (merontes de primera generación) y como resultado se obtiene 8 merozoítos (móviles) dando lugar a la segunda merogonia. Los merontes asexuales pasan a la fase 2 que es sexual (merontes de segunda generación), originando gametos masculinos y femeninos (micro y macrogametos respectivamente). Finalmente, se obtiene un cigoto diploide que produce el ooquiste, reiniciando el ciclo (Guérin & Striepen, 2020). Podemos encontrar dos prototipos de ooquistes: uno presenta pared delgada que puede romperse dentro de la luz del intestino y reiniciar el ciclo; y el otro, pared gruesa y son excretados con las heces (López *et al.*, 2012).

2.1.4.3. *Ancylostoma* spp. Este género abarca a los geohelminintos de mayor relevancia en la salud pública (Figueiredo *et al.*, 2018). Los principales son *Ancylostoma caninum* y *Ancylostoma braziliense* en países cálidos. El estado infectante de la anquilostomiasis es la larva filariforme (L₃), la cual es ingerida del medio ambiente y se desarrolla en el intestino del hospedero (Nemzek *et al.*, 2015). Sin embargo, existen otras rutas de contagio como la vía transmamaria, vía percutánea o ingestión de hospederos paraténicos. Cuando las L₃ ingresan al hospedero, migran por el sistema circulatorio y linfático llegando al corazón, alveolos, bronquios, tráquea, laringe y faringe del hospedero siendo deglutidas (fuga

de larvas) y así retornan al intestino delgado, repitiendo el ciclo (López *et al.*, 2012; Jiménez *et al.*, 2019).

2.1.4.4. *Toxocara spp.* Los nematodos *Toxocara canis* y *Toxocara cati* producen la toxocariasis en regiones tropicales, siendo la enfermedad con mayor frecuencia a nivel mundial, no solo por la contaminación de espacios públicos sino también por la contaminación de alimentos, sin embargo, esta situación es poco estudiada (Healy *et al.*, 2022).

Los cánidos y félidos depositan sus heces con huevos de *Toxocara* no embrionados logrando sobrevivir años, no obstante, si la temperatura y humedad son favorables, embrionan y contienen larvas infecciosas de tercer estadio (L₃). Las rutas de contagio del hombre son cuando ingiere huevos embrionados (suelo, agua o verduras contaminadas) o cuando consume hospederos paraténicos como ratones, ratas, conejos, vacunos, cerdos o pollos. La L₃ viaja por la sangre y migra a diversos tejidos hasta acumularse en el ojo (larva migrans ocular) o en órganos como cerebro, hígado o piel (larva migrans visceral); pudiendo presentar desarrollo larvario detenido por meses (Rostami *et al.*, 2019; Tyungu *et al.*, 2020).

2.1.4.5. *Trichuris vulpis.* Estos nematodos cosmopolitas son frecuentes en carnívoros domésticos y salvajes, por ello existe una contaminación cruzada a partir de perros y gatos al ser humano (Yevstafieva *et al.*, 2019). La tricuriasis es propia de climas tropicales y subtropicales, este helminto tiene un periodo de maduración en el medio ambiente muy corto y se convierte en infeccioso rápidamente, repitiendo el ciclo (Figueiredo *et al.*, 2018). Su ciclo biológico es directo y ocurre en el intestino grueso del hospedero con posterior eliminación de huevos embrionados con larvas L₂ (forma infectante), los cuales se ingieren por medio de agua y alimentos contaminados; y no existe migración tisular (López *et al.*, 2012, Moorhead, 2020).

2.1.4.6. *Strongyloides stercoralis.* Este parásito es un helminto transmitido por el suelo que origina la enfermedad estrogiloidiasis (Buonfrate *et al.*, 2020). Su hábitat está en regiones tropicales y subtropicales, es decir, es una enfermedad tropical donde los perros

podrían actuar como reservorios (Eslahi *et al.*, 2022). Habitan el intestino delgado del ser humano y cuando existe un desequilibrio en el sistema inmune del hospedero, se desatan los síndromes de hiperinfección y de infestación tisular diseminada (Karanam *et al.*, 2021).

La vía infectante es cutánea. Por otro lado, posee dos ciclos de vida, el primero de vida libre y el otro de vida parasitaria. Los huevos ovoides depositados por las hembras dentro del intestino delgado del hospedero originan larvas rhabditiformes (L₁), estas son excretadas con las heces y podrían pasar al estadio de adultos de vida libre en el suelo o en larvas filariformes (L₃), que es la forma infectante. La transformación de L₁ a L₃ puede darse en el mismo intestino (autoinfección interna) o en la piel del perineo (autoinfección externa). Cuando las L₃ penetran la piel del ser humano, llegan al corazón por el sistema circulatorio; se dirigen a los alveolos pulmonares transformándose en larvas L₄; siguen su recorrido por los bronquios, tráquea y epiglotis hasta ser deglutidas, repitiéndose el ciclo (López *et al.*, 2012; Czeresnia & Weiss, 2022).

2.1.4.7. *Dipylidium caninum.* La dipilidiasis es una enfermedad cosmopolita, pero es poco habitual en los seres humanos pues son hospederos accidentales y de acuerdo con Portokalidou *et al.* (2019), los más afectados suelen ser los niños por la proximidad a sus mascotas y la falta de higiene. Su ciclo de vida es heteroxeno porque requiere de un huésped intermedio invertebrado (pulga o piojo) y de un hospedero definitivo (carnívoro, especialmente cánidos y félidos). La forma infectante es una larva cisticercoide en el hospedero intermediario, al ser este ingerido por el hospedero definitivo, la larva se adhiere al intestino gracias a su escólex convirtiéndose en adulto. Luego, los proglótidos ovígeros se desprenden del estróbilo y se excretan con las heces (Rousseau *et al.*, 2022).

2.1.5. *Conservación y Coexistencia*

La conservación se define como la protección, preservación, manejo o restauración de la biósfera por el hombre para beneficio de las generaciones actuales mediante el uso

sostenible, social y económico de los recursos; pero que mantenga su potencial uso para generaciones futuras. Generando a partir de este concepto, el término desarrollo sustentable o sostenible (Ibarra, 2003).

Otro concepto importante es el de coexistencia. Este término refiere a las interacciones entre humanos y vida silvestre, donde se comparte hábitats y recursos naturales buscando el uso sostenible de los mismos, siendo este trabajo colaborativo y de cogestión entre personas para solucionar los problemas que puedan suscitarse en estas interacciones y esta convivencia implica la equidad entre ambos grupos (International Union for Conservation of Nature [IUCN], 2023).

2.1.6. Humano

Los humanos se encuentran dentro del taxón *Homo sapiens* Linnaeus, 1758. Este linaje evolucionó de los hominoideos en África, dando lugar a la familia de los homínidos. Nuestra especie se caracteriza y distingue de los demás mamíferos por su posición erguida, autoconciencia y racionalidad (Ucha, 2022).

2.1.7. Perro doméstico

Canis lupus familiaris Linnaeus, 1758 presenta un tamaño (15 a 110 cm), peso (3 a 25 kg), forma del cuerpo y pelaje de acuerdo con la raza; además, sus sentidos más desarrollados son el olfato y la audición. Son mamíferos muy sociables que se han adaptado al hombre por diversas vías. Su origen radica en el acondicionamiento del desaparecido “lobo gris euroasiático” *Canis lupus* Linnaeus, 1758. En la actualidad, el lugar y tiempo de inicio de este procedimiento aún es un misterio, sin embargo, se confirma que el origen de los perros americanos radica en Eurasia (Acosta *et al.*, 2021; Perri *et al.*, 2021).

Estos cánidos son considerados animales de compañía, guardianes, lazarillos, cazadores, entre otras atribuciones, siendo considerado la mascota más cosmopolita; por otro lado, en los países de desarrollo intermedio también viven como perros callejeros o

comunitarios. En cuanto a su alimentación, dependen del ser humano, pero también suelen asociarse en jaurías y adaptarse a cazar especies nativas como consecuencia a que se asilvestran; ocasionando pérdida de poblaciones y actuando como vectores de enfermedades (Barrera, 2018; Wynne, 2021).

2.1.8. Gato doméstico

Felis catus Linnaeus, 1758 es una especie cosmopolita que presenta un tamaño pequeño y un peso en la adultez de aproximadamente 5 kg (Pardo *et al.*, 2016). Su pelaje es suave y brillante, el cual varía de acuerdo con la raza. Se caracterizan por su gran flexibilidad y ligereza. Sus patas delanteras presentan 5 falanges y las traseras, 4; con garras retráctiles (Briones, 2019). Las pupilas se contraen de forma vertical y la dentadura es propia de un carnívoro, características heredadas del “gato montés arábigo” *Felis silvestris lybica* Forster, 1780; subespecie considerada el predecesor; y domesticados a partir del “gato salvaje africano” *Felis libyca* (Driscoll *et al.*, 2007).

Los gatos domésticos son considerados animales invasores que afectan la fauna silvestre de diversos países al ser cazadores, es decir, presentan la capacidad de sobrevivir sin contar con la alimentación provista por humanos y al manifestar crecimiento poblacional desmedido, también transmiten enfermedades a felinos silvestres cuando se encuentran en sintropía y a humanos (Barrera, 2018; Sant’Anna & Machado, 2021).

2.1.9. Zorro de Sechura

Lycalopex sechurae Thomas, 1900 es un cánido con hábitos solitarios y nocturnos, es mediano y pesa entre 2,5 a 5,0 kg. Habita desde el noreste de Ecuador hasta el centro de Perú en desiertos, bosques secos, playas, áreas cultivadas, entre otras (Lescano *et al.*, 2018; García-Olaechea & Hurtado, 2020). El también llamado zorro costeño presenta un pelaje amarillo grisáceo con subpelo pálido y la región ventral y los miembros inferiores más claros. La cabeza es pequeña y las orejas, largas; el hocico es oscuro y también cuentan con anillos castaños

alrededor de los ojos (Cossíos, 2010). Es considerada una especie casi amenazada por la IUCN debido a que sufren persecución por parte de pobladores y también por el tráfico ilegal (Cossíos, 2017). Su dieta comprende frutos como “algarrobo” *Prosopis* sp. Linnaeus, “zapote” *Capparis scabrida* Kunth, “añalque” *Coccoloba ruiziana* Lindau, “capulín” *Muntingia calabura* Linnaeus, 1753, “aguaymanto” *Physalis peruviana* Linnaeus y “vichayo” *Capparis avicennifolia* Kunth, por ello es considerado un dispersor de semillas; su dieta a base de animales consiste en escorpiones, insectos, crustáceos, peces, aves, reptiles, roedores y carroña (Cuentas, 2016).

2.1.10. Complejo del gato del Pajonal

Leopardus colocolo Molina, 1782 “gato de las pampas”, habita pastizales en Argentina, Brasil, Paraguay y Uruguay; además, zonas andinas de Ecuador, Colombia, Perú, Bolivia, Brasil, Argentina y Chile, no existiendo mucha información sobre esta especie (Nanni *et al.*, 2020). A partir del 2021, este felino silvestre ha presentado una problemática en su clasificación mediante estudios morfológicos, moleculares, biogeográficos y sobre su nicho ecológico, y se ha determinado que en realidad existe un complejo del gato del Pajonal que incluye cinco subespecies estrechamente relacionadas, las cuales son: *Leopardus braccatus* Cope, 1889; *L. colocolo*, *Leopardus garleppi* Matschie, 1912; *Leopardus munoai* Ximénez, 1961 y *Leopardus pajeros* Desmarest, 1916; concluyendo que *L. colocolo* se distribuye en Chile y *L. garleppi* “gato del Pajonal” en la costa del Perú (Do Nascimento, Cheng & Feijó, 2021; Chávez-Villavicencio & Tabilo-Valdivieso, 2024). Para efectos de la presente tesis, se ha generalizado información de este complejo utilizando investigaciones sobre *L. cololo* al existir escasa literatura relacionada a *L. garleppi*.

L. colocolo es considerado una especie casi amenazada por la IUCN como consecuencia de caza o depredación por parte de perros, pérdida o reducción de hábitat por acción antropogénica, atropellamiento y epizootias; sumado a ello, hasta hace unos años, la falta de

proyectos de conservación (Queirolo *et al.*, 2018; Gattino, *et al.*, 2023). Su tamaño es ligeramente más grande al de un gato doméstico y su peso varía entre 3 a 5 kg en la adultez, son solitarios y con actividad tanto crepuscular como nocturna (Utrovicic *et al.*, 2020). Su pelaje es gris cenizo con rayas color canela; el pecho y el abdomen presentan rayas canela transversales irregulares y las patas y la cola, anillos oscuros; por otro lado, *L. garleppi* Matschie, 1912, tiene gran parte de la cabeza color grisáceo pardo salpicado con anaranjado; las bandas gulares transversales pueden ser de color negro, marrón oscuro o con amarillo, con mínimo, una banda más extensa; el cuerpo presenta como base el color grisáceo pardo amarillento o marrón; las rosetas son anaranjadas con borde rojizo parduzco, y por último, el rabo, en su total extensión, tiene anillos castaño rojizo (Do Nascimento *et al.*, 2021).

Generalizando, el gato del Pajonal, al igual que otros felinos neotropicales, presentan una dieta especializada a base de mamíferos pequeños y aves (Iriarte *et al.*, 2013) como confirma Fajardo *et al.* (2014), quienes estudiaron sobre su dieta en los alrededores del lago de Junín e identificaron roedores de la familia Cricetidae: “ratón de pasto de Junín” *Akodon juninensis* Myers, Patton & Smith, 1990; “pericote orejudo pintado” *Auliscomys pictus* Thomas, 1884; *Calomys* sp. y “ratón ebrio” *Neotomys ebriosus* Thomas, 1894; familia Chinchilidae: “vizcacha norteña” *Lagidium peruanum* Meyen, 1833 y familia Caviidae: “cuy salvaje” *Cavia tschudii* Fitzinger, 1867; entre otros. También registraron aves de la familia Anatidae: “pato barcino” *Anas flavirostris* Vieillot, 1816; “pato maicero” *Anas georgica* Gmelin, 1789 y “pato puna” *Anas puna* Tschudi, 1844; y familia Rallidae: “polla de agua” *Gallinula chloropus* Linnaeus, 1758; entre otros. Idénticamente en Chile se determinó otra dieta acorde a la ubicación geográfica, enumerando las siguientes presas: “chinchilla gris” *Abrocoma cinerea* Thomas, 1919; “ratón andino” *Abrothrix andina* Philippi, 1858; “tucotuco de Atacama” *Ctenomys fulvus* Philippi, 1858; “vizcacha de la sierra” *Lagidium viscacia*

Molina, 1782 y “pericote panza gris” *Phyllotis xanthopygus* Waterhouse, 1837 en el Salar de Coposa (Vega *et al.*, 2018).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Tipo de investigación

Según el propósito del estudio es de tipo observacional, cuantitativo, retrospectivo, prospectivo y descriptivo.

3.2. Ámbito temporal y espacial

El proyecto se realizó entre agosto del 2023 a marzo del 2025. La recolección de sustratos fue en tres locaciones en Piura: el manglar de San Pedro de Vice, el centro poblado de Chusís y el centro poblado de Becará (Anexo A); los sustratos seleccionados fueron aquellos que presentaron muestras fecales de cánidos y félidos domésticos o silvestres, los cuales se caracterizaron de acuerdo con una guía de identificación de heces de animales (Anexo B). El análisis de las muestras se llevó a cabo en el Laboratorio de Ecología y Biodiversidad Animal (LEBA), Lima – Perú.

3.2.1. Manglares de San Pedro de Vice

- Ubicación: Distrito de Vice, Sechura, Piura.
- Extensión: 3 013 has.
- Coordenadas: -5.514157817021854, -80.89445303619767
- Flora: “mangle negro” *Avicennia germinans* L.; “mangle blanco” *Laguncularia racemosa* L. y otras 43 especies de fanerógamas.
- Fauna: “playerito blanco” *Calidris alba* Pallas, 1764 y aves migratorias como: “playero rojizo” *Calidris canutus* Linnaeus, 1758; “correlimos de Alaska” *Calidris mauri* Cabanis, 1857; “correlimos semipalmeado” *Calidris pusilla* Linnaeus, 1766; “ostrero común americano” *Haematopus palliatus* Temminck, 1820; “chorlito dorado chico” *Pluvialis dominica* Müller, 1776; “chorlitejo patinegro” *Charadrius alexandrinus* Linnaeus, 1758; “títere playero” *Charadrius wilsonia* Ord, 1814; “aguja café” *Limosa haemastica* Linnaeus, 1758 y “zarapito trinador” *Numenius*

phaeopus Linnaeus, 1758. También peces, reptiles, invertebrados, microfauna y mamíferos como: “zorro de Sechura” *Lycalopex sechurae* Thomas, 1900; “zarigüeya común” *Didelphis marsupialis* Linnaeus, 1758 y “zorrillo de espalda blanca” *Conepatus semistriatus* Boddaert, 1785 (Red Hemisférica de Reservas para aves playeras [WHSRN], 2019; Servicio de Información sobre sitios RAMSAR, 2008).

3.2.2. Centro poblado de Chusís

- Ubicación: Distrito de Sechura, Sechura, Piura.
- Coordenadas: -5.52047998000, -80.81546999000
- Altitud: 23 m.s.n.m.
- Categoría: caserío.
- Número de viviendas: 159 aproximadamente (DePerú.com, s.f.).

3.2.3. Centro poblado de Becará

- Ubicación: Distrito de Vice, Sechura, Piura.
- Coordenadas: -5.45694527000, -80.81035297000
- Altitud: 14 m.s.n.m.
- Categoría: villa.
- Número de viviendas: 688 aproximadamente (DePerú.com, s.f.).

3.3. Variables

3.3.1. Variables independientes

Clasificación de heces recolectadas y las especies de parásitos identificadas.

3.3.2. Variables dependientes

El índice ecológico parasitológico de prevalencia (P%).

3.4. Población y muestra

La población radica en los cánidos y félidos en los centros poblados de Chusís y Becará y en los manglares de San Pedro de Vice. Las muestras son los puntos elegidos que presentan mayor cantidad de excretas

3.5. Instrumentos

Ficha de resultados parasitológicos (Anexo C).

3.6. Procedimientos

Se seleccionó las áreas que presentaron mayor cantidad de excretas tanto en los centros poblados de Chusís y de Becará como en los Manglares de San Pedro de Vice. Las tres zonas se encuentran aledañas existiendo confluencia de personas y sus mascotas, debido a que el manglar es zona de trabajo de los habitantes de ambos centros poblados y los animales silvestres de esa zona, en ocasiones, exploran territorio y buscan alimentos en las localidades de Chusís y de Becará.

Por cada punto seleccionado, se tomó una fotografía y se anotó las coordenadas de cada área (Anexo C), posteriormente se trazó un área de 10 x 10 cm con ayuda de una pala y se excavó 5 cm de profundidad. Se pesó 200 g de sustrato en una bolsa ziploc y se rotuló con un código el lugar de recolección, la fecha y hora. Se recolectó tres muestras por punto, la primera será la excreta propiamente dicha; la segunda, el sustrato debajo de la excreta y la tercera, el sustrato aledaño al área seleccionada. Cada excreta se colocó en un frasco recolector con tapa rosca y se rotuló con los mismos datos que los sustratos. No se añadió ningún preservante debido a que el clima de las tres localidades es árido y las heces se encuentran conservadas (Anexo D).

Una vez en el Laboratorio de Ecología y Biodiversidad Animal (LEBA) de la Universidad Nacional Federico Villarreal (UNFV), se procedió a rehidratar las heces secas (coprolitos) y semifrescas con solución acuosa de fosfato trisódico al 0,5% durante 72 h

(Flores, 2014). Tanto los sustratos como las heces ya rehidratadas pasaron por pruebas coproparasitológicas. Estas incluyeron las técnicas de Faust y de Ritchie (mediante uso de centrífuga), de acuerdo con Beltrán (2014) y también se usó la Técnica de McMaster.

3.6.1. Técnica de Faust

Este método permitió observar quistes y huevos que flotaron al presentar menor densidad en relación con el sulfato de zinc al 33,3% (densidad: 1180) (Anexo E). Para su aplicación, en primer lugar, se homogeneizaron 9 ml de agua destilada con 2 g de heces y/o sustrato y se colocó la mezcla en un tubo de centrífuga hasta 1 cm por debajo de la abertura. Posteriormente, se centrifugó a 2 500 rpm durante 3 minutos y se repitió el proceso de centrifugación hasta obtener un sobrenadante claro. A continuación, se eliminó este sobrenadante y se agregaron 4 ml de sulfato de zinc al 33,3%. La mezcla se homogeneizó y se continuó añadiendo sulfato de zinc hasta 1 cm por debajo de la boca del tubo. Se centrifugó nuevamente a 2 500 rpm durante 2 minutos. Luego, se añadió más sulfato de zinc hasta formar un menisco, se depositó una laminilla en contacto con el menisco y se dejó reposar durante 6 minutos. Finalmente, se colocó la laminilla en un portaobjetos que contenía una gota de Lugol y se observó al microscopio.

3.6.2. Técnica de Ritchie

Este método permitió observar quistes y huevos al ser concentrados por sedimentación y centrifugación. Para su aplicación, en primer lugar, se homogeneizaron 8 ml de suero fisiológico (Anexo E) con 2 g de heces y/o sustrato. Posteriormente, se centrifugó a 2 000 rpm durante 3 minutos y se repitió el proceso de centrifugación hasta obtener un sobrenadante claro. En segundo lugar, se eliminó este sobrenadante y se agregaron 6 ml de formol al 10% (Anexo E). La mezcla se homogeneizó y se dejó reposar durante 5 minutos. A continuación, se añadió 3 ml de éter, se colocó Parafilm en la boca del tubo y se agitó para homogeneizar, luego se procedió a eliminar las fases en el sobrenadante. En tercer lugar, se utilizó nuevamente la

centrífuga a 3 000 rpm durante 3 minutos. Finalmente, se aspiró una pequeña cantidad del sedimento y se depositó sobre un portaobjetos que contenía una gota de Lugol, se colocó una laminilla y se observó al microscopio.

3.6.3. Técnica de McMaster

Para esta prueba cuantitativa, en primer lugar, se homogeneizaron 57 ml de solución sobresaturada de NaCl (densidad: 1200) (Anexo E) con 3 g de heces y/o sustrato. Posteriormente, se filtró a través de un colador a un vaso precipitado y con ayuda de una pipeta Pasteur se rellenó los dos compartimentos de dicha cámara. A continuación, se dejó reposar por 10 minutos. Finalmente, se realizó el conteo con ayuda del microscopio (Capello *et al.*, 2020). Para el recuento de huevos por gramo se utilizó la siguiente fórmula:

$$\text{Huevos por gramo: } \frac{\text{Recuento total} \times 100}{\# \text{ de cámaras}}$$

La identificación de huevos y ooquistes se realizó de acuerdo con el tamaño y morfología característicos, haciendo uso del Manual de procedimientos de Laboratorio (Zurita, 2013) y el Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre (Beltrán, 2014) y se anotó en la ficha de resultados parasitológicos (Anexo C)

3.7. Análisis de datos

Se evaluó la prevalencia (P%) de las formas parasitarias por cada localidad y especie de acuerdo con los estudios de Bush *et al.* (1997) y Bautista-Hernández *et al.* (2015) con la finalidad de analizar los resultados de manera comparativa bajo el concepto de “Una Salud”.

3.8. Consideraciones éticas

En la presente investigación no se utilizó animales, solo se realizó recolección de sustratos y heces. Sin embargo, se utilizó un permiso especial para recolectar heces en los Manglares de San Pedro de Vice (Anexo F).

Los residuos generados fueron segregados y eliminados de la siguiente manera: 1) los residuos comunes (bolsas de plástico y/o papel) fueron eliminados directamente a los tachos correspondientes; 2) las láminas portaobjetos y laminillas cubreobjetos, en un tacho para materiales punzocortantes; 3) los demás materiales y las muestras biológicas, en una bolsa de color rojo y; 4) los líquidos de descarte como los sobrenadantes y demás reactivos, por el desagüe común con abundante agua; de acuerdo con el Capítulo I del Manual de Procedimientos de Laboratorio (Zurita, 2013).

IV. RESULTADOS

Se colectó un total de 28 puntos, sumando 84 muestras (tres ubicaciones por punto). De los centros poblados estudiados, Chusís (CH) presentó la menor frecuencia de excretas contaminando las áreas públicas, mientras que Becará (B) registró la mayor cantidad. Por otro lado, se obtuvo un total de 48 muestras pertenecientes a *Canis lupus familiaris*, de las cuales 5 excretas correspondieron al centro poblado de Chusís (CH) y 11 al de Becará (B). Adicionalmente, se recolectaron 11 coprolitos de carnívoros silvestres: 7 de *Lycalopex sechurae* y 4 de *Leopardus garleppi*, en los manglares de San Pedro de Vice (M), y 1 coprolito de *L. sechurae* en el centro poblado de Chusís (Tabla 1).

Tabla 1

Puntos colectados por locación en Piura

Localidad	Código	Hospedero	Puntos colectados	Muestras	Tipo de excreta
Centro poblado de Chusís	CH	<i>Canis lupus familiaris</i>	5	15	Semifresca
		<i>Lycalopex sechurae</i>	1	3	Coprolito
Centro poblado de Becará	B	<i>Canis lupus familiaris</i>	11	33	Semifresca
Manglares de San Pedro de Vice	M	<i>Lycalopex sechurae</i>	7	21	Coprolito
		<i>Leopardus garleppi</i>	4	12	Coprolito

La prevalencia más alta de parásitos en las muestras recolectadas fue de 27,78% en el centro poblado de Chusís, en segundo lugar, los manglares de San Pedro de Vice con 9,09% y al último, el centro poblado de Becará con una prevalencia de 6,06% (Tabla 2), siendo estas dos últimas localidades más cercanas entre sí.

Tabla 2*Prevalencia de muestras positivas por localidad*

Localidad	Muestras positivas	Muestras negativas	Prevalencia (%)
Centro poblado de Chusís	5	13	27,78
Centro poblado de Becará	2	31	6,06
Manglares de San Pedro de Vice	3	30	9,09

En el centro poblado de Chusís, se identificó la presencia de dos especies de parásitos, siendo el de mayor prevalencia, *Strongyloides* sp. (80,00%) (Figura 1). Se encontró huevos de *Strongyloides* sp. en el sustrato debajo del punto 2 (CH-002.D) y en el sustrato debajo del punto 4 (CH-004.D). De igual manera, huevos y larvas de este parásito en el sustrato del costado del punto 4 (CH-004.C), gracias a la técnica de Faust y de Ritchie, en muestras provenientes de *C. lupus familiaris* (Figura 2). Adicionalmente, en dos muestras de heces, CH-004.H y CH-005.H, se identificó una larva de *Strongyloides* sp. en *C. lupus familiaris* y huevos de *Trichuris* sp. en *L. sechurae* respectivamente, ambos gracias a la técnica de Ritchie (Tabla 3, Figura 3).

Tabla 3*Parásitos identificados en el centro poblado de Chusís*

Código de muestra positiva	Prueba	Parásito	Forma evolutiva	Hospedero
CH-002.D	Ritchie	<i>Strongyloides</i> sp.	Huevo	<i>Canis lupus familiaris</i>
CH-004.C	Faust	<i>Strongyloides</i> sp.	Huevo	<i>Canis lupus familiaris</i>
	Ritchie	<i>Strongyloides</i> sp.	Larva	<i>Canis lupus familiaris</i>
CH-004.D	Ritchie	<i>Strongyloides</i> sp.	Huevo	<i>Canis lupus familiaris</i>
	Faust	<i>Strongyloides</i> sp.	Huevo	<i>Canis lupus familiaris</i>
CH-004.H	Ritchie	<i>Strongyloides</i> sp.	Huevo	<i>Canis lupus familiaris</i>
CH-005.H	Ritchie	<i>Trichuris</i> sp.	Huevo	<i>Lycalopex sechurae</i>

Donde: CH= Chusís, C= costado, D= debajo, H= heces.

Figura 1

Prevalencia de los parásitos identificados en el centro poblado de Chusís

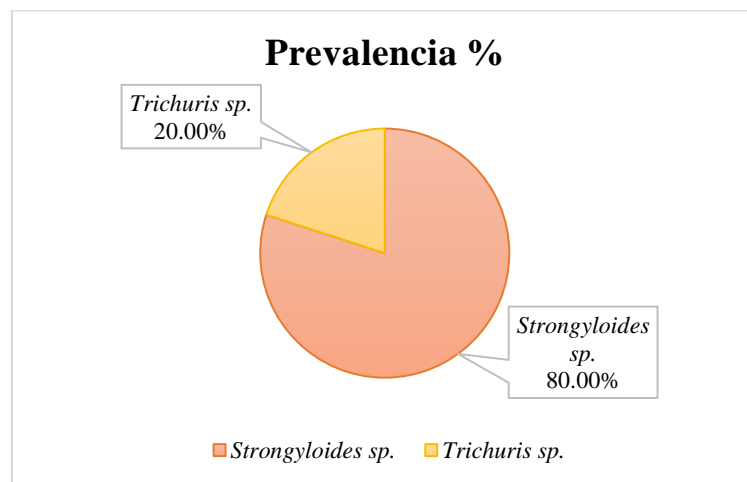
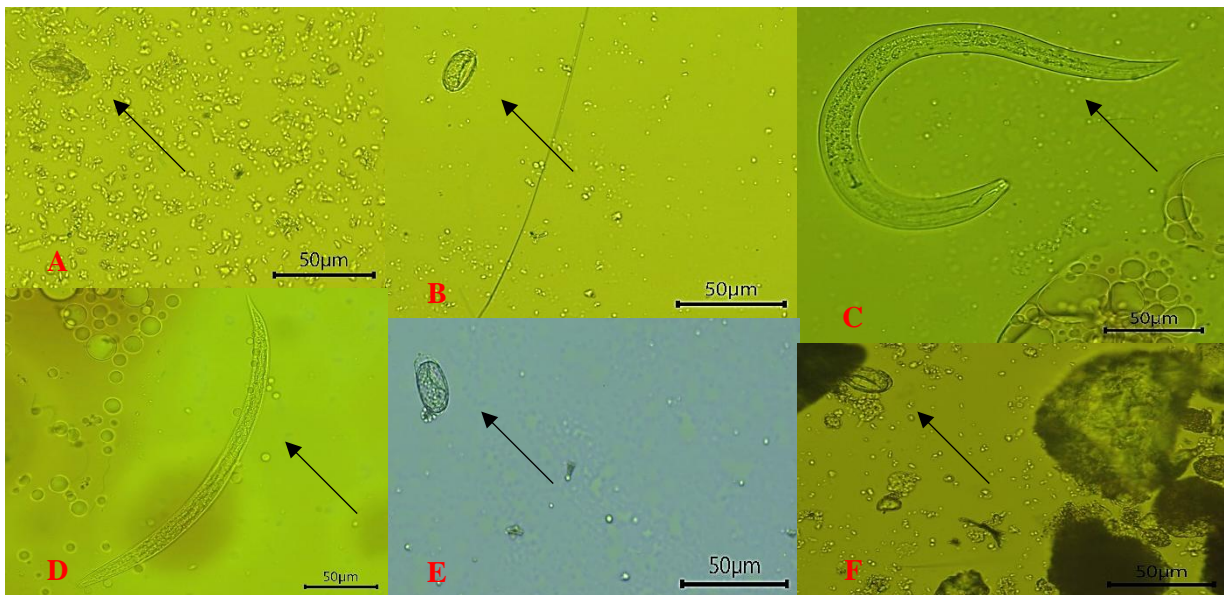


Figura 2

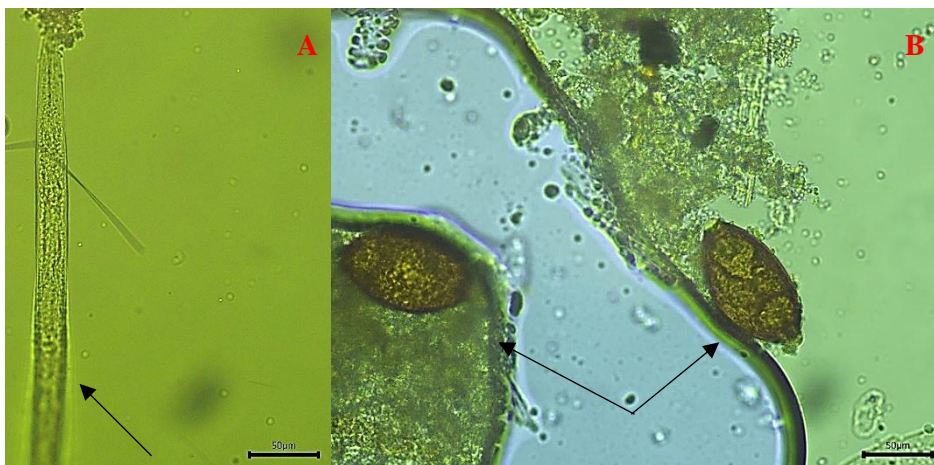
Parásitos identificados en sustratos recolectados en el centro poblado de Chusís



A. Huevo de *Strongyloides sp.* (CH-002.D – Técnica de Faust). B. Huevo de *Strongyloides sp.* (CH-004.C – Técnica de Faust). C y D. Larva de *Strongyloides sp.* (CH-004.C – Técnica de Ritchie). E. Huevo de *Strongyloides sp.* (CH-004.D – Técnica de Faust). F. Huevo de *Strongyloides sp.* (CH-004.D – Técnica de Ritchie).

Figura 3

Parásitos identificados en heces recolectadas en el centro poblado de Chusís



A. Larva de *Strongyloides* sp. (CH-004.H – Técnica de Ritchie). B. Huevos de *Trichuris* sp. (CH-005.H – Técnica de Ritchie).

El centro poblado de Becará presentó una prevalencia de 100.00% para el parásito *Strongyloides* sp. (Figura 4) en solo 2 muestras de sustratos. En el sustrato del costado del punto 1 (B-001.C) se identificó huevos de *Strongyloides* sp. gracias a la técnica de Faust y en el sustrato del costado del punto 6 (B-006.C), un huevo y una larva de *Strongyloides* sp. con ayuda de la técnica de Ritchie (Figura 5). Ambas muestras provenían de *C. lupus familiaris* (Tabla 4).

Tabla 4

Parásitos identificados en el centro poblado de Becará

Código de muestra positiva	Prueba	Parásito	Forma evolutiva	Hospedero
B-001.C	Faust	<i>Strongyloides</i> sp.	Huevo	<i>Canis lupus familiaris</i>
B-006.C	Ritchie	<i>Strongyloides</i> sp.	Huevo Larva	<i>Canis lupus familiaris</i> <i>Canis lupus familiaris</i>

Donde: B= Becará, C= costado, D= debajo, H= heces.

Figura 4

Prevalencia de los parásitos identificados en el centro poblado de Becará

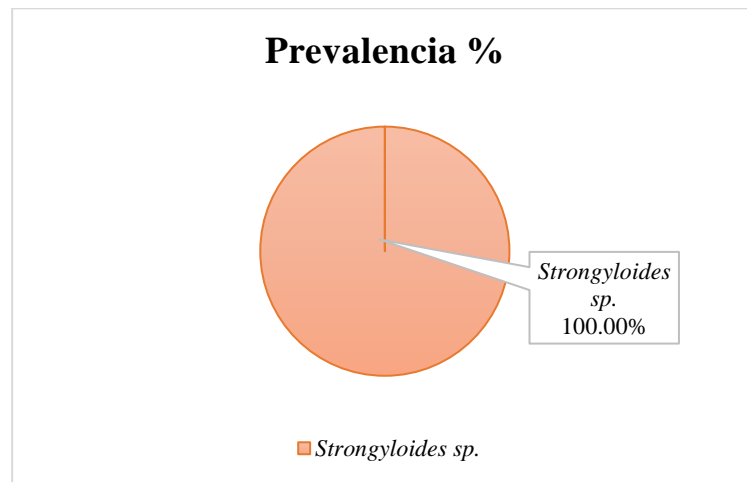
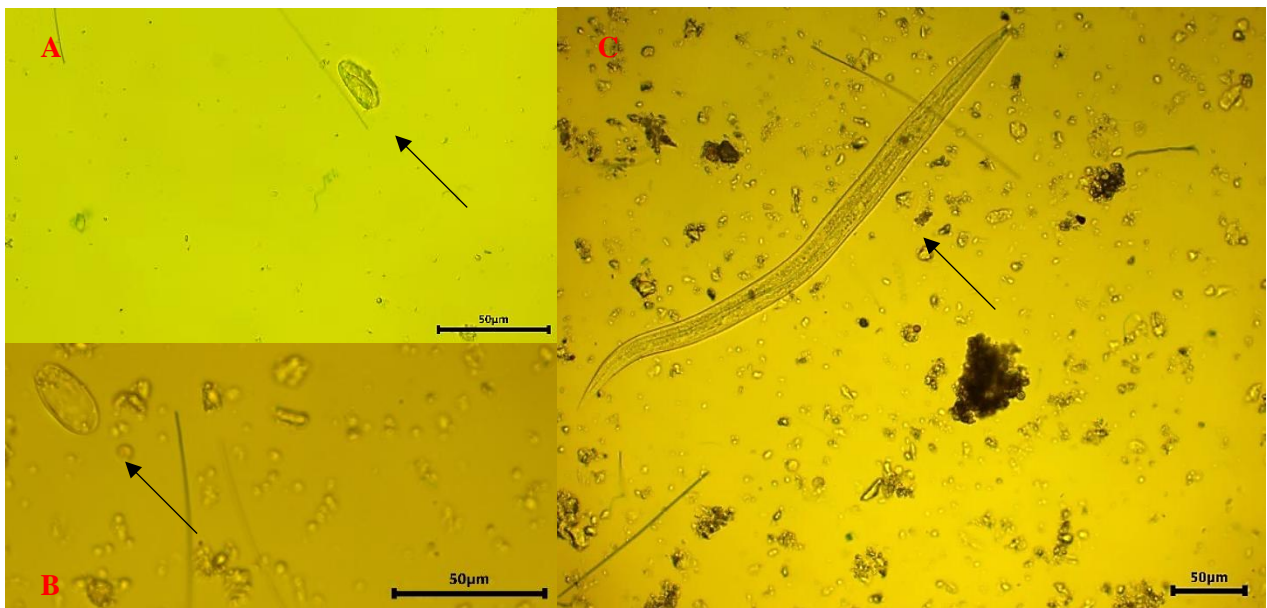


Figura 5

Parásitos identificados en sustratos recolectados en el centro poblado de Becará



A. Huevo de *Strongyloides* sp. (B-001.C – Técnica de Faust). B. Huevo de *Strongyloides* sp. (B-006.C – Técnica de Ritchie). C. Larva de *Strongyloides* sp. (B-006.C – Técnica de Ritchie).

En los manglares de San Pedro de Vice se halló dos especies de parásitos, la primera fue *Strongyloides* sp. en el punto 3, tanto en el sustrato del costado como en la misma excreta (M-003.C y M-003.H) en *L. sechurae* y la segunda, huevos Tipo *Uncinaria* en heces del punto número 6 (M-006.H), correspondientes a *L. garleppi*, mediante la técnica de Ritchie (Tabla 5

– Figura 7). La prevalencia fue de 66.67% para *Strongyloides* sp. y de 33.33% para huevos tipo *Uncinaria* (Figura 6).

Tabla 5

Parásitos identificados en los manglares de San Pedro de Vice

Código de muestra positiva	Prueba	Parásito	Forma evolutiva	Hospedero
M-003.C	Faust	<i>Strongyloides</i> sp.	Larva	<i>Lycalopex sechurae</i>
	Ritchie	<i>Strongyloides</i> sp.	Huevo	<i>Lycalopex sechurae</i>
M-003.H	Ritchie	<i>Strongyloides</i> sp.	Larva	<i>Lycalopex sechurae</i>
M-006.H	Ritchie	Tipo <i>Uncinaria</i>	Huevo	<i>Leopardus garleppi</i>

Donde: M= Manglares, C= costado, D= debajo, H= heces.

Figura 6

Prevalencia de los parásitos identificados en los manglares de San Pedro de Vice

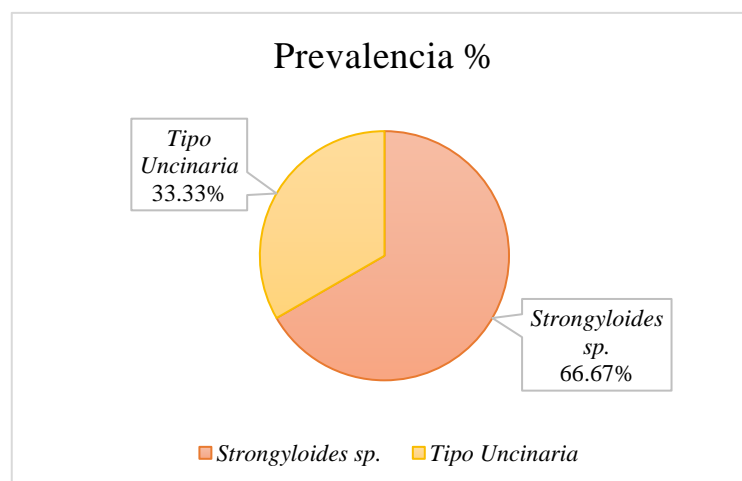
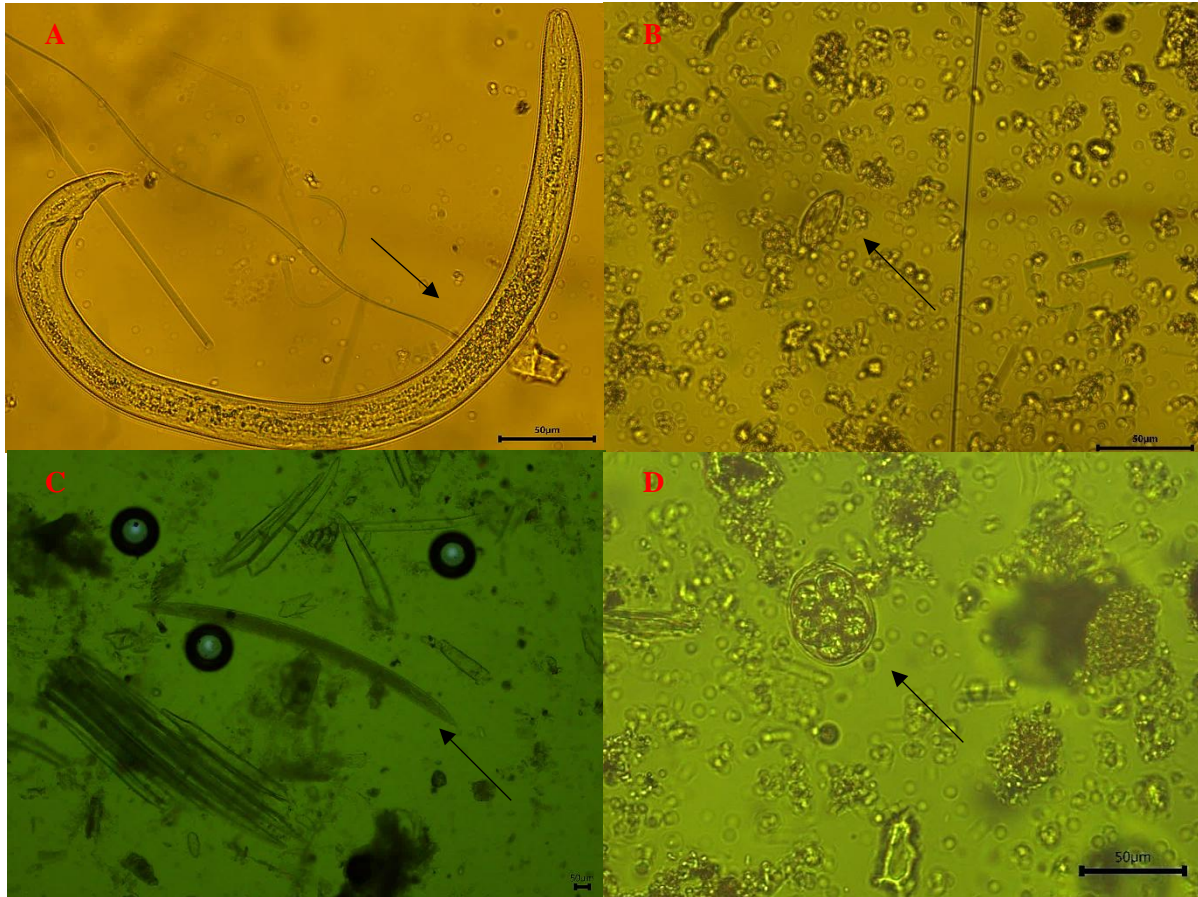


Figura 7

Parásitos identificados en sustratos y heces recolectadas en los manglares de San Pedro de Vice



A. Larva de *Strongyloides* sp. (M-003.C – Técnica de Faust). B. Huevo de *Strongyloides* sp. (M-003.C – Técnica de Ritchie). C. Larva de *Strongyloides* sp. (M-003.H – Técnica de Ritchie). D. Huevo Tipo *Uncinaria* (M-006.H – Técnica de Ritchie).

Por último, por medio de la Técnica de McMaster, se halló el recuento de huevos por g de sustrato y/o excreta. El mayor valor encontrado en el centro poblado de Chusís fue de 1550 huevos/g del sustrato del costado del punto 4 (CH-004.C); el menor valor, fue de 50 huevos/excreta del punto 4 (CH-004.H), ambos de *Strongyloides* sp.; y, con respecto al coprolito, de *L. sechurae* (CH-005.H) el recuento de huevos de *Trichuris* sp. fue de 150. En el centro poblado de Becará, el recuento de huevos de *Strongyloides* sp. por g del sustrato del punto 1 (B-001.C) fue de 100 y en el punto 6 (B-006.C), 50, tanto para el huevo como la larva de *Strongyloides*

sp. Finalmente, en los manglares de San Pedro de Vice, en el punto 3, tanto para el sustrato del costado como para la excreta (M-003.C y M-003.H), el recuento de larvas de *Strongyloides sp.* por g fue de 150 y 50 respectivamente; y en la excreta del punto 6 (M-006.H) el valor obtenido fue de 750 huevos/gramo de Tipo *Unicinaria* (Tabla 6).

Tabla 6

Recuento por g de los parásitos identificados en cada locación

Código de muestra positiva	Parásito	Forma evolutiva	Recuento por g	Nivel de infección
CH-002.D	<i>Strongyloides sp.</i>	Huevo	100	Leve
CH-004.C	<i>Strongyloides sp.</i>	Huevo	1550	Alta
CH-004.D	<i>Strongyloides sp.</i>	Larva	150	Leve
CH-004.H	<i>Strongyloides sp.</i>	Huevo	800	Moderada
CH-004.H	<i>Strongyloides sp.</i>	Huevo	50	Leve
CH-005.H	<i>Trichuris sp.</i>	Huevo	150	Leve
B-001.C	<i>Strongyloides sp.</i>	Huevo	100	Leve
B-006.C	<i>Strongyloides sp.</i>	Huevo	50	Leve
	<i>Strongyloides sp.</i>	Larva	50	Leve
M-003.C	<i>Strongyloides sp.</i>	Larva	150	Leve
	<i>Strongyloides sp.</i>	Huevo	50	Leve
M-003.H	<i>Strongyloides sp.</i>	Larva	50	Leve
M-006.H	Tipo <i>Unicinaria</i>	Huevo	750	Moderada

Donde: CH= Chusús, B= Becará, M= Manglares, C= costado, D= debajo, H= heces.

V. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

A nivel mundial se realizan diversas investigaciones sobre los géneros y/o especies de parásitos más relevantes en diversos hospederos como cánidos domésticos y silvestres, utilizando técnicas y métodos variados, de igual forma, las ubicaciones geográficas son en áreas públicas, como parques y playas, y cuya contaminación representa una gran importancia para la salud (“Una Salud”), siendo los principales géneros de parásitos en perros: *Ancylostoma*, *Dypilidium*, *Taenia*, *Toxocara* y *Trichuris* (Anexo G); y por otro lado, en gatos: *Ancylostoma*, *Cystoisospora*, *Dypilidium*, *Giardia* y *Toxocara* (Anexo H), pudiendo concluir que ambos animales domésticos son afectados por géneros parasitarios en común.

En la presente investigación, se recolectó 16 heces semifrescas pertenecientes a *C. lupus familiaris* en los centros poblados de Chusís y Becará, y 12 coprolitos de *L. sechurae* y *L. garleppi*, de los cuales 11 fueron recogidos en los manglares de San Pedro de Vice y uno en Chusís. Se obtuvo excretas de perros debido a que esta especie es el principal animal doméstico en ambos centros poblados y ninguna excreta de gato porque la presencia de estos fue escasa. La única especie de parásito registrada en sustratos y excretas correspondientes a perros domésticos fue *Strongyloides* sp., tanto huevos como larvas en ambos centros poblados, siendo Chusís la locación que presentó mayor prevalencia de muestras positivas (27,78%) pese a que en Becará se recolectó una mayor cantidad de muestras. Este geohelminto es de importancia en salud pública porque a nivel mundial se encuentra contaminando diversos sustratos.

Es importante mencionar que el género *Strongyloides* se encuentra entre las especies más importantes que afectan la salud pública por su gran potencial zoonótico junto a *Ancylostoma*, *Toxocara*, *Toxoplasma gondii*, *T. vulpis*, *S. stercoralis* y *D. caninum* (Padhila et al., 2021), por otro lado, *Cryptosporidium* spp., *Cyclospora cayetanensis*, *E. histolytica* y *G. intestinalis* (Kotloff, 2017). Esta gran variedad de protozoos y helmintos se debe en parte a las actividades antropogénicas que resultan en la alteración de ecosistemas, propiciando una mayor

interacción entre la vida silvestre y los animales domésticos, y con el ser humano, por la aparición de enfermedades potencialmente zoonóticas (Muñoz-García *et al.*, 2018).

La presencia de parásitos en perros es muy variada y depende de diversos factores, por ejemplo, en Estados Unidos, esta variedad se debe a la ubicación geográfica de la población analizada y las técnicas a utilizar para la búsqueda de estos (Curi *et al.*, 2017), este postulado se puede extrapolar tomando en cuenta las diversas realidades socioeconómicas, climas, hábitats y actividades alrededor del mundo. Por ejemplo, en América del Norte, la prevalencia de enteroparásitos en perros está encabezada por *Giardia* sp., *A. caninum*, *T. canis* y *T. vulpis* (Stafford *et al.*, 2020); en África, *Ancylostoma* spp., *T. canis* y *D. caninum*; por otra parte, en gatos, *T. cati* (Chidumayo, 2018; Chidumayo 2020). Con respecto al continente asiático, las especies de anquilostomas son las más prevalentes, tal es el caso de *A. tubaeforme* que infecta gatos y *A. caninum* que infecta a perros en China. Asimismo, *A. ceylanicum* es una especie zoonótica que parasita perros y gatos en Malasia, Laos, Indonesia, Sri Lanka y Filipinas, también a perros en el noreste de la India y Tailandia (Fu *et al.*, 2019). Por otro lado, en Oceanía, la endemia de geohelminthos amenaza la salud humana y animal, específicamente a perros, tal es el caso de *Ancylostoma duodenale*, *A. ceylanicum*, *Necator americanus*, *S. stercoralis*, *Trichuris trichiura* y *Ascaris lumbricoides* (Raw *et al.*, 2022).

En el caso de Perú, entre los parásitos más prevalentes de perros en Lima figuran *Giardia* spp., *Ancylostoma* spp. (*A. caninum*), *Taenia* spp., *D. caninum*, *T. canis* y *C. canis* (Naupay *et al.*, 2019; Shiroma, 2020). De igual forma, Mosquera (2018) halló *T. vulpis* y *A. caninum* en heces de perros en Lima Metropolitana mediante el método de Faust, mismo método utilizado por Damián y Eneque (2019) en Chiclayo, junto con el método de Sheather, determinando *C. canis*, *T. canis* y *G. lamblia*.

En el presente estudio, se determinó la presencia del género *Strongyloides* mediante las Técnicas de Faust y de Ritchie, siendo la ubicación geográfica dos centros poblados de Piura

que presentan predominio de arena como sustrato y que, según Guerrero de Abreu *et al.* (2017), la arena es el principal compuesto que otorga mayor viabilidad de huevos y larvas porque está más influenciada por factores climáticos que favorecen la dispersión (vientos, lluvias) y supervivencia (suelo cálido). Los sustratos arenosos son una de las principales fuentes de parásitos que propician la infección de los residentes de una determinada zona y, vinculado a factores socioculturales y socioeconómicos como desconocimiento de tenencia responsable de mascotas o falta de condiciones sanitarias adecuadas, siendo el factor determinante para su supervivencia, la capacidad de persistir en el ambiente por medio de mecanismos de resistencia (Guevara, 2020; Figueroa-Lara *et al.*, 2024), sin embargo, pese al clima árido, se logró recuperar huevos y larvas de parásitos.

La presencia de un coprolito de *L. sechurae* en un centro poblado nos indica que existe un estrecho contacto de esta especie con los perros y humanos que habitan Chusís y una de las causas puede deberse a la crianza de aves de corral u otros animales de granja que sirven como alimento de los zorros costeños, siendo propicio el desarrollo de las mismas enfermedades en perros domésticos rurales y que a su vez, actúen como reservorios y tengan un efecto adverso en la salud humana y la conservación de este cánido silvestre.

En los manglares de San Pedro de Vice se recolectó un total de 33 muestras que incluyó 22 sustratos y 11 coprolitos, 7 coprolitos de *L. sechurae* y 4 de *L. garleppi*. Cabe resaltar que no existen muchos estudios con relación a parásitos presentes en *L. garleppi* porque hasta hace un par de años, se consideraban a todas las especies del complejo gato del Pajonal como *L. colocolo* y en la mayoría de las investigaciones sobre parasitofauna de félidos silvestres no se analizan coprolitos ni sustratos, sino especímenes en cautiverio o formas parásitas adultas presentes en cadáveres de estos, debido a que, los coprolitos presentan una naturaleza frágil y se deben recoger también sustratos en los que se encontraban inmersos; la identificación de la procedencia de un coprolito no es sencillo porque en muchas ocasiones se encuentran

fragmentados y se deben manipular con destreza para evitar una transmisión cruzada o evitar una identificación de pseudoparásitos (polen, ácaros, restos vegetales, burbujas de aire, etc.) (Fugassa & Guichón, 2005).

Sin embargo, en los manglares de San Pedro de Vice, un punto fue positivo para la presencia de parásitos (un coprolito y su sustrato del costado) perteneciente a *L. sechurae* y que, mediante las técnicas de Faust y Ritchie, se identificaron como *Strongyloides* sp. con una prevalencia (P) de 66,67%. Este zorro costeño también habita Lambayeque, donde Matsuno (2018) analizó heces de este cánido encontrando también huevos tipo *Strongylus* (18,60%) mediante el método de sedimentación-flotación y la técnica de tinción de Zieh-Neelsen, evidenciando así una mayor diversidad de parásitos, entre los cuales también están: huevos tipo *Ascarididae* (28,60%) y tipo *Oxyuridae* (4,30%); ooquistes de *Isospora* sp. (1,40%) y de *Cryptosporidium* sp. (8,60%); y huevos de *Trichuris* sp. (15,70%). Este último parásito también fue encontrado en el centro poblado de Chusís, en el único coprolito de *L. sechurae* recogido, obteniéndose una prevalencia de 20,00% gracias a la técnica de Ritchie.

Se puede evidenciar que el coprolito *L. sechurae* y sustrato recogido en los manglares de San Pedro de Vice albergan el mismo parásito que las heces semifrescas de *C. lupus familiaris* y sustratos de los centros poblados de Chusís y Becará, esto se debe a que son especies sinantrópicas y que cada vez los cánidos silvestres ocupan más zonas urbanas debido al fácil acceso de recursos, ausencia de rivales naturales y factores inertes, compartiendo así el hábito alimenticio (Martínez, 2019). De igual manera, en Europa, Wells *et al.* (2018) determinaron que en el “zorro rojo” *Vulpes vulpes*, el “lobo” *Canis lupus* y el “perro mapache” *Nyctereutes procyonoides* se encuentran un elevado número de parásitos zoonóticos compartidos con humanos y a su vez con perros domésticos; entre ellos, se registra *T. canis*, *E. granulosus* y *A. caninum*.

También se debe considerar que la transmisión de parásitos está conectada a diversos factores tanto ambientales como socioeconómicos, obteniéndose una menor prevalencia de parasitosis en aquellas zonas donde existen servicios de agua potable y alcantarillado, sistemas de salud adecuados y universales, y sistemas educativos de alto nivel (Cociancic, 2018), caso contrario se presenta en ambos centros poblados y, en general, en los países latinoamericanos, porque existe una gran deficiencia con respecto al saneamiento ambiental y educación de tenencia responsable de animales. Muchas veces los cánidos y félidos domésticos son abandonados, viviendo así en las calles y a esto se le suma la falta de controles de natalidad, lo que conlleva a la contaminación de áreas públicas con heces, pudiendo ocasionar zoonosis y transmisión de parásitos a otros animales (Peña *et al.*, 2016; Jenkins *et al.*, 2020). Siguiendo esta premisa, en México, la diversidad de parásitos podría deberse, según la Asociación Mexicana de Médicos Veterinarios Especialistas en Pequeñas Especies (AMMVEPE), a que el 70% de la población canina se encuentra en situación de abandono y cada año este porcentaje aumenta en 20% (INFOBAE, 2019); y en el caso de Perú, las poblaciones suburbanas y rurales, como asentamientos humanos, caseríos o centros poblados; al carecer de servicios básicos sanitarios, vivir en pobreza y desconocer la tenencia responsable de mascotas, especialmente perros, se vuelven vulnerables frente a la presencia de agentes patógenos con potencial transmisión zoonótica (Naupay *et al.*, 2019).

Cabe mencionar que, a pesar de que estos factores están presentes en países desarrollados en Europa, especialmente España, el abandono supernumerario de animales de compañía (INFOBAE, 2024) podría representar un problema en la salud animal, debido a que se han registrado enfermedades parasitarias en gatos y perros domésticos, entre los cuales, según la European Scientific Counsel Companion Animal Parasites (ESCCAP, 2018) se encuentran los parásitos gastrointestinales como *G. intestinalis* y *Trichostrongylus axei* y los géneros *Cystoisospora* spp., *Cryptosporidium* spp. y *Sarcocystis* spp.

Por otro lado, con respecto a los cuatro coprolitos de *L. garleppi*, solo uno fue positivo para huevos tipo *Uncinaria* (33,33%) mediante el uso de la técnica de Ritchie. Las muestras obtenidas fueron pocas y esto se debió a la falta de letrinas en buen estado, con lo que se podría deducir que los ejemplares de *L. garleppi* se están desplazando a zonas más alejadas. De acuerdo con Quiroz (2021), los parásitos presentes en felinos silvestres incluyen *Spirometra*, *Strongyloides*, *Ancylostoma*, *Toxocara*, *Toxascaris* y *Giardia*; igualmente, Segeritz *et al.* (2021) determinaron la existencia de Diphylobothriidae, Heterophyidae, *Cylicospirura* spp., *Capillaria* spp., *Sarcocystis* spp., *Cryptosporidium* spp., *U. stenocephala*, *T. leonina*, *T. cati*, *C. rivolta*, *C. felix* y *G. intestinalis* en muestras fecales de ejemplares silvestres de “lince boreal” *Lynx Lynx* en Alemania.

En Sudamérica, Benatti *et al.* (2021) examinaron pumas atropellados en Brasil, registrando así a *Uncinaria bidens* (60,00%), *Spirometra* sp. (40,00%), *Lagochilascaris major* (40,00%), *Oncicola canis* (40,00%), *Oncicola onicola* (20,00%), *Cylicospirura subaequalis* (20,00%), *Echinococcus* sp. (20,00%), *T. leonina* (20,00%) y *Taenia omissa* (20,00%). En este mismo país, Dos Santos Silva *et al.* (2021) evaluaron el tracto gastrointestinal de felinos silvestres atropellados hallando huevos de Ancylostomatidae, de *Taenia* spp. y de *Spirometra* spp., así como *Capillaria* spp., *Toxocara* spp., *Physaloptera* spp. y *C. felis* en puma; y en gato tigre, huevos de *Spirometra* spp. y de Ancylostomatidae, también *Capillaria* spp. y *T. cati*. En Colombia, Muñoz-Rodríguez *et al.* (2021) examinaron un espécimen de ocelote atropellado, encontrando *T. cati* como primer registro en ese país. Del mismo modo, Uribe *et al.* (2021) registraron en el mismo hospedero, en yaguarundí y en puma, la presencia de ooquistes tipo *Cystoisospora*, *Spirometra* sp., *Oncicola* sp., *T. cati* y *T. omissa*. Así mismo, Zonta *et al.* (2019) registraron Spirurida, Trichostrongyloidea, *Spirometra* sp., *Ancylostoma* sp., *Eimeria* sp., *Platynosomum* sp., *Pterygodermatites* sp., *Trichuris* sp., *T. cati* y *Rodentolepis nana* en el sistema digestivo del “gato montés sudamericano” *Leopardus geoffroyi*.

Finalmente, de acuerdo con la clasificación de los niveles de infección presentada por Sandoval *et al.* (2011), en el centro poblado de Chusís se encontró un alto y moderado nivel de infección de huevos de *Strongyloides* sp./gramo en sustratos provenientes del contacto con heces de perros, y una leve infección de huevos de *Trichuris* sp./gramo en un coprolito del zorro de Sechura. En el caso de Becará, todos los niveles de infección fueron leves, y en los manglares, la infección de larvas de *Strongyloides*/gramo fue leve en el sustrato y excreta del zorro de Sechura, sin embargo, para el coprolito correspondiente al gato pajero, la infección de huevos tipo *Uncinaria* fue moderada.

VI. CONCLUSIONES

- La presencia de parásitos en sustratos y heces en tres locaciones de Piura, Perú fue limitada a una diversidad de tres géneros que presentan carácter zoonótico.
- La prevalencia de muestras positivas en el centro poblado de Chusís fue de 27,78% y del centro poblado de Becará, 6,06%.
- La prevalencia de muestras positivas en los manglares de San Pedro de Vice fue de 9,09%.
- La única especie de parásito presente en perros de los centros poblados de Chusís y Becará fue *Strongyloides* sp.
- En muestras provenientes de zorros de Sechura se identificó dos especies de parásitos: *Strongyloides* sp y *Trichuris* sp.
- La única especie de parásito presente en gatos del Pajonal fue huevos tipo *Uncinaria* sp.
- El nivel de infección más alto correspondió a huevos de *Strongyloides* sp. en el centro poblado de Chusís.
- Los niveles de infección moderados correspondieron a huevos de *Strongyloides* sp. y huevos tipo *Uncinaria* en el centro poblado de Chusís y en los manglares de San Pedro de Vice respectivamente.
- Los huevos de *Trichuris* sp. presentaron un nivel de infección leve en el centro poblado de Chusís.

VII. RECOMENDACIONES

- Se recomienda realizar más investigaciones sobre huevos y ooquistes de parásitos presentes en sustratos, heces y/o coprolitos de carnívoros domésticos y silvestres que cohabiten junto a humanos, siendo el tamaño muestral más extenso al realizado en el presente estudio.
- De igual manera, se recomienda contar con medidas sanitarias más rigurosas como limpieza de áreas públicas, correcto lavado de manos y desparasitación de animales domésticos como perros y gatos.

VIII. REFERENCIAS

- Abulude, O. A. (2020). Prevalence of Intestinal Helminth Infections of Stray Dogs of Public Health Significance in Lagos Metropolis, Nigeria. *International Annals of Science*, 9(1), 24-32. <https://doi.org/10.21467/ias.9.1.24-32>
- Acosta, A., Loponte, D. M., y Buc, N. (2021). Nuevo registro de *Canis lupus familiaris* prehispánico en el humedal del Paraná inferior con evidencias de aserrado perimetral. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Humanas*, 16(3), e20200125. <https://doi.org/10.1590/2178-2547-BGOELDI-2020-0125>
- Acosta, M., Tantaleán, M., y Serrano-Martínez, E. (2015). Identificación de Parásitos Gastrointestinales por Coproscopía en Carnívoros Silvestres del Zoológico Parque de las Leyendas, Lima, Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 26(2), 282-290. <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v26i2.11000>
- Acosta-Jamett, G., Contreras, S., Muñoz, P., Briceño, C., Chirgwin, C., & Hernández, F. (2018). Description of gastrointestinal parasitism through coprologic survey in Darwin's fox, *Lycalopex fulvipes* (Martin 1837), and kodkod, *Leopardus guigna* (Molina 1782), in Chiloé island, Chile. *Gayana*, 82(2), 160-165. <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-65382018000200160>
- Acuña-Olea, F., Sacristán, I., Aguilar, E., García, S., López, M. J., Oyarzún-Ruiz, P., Brito, J. L., Fredes, F., & Napolitano, C. (2020). Gastrointestinal and cardiorespiratory endoparasites in the wild felid guigna (*Leopardus guigna*) in Chile: Richness increases with latitude and first records for the host species. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 13, 13-21. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2020.07.013>
- Adam, R. D. (2021). *Giardia duodenalis*: Biology and Pathogenesis. *Clinical Microbiology Reviews*, 34(4), e00024-19. <https://doi.org/10.1128/CMR.00024-19>

- Adolph, C., Barnett, S., Beall, M., Drake, J., Elsemore, D., Thomas, J., & Little, S. (2017). Diagnostic strategies to reveal covert infections with intestinal helminths in dogs. *Veterinary Parasitology*, 247, 108-112. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2017.10.002>
- Aguillón-Gutiérrez, D., Meraz-Rodríguez, Y., García-De-La-Peña, C., Ávila-Rodríguez, V., Rodríguez-Vivas, R., y Moreno-Chávez, M. (2021). Prevalencia de parásitos en heces fecales de perros de Gómez Palacio, Durango, México. *Abanico Veterinario*, 11, 1-16. <http://dx.doi.org/10.21929/abavet2021.39>
- Aguirre, A. A., Longcore, T., Barbieri, M., Dabritz, H., Hill, D., Klein, P. N., Lepczyk, C., Lilly, E. L., McLeod, R., Milcarsky, J., Murphy, C. E., Su, C., VanWormer, E., Yolken, R., & Sizemore, G. C. (2019). The One Health Approach to Toxoplasmosis: Epidemiology, Control, and Prevention Strategies. *EcoHealth*, 16, 378-390. <https://doi.org/10.1007/s10393-019-01405-7>
- Alegría-Morán, R., Pastenes, Á., Cabrera, G., Fredes, F., & Ramírez-Tolosa, G. (2021). Urban public squares as potential hotspots of dog-human contact: A spatial analysis of zoonotic parasites detection in Gran Santiago, Chile. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 24, 100579. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2021.100579>
- Alvarado-Rybak, M., Solano-Gallego, L. & Millán, J. (2016). A review of piroplasmid infections in wild carnivores worldwide: importance for domestic animal health and wildlife conservation. *Parasites & Vectors*, 9 (538). <https://doi.org/10.1186/s13071-016-1808-7>
- Amissah-Reynolds, P. K. (2020). Zoonotic Risks from Domestic Animals in Ghana. *International Journal of Pathogen Research*, 4(3), 17-31. <https://doi.org/10.9734/ijpr/2020/v4i330113>
- Assmuth, T., Chen, X., Degeling, C., Haahtela, T., Irvine, K. N., Keune, H., Kock, R., Rantala, S., Rüegg, S., & Vikström, S. (2020). Integrative concepts and practices of health in

- transdisciplinary social ecology. *Socio-Ecological Practice Research*, 2, 71-90.
<https://doi.org/10.1007/s42532-019-00038-y>
- Atique, R., Saeed, H. A., Haidar, A., Shareef, J., Naveed, A., Nadeem, A., Shahzadi, I., Kausar, S, Ijaz, A., & Jamal, A. (2024). Host-parasite Interactions; From Co-evolutionary Changes to Genomic Insights. *Global Journal of Universal Studies*, 1(1), 88-107.
<https://www.neliti.com/publications/590131/host-parasite-interactions-from-co-evolutionary-changes-to-genomic-insights#cite>
- Avcioğlu, H., Guven, E., Balkaya, I., Kirman, R., Akyuz, M., Mebarek Bia, M., Gulbeyen, H., & Yaya, S. (2021). Echinococcus multilocularis in Red Foxes in Turkey: Increasing risk in urban. *Acta Tropica*, 216, 105826.
<https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2021.105826>
- Báez, F. (2019). Zoonosis: un problema de salud pública. *Medicina Clínica y Social*, 3(3), 104-105. <https://doi.org/10.52379/mcs.v3i3.112>
- Baiza, J. (2020). *Determinación de la presencia de helmintos gastrointestinales en perros en el municipio de Santa María de Jesús, Sacatepéquez, Guatemala*. [tesis de pregrado, Universidad de San Carlos de Guatemala]. Repositorio Institucional USAC.
<http://www.repositorio.usac.edu.gt/13396/1/Tesis%20Med.%20Vet.%20Joaqu%C3%ADn%20Baiza%20Molina.pdf>
- Bandaranayaka, K. O., Rajapakse, R. P. V. J., & Rajakaruna, R. S. (2019). Potentially zoonotic gastrointestinal parasites of dogs in Lunugala Tea estate community in Central Sri Lanka. *Ceylon Journal of Science*, 48(1), 43-50. <http://doi.org/10.4038/cjs.v48i1.7587>
- Barnes, A. N., Davaasuren, A., Baasandavga, U., Lantos, P. M., Gonchigoo, B., & Gray, G. C. (2021). Zoonotic enteric parasites in Mongolian people, animals, and the environment: Using One Health to address shared pathogens. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 15(7), e0009543. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0009543>

- Barrera, R. (2018). Análisis de registros de ataques a fauna silvestre chilena por carnívoros domésticos perro (*Canis lupus familiaris*) y gato (*Felis silvestris catus*) entre los años 2000 y 2016. *Revista de Medicina Veterinaria e Investigación*, 1(1), 92-101. https://www.researchgate.net/publication/325050121_Analisis_de_registros_de_ataques_a_fauna_silvestre_chilena_por_carnivoros_domesticos_perro_Canis_lupus_familiaris_y_gato_Felis_silvestris_catus_entre_los_anos_2000_y_2016
- Barua, P., Musa, S., Ahmed, R., & Khanum, H. (2020). Commonly Found Zoonotic Parasite Species in Dogs and Cats from a Prominent Pet Market of Dhaka, Bangladesh. *Annual Research & Review in Biology*, 35(1), 17-23. <https://doi.org/10.9734/arrb/2020/v35i130176>
- Basantes, J. I. (2021). *Prevalencia de parásitos gastrointestinales en caninos (Canis lupus familiaris) en una clínica veterinaria* [tesis de pregrado, Universidad Politécnica Salesiana]. Repositorio Institucional UPS. <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/20792/1/UPS-CT009236.pdf>
- Bautista-Hernández, C. E., Monks, S., Pulido-Flores, G., y Rodríguez-Ibarra, A. E. (2015). Revisión bibliográfica de algunos términos ecológicos usados en parasitología, y su aplicación en estudios de caso. *Estudios en Biodiversidad*, 1, 11-19. <https://digitalcommons.unl.edu/cgi/viewcontent.cgi?article=1001&context=biodiversidad>
- Beiromvand, M., Rafiei, A., Razmjou, E., & Maraghi, S. (2018). Multiple zoonotic helminth infections in domestic dogs in a rural area of Khuzestan Province in Iran. *BMC Veterinary Research*, 14(224). <https://doi.org/10.1186/s12917-018-1529-6>
- Beknazarova, M., Whiley, H., Traub, R., & Ross, K. (2020). Opportunistic Mapping of *Strongyloides stercoralis* and Hookworm in Dogs in Remote Australian Communities. *Pathogens*, 9(5), 398. <https://doi.org/10.3390/pathogens9050398>

- Beltrán, L. F., Nallar, R., Villalba, M. L., Delgado, E., y Berna, M. (2009). Inmovilización química, evaluación hematológica y coproparasitología de *Leopardus colocolo* en Khastor-Potosí, Bolivia. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 20(2), 297-305. <http://www.scielo.org.pe/pdf/rivep/v20n2/a22v20n2.pdf>
- Beltrán, M. (2014). Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre. En M. Beltrán, J. Otárola, K. Tarqui (Ed.), *Serie de normas técnicas* 37. (pp. 1-92) Instituto Nacional de Salud. https://repositorio.ins.gob.pe/bitstream/handle/20.500.14196/1147/serie_normas_tecnicas_nro_37%20-%20SALUD%20PUBLICA.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Benatti, D., De Santi, M., Werther, K., Tebaldi, J. H., & Hoppe, E. G. L. (2021). Helminthfauna of road-killed cougars (*Puma concolor*) from the Northeastern Region of São Paulo State, Brazil. *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*, 30(1), e024120. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612021008>
- Berenguer, L. K., Gomes, C. F., dos Santos, J. F., & Oliveira, J. B. (2021). Parasitos gastrointestinais de caninos e felinos: uma questão de saúde pública. *Archives of Veterinary Science*, 26(2), 90-104. <https://revistas.ufpr.br/veterinary/article/view/77520/44085>
- Blasco, X., Salas, A., Manuelian, C. L., Torre C., & Ortuño, A. (2017). Intestinal Parasitic Infection in Multi-Cat Shelters in Catalonia. *Israel Journal of Veterinary Medicine*, 72(3), 16-21. http://www.ijvm.org.il/sites/default/files/multi-cat_shelters.pdf
- Bourgoin, G., Callait-Cardinal, M. P., Bouhsira, E., Polack, B., Bourdeau, P., Roussel, C., Carassou, L., Lienard, E., & Drake, J. (2022). Prevalence of Major Digestive and Respiratory Helminths in Dogs and Cats in France: Results of a Multicentric Study. Preprint (Version 1). *Research Square*. <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-1315953/v1>

- Bricarello, P. A., Magagnin, E. A., de Oliveira, T., da Silva, A., & Lima, L. M. (2018). Contamination by parasites of zoonotic importance in fecal samples from Florianópolis Beaches, Santa Catarina State, Brazil. *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*, 55(1), 1-10. <https://doi.org/10.11606/issn.1678-4456.bjvras.2018.133259>
- Briones, K. I. (2019). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en gatos domésticos (*Felis catus*) en la parroquia La Matriz del Cantón Latacunga [proyecto de investigación, Universidad Técnica de Cotopaxi]. Repositorio Institucional UTC. <http://repositorio.utc.edu.ec/bitstream/27000/6233/6/PC-000758.pdf>
- Brogna, O. (2018). Tenencia responsable y zoonosis. Conceptos básicos de la tenencia responsable. *Revista de Enfermedades Infecciosas Emergentes*, 13, 12-15. http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/90306/Documento_completo_PDF_A.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Buonfrate, D., Bisanzio, D., Giorli, G., Odermatt, P., Fürst, T., Greenaway, C., French, M., Reithinger, R., Gobbi, F., Montresor, A., & Bisoffi, Z. (2020). The Global Prevalence of *Strongyloides stercoralis* Infection. *Pathogens*, 9(6), 468. <https://doi.org/10.3390/pathogens9060468>
- Bush, A. O., Lafferty, K. D., Lotz, J. L., & Shostak, A. W. (1997). Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *The Journal of Parasitology*, 83(4), 575-583. <https://parasitology.msi.ucsb.edu/sites/parasitology.msi.ucsb.edu/files/docs/publications/parasitology%20meets%20ecology.pdf>
- Buttke, D. E., Decker, D. J., & Wild, M. A. (2015). The role of One Health in wildlife conservation: challenge and opportunity. *Journal of Wildlife Diseases*, 51(1), 1-8. <https://doi.org/10.7589/2014-01-004>

- Canals, M., y Cáceres, D. (2020). Una Salud: conectando la salud humana, animal y ambiental. *Cuadernos Médicos Sociales*, 60, 9-21. <http://www.saludpublica.uchile.cl/noticias/176718/una-salud-conectando-la-salud-humana-animal-y-ambiental>
- Capello, B. P., Arce, A. A., Barbieri, F. A., Del Rio, F., y Lozina, L. A. (2020). Estudio comparativo entre las técnicas de McMaster modificada INTA y Mini Flotac para el conteo de huevos de nematodos en materia fecal de equinos. *Revista de Divulgación Técnica Agropecuaria, Agroindustrial y Ambiental*, 7 (4), 17-24. <https://revistafcaunlz.gramaweb.com.ar/wp-content/uploads/2020/11/Capello-et-al.pdf>
- Chávez-Villavicencio, C. & Tabilo-Valdivieso, E. (2024). Ecological niche assessment and conservation status of colocolo pampas cat *Leopardus colocola* (Molina 1782). *Revista Peruana de Biología*, 31(3), 1-16: e25960. <https://dx.doi.org/10.15381/rpb.v31i3.25960>
- Chidumayo, N. N. (2018). Epidemiology of canine gastrointestinal helminths in sub-Saharan Africa. *Parasites & Vectors*, 11(100). <https://doi.org/10.1186/s13071-018-2688-9>
- Chidumayo, N. N. (2020). Chapter Thirty-Nine - Prevalence of Toxocara in dogs and cats in Africa. In D. D. Bowman (ed.), *Toxocara and Toxocariasis* (pp. 861-871). Advances in Parasitology. <https://doi.org/10.1016/bs.apar.2020.01.032>
- Citterio, C. V., Obber, F., Trevisiol, K., Dellamaria, D., Celva, R., Bregoli, M., Ormelli, S., Sgubin, S., Bonato, P., Da Rold, G., Danesi, P., Ravagnan S., Vendrami, S., Righetti, D., Agreiter, A., Asson, D., Cadamuro, A., Ianniello, M., & Capelli, G. (2021). Echinococcus multilocularis and other cestodes in red foxes (*Vulpes vulpes*) of northeast Italy, 2012–2018. *Parasites & Vectors* 14(29). <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04520-5>

- Clark, N. J., Seddon, J. M., Slapeta, J., & Wells, K. (2018). Parasite spread at the domestic animal - wildlife interface: anthropogenic habitat use, phylogeny and body mass drive risk of cat and dog flea (*Ctenocephalides* spp.) infestation in wild mammals. *Parasites & Vectors*, *11*(8). <https://doi.org/10.1186/s13071-017-2564-z>
- Cociancic, P. (2018). *Evaluación del riesgo de infecciones parasitarias intestinales en poblaciones infanto-juveniles de Argentina: el impacto de los factores ambientales y socio-económicos en su distribución geográfica* [tesis doctoral, Universidad Nacional de La Plata]. Repositorio Institucional UNLP. https://ri.conicet.gov.ar/bitstream/handle/11336/83720/CONICET_Digital_Nro.b406b565-2110-4ba0-ac09-2ec82fb5fe33_A.pdf?sequence=2&isAllowed=y
- Conrad, J., Norman, J., Rodriguez, A., Dennis, P. M., Arguedas, R., Jimenez, C., Hope, J. G., Yabsley, M. J., & Hernandez, S. M. (2021). Demographic and Pathogens of Domestic, Free-Roaming Pets and the Implications for Wild Carnivores and Human Health in the San Luis Region of Costa Rica. *Veterinary Sciences*, *8*(65). <https://doi.org/10.3390/vetsci8040065>
- Contreras-Flores, A. A., Romero-Castañón, S., & Rocha-Rocha, V. M. (2021). Gastrointestinal Parasites in Dog Feces in Puebla City, Mexico. *The Journal of Advances in Parasitology*, *8*(3), 26-31. <http://dx.doi.org/10.17582/journal.jap/2021/8.3.26.31>
- Cossíos, E. D. (2010). *Lycalopex sechurae* (Carnivora: Canidae). *Mammalian Species*, *42*(848), 1-6. <https://doi.org/10.1644/848.1>
- Cossíos, E. D. (2017). *Lycalopex sechurae* Thomas, 1900. The IUCN Red List of Threatened Species. <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2017-2.RLTS.T6925A86074993.en>.
- Cuentas, M. A. (2016). Análisis del hábitat del zorro costeño (*Lycalopex sechurae*) en el departamento de Lambayeque y propuesta de corredores ecológicos con herramientas

SIG. *Espacio y Desarrollo*, 28, 129-152.

<https://doi.org/10.18800/espacioydesarrollo.201601.006>

Curi, N. H. A., Paschoal, A. M. O., Massara, R. L., Santos, H. A., Guimarães, M. P., Passamani, M., & Chiarello, A. G. (2017). Risk factors for gastrointestinal parasite infections of dogs living around protected areas of the Atlantic Forest: implications for human and wildlife health. *Brazilian Journal of Biology*, 77(2), 388-395.

<https://doi.org/10.1590/1519-6984.19515>

Czeresnia, J. M., & Weiss, L. M. (2022). *Strongyloides stercoralis*. *Lung*, 200, 141-148.

<https://doi.org/10.1007/s00408-022-00528-z>

Damián, T. I., y Eneque, C. M. (2019). *Prevalencia de endoparásitos zoonóticos en perros (Canis familiaris) y factores de riesgo en los Distritos de Chiclayo, José Leonardo Ortiz y la Victoria - 2019*. [tesis de pregrado, Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo].

Repositorio

Institucional

UNPRG.

https://repositorio.unprg.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12893/8520/Dami%c3%a1n_Llontop_Tatiana_Isabel_y_Eneque_Garnique_Cintya_Mercedes.pdf?sequence=1&isAllowed=y

DePerú.com. (s.f.). *Chusis*. <https://www.deperu.com/centros-poblados/chusis-94080>

DePerú.com. (s.f.). *Becara*. <https://www.deperu.com/centros-poblados/becara-94138>

De la Guardia, M. A., y Ruvalcaba, J. C. (2020). La salud y sus determinantes, promoción de la salud y educación sanitaria. *Journal of Negative & No Positive Results*, 5(1), 81-90.

<https://doi.org/10.19230/10.19230/jonnpr.3215>

De Macedo Couto, R., & Brandespin, D. F. (2020). A review of the One Health concept and its application as a tool for policy-makers. *International Journal of One Health*, 6(1), 83-89. <https://doi.org/10.14202/IJOH.2020.83-89>

- Diakou, A., Sofroniou, D., Di Cesare, A., Kokkinos, P., & Traversa, D. (2017). Occurrence and zoonotic potential of endoparasites in cats of Cyprus and a new distribution area for *Troglostrongylus brevior*. *Parasitology Research*, *116*, 3429–3435. <https://doi.org/10.1007/s00436-017-5651-3>
- Diakou, A., Di Cesare, A., Morelli, S., Colombo, M., Halos, L., Simonato, G., Tamvakis, A., Beugnet, F., Paoletti, B., & Traversa, D. (2019). Endoparasites and vector-borne pathogens in dogs from Greek islands: Pathogen distribution and zoonotic implications. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, *13*(5), e0007003. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0007003>
- Dib, L. V., Cronemberger, C., Pereira, F. A., Bolais, P. F., Uchôa, C. M. A., Bastos, O. M. P., Amendoeira, M. R. R., & Barbosa, A. S. (2018). Gastrointestinal parasites among felids inhabiting the Serra dos Órgãos National Park, Rio de Janeiro, Brazil. *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*, *27*(2), 131-140. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-296120180016>
- Dixon, B. R. (2021). *Giardia duodenalis* in humans and animals – Transmission and disease. *Research in Veterinary Science*, *135*, 283-289. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2020.09.034>
- Do Nascimento, F. O., Cheng, J., & Feijó, A. (2021). Taxonomic revision of the pampas cat *Leopardus colocola* complex (Carnivora: Felidae): an integrative approach. *Zoological Journal of the Linnean Society*, *191*(2), 575-561. <https://doi.org/10.1093/zoolinnea/zlaa043>
- Dos Santos Silva, A. C., Paschoal, A. T. P., Bernardes, J. C., de Matos, A. M. R. N., Balbino, L. S., Santomauro, R. A., Viana, J. G. N., Caldart, E. T., Lacerda, L. H., de Oliveira, C., Chryssafidis, A. L., Garcia, J. L., Navarro, I. T., Mitsuka-Breganó, R., & Pinto-Ferreira, F. (2021). Parasites in road-killed wild felines from North of Paraná state,

- Brazil. *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*, 30(1), e016320.
<https://doi.org/10.1590/S1984-296120201090>
- Driscoll, C. A., Menotti-Raymond, M., Roca, A. L., Hupe, K., Johnson, W. E., Geffen, E., Harley, E. H., Delibes, M., Pontier, D., Kitchener, A. C., Yamaguchi, N., O'Brien, S. J., & Macdonald, D. W. (2007). The Near Eastern origin of cat domestication. *Science*, 317(5837), 519-523. <https://doi.org/10.1126/science.1139518>
- Dueñas, R. A. (2018). *Prevalencia de infección por Toxocara cati y Giardia duodenalis en gato doméstico*. [tesis de pregrado, Universidad Alas Peruanas]. Repositorio Institucional UAP.
[https://repositorio.uap.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12990/2613/tesis_prevalencia_infecci%
 c3%b3n_toxocara%20cati_giardia%20duodenalis_en%20gato%20dom%
 c3%a9stico.pdf?sequence=1&isAllowed=y](https://repositorio.uap.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12990/2613/tesis_prevalencia_infecci%c3%b3n_toxocara%20cati_giardia%20duodenalis_en%20gato%20dom%c3%a9stico.pdf?sequence=1&isAllowed=y)
- Duncan, K. T., Koons, N. R., Litherland, M. A., Little, S. E., & Nagamori, Y. (2020). Prevalence of intestinal parasites in fecal samples and estimation of parasite contamination from dog parks in central Oklahoma. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 19, 100362. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2019.100362>
- Enríquez, C., Watanabe, R., Vilca, F., y Suárez, F. (2019). Prevalencia de enteroparásitos en cachorros comercializados en Puno, Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 30(1), 309-319. <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v30i1.15667>
- El-Seify, M. A., Aggour, M. G., Sultan, K., & Marey, N. M. (2017). Gastrointestinal helminths of stray cats in Alexandria, Egypt: A fecal examination survey study. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 8, 104-106. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2017.03.003>
- Eslahi, A. V., Hashemipour, S., Olfatifar, M., Houshmand, E., Hajjalilo, E., Mahmoudi, R., Badri, M., & Ketzis, J. (2022). Global prevalence and epidemiology of Strongyloides

- stercoralis in dogs: a systematic review and meta-analysis. *Parasites & Vectors*, 15(21). <https://doi.org/10.1186/s13071-021-05135-0>
- European Scientific Counsel Companion Animal Parasites. (2018). *Control of Intestinal Protozoa in Dogs and Cats* (2^a ed.). ESCCAP Guideline n° 6. https://www.esccap.org/uploads/docs/5hk9fztt_0701_ESCCAP_Guideline_GL6_v8_1_p.pdf
- Ezema, K. U., Malgwi, S. A., Zango, M. K., Kyari, F., Tukur, S. M., Mohammed, A., & Kayeri, B. K. (2019). Gastrointestinal parasites of dogs (*Canis familiaris*) in Maiduguri, Borno State, Northeastern Nigeria: Risk factors and zoonotic implications for human health. *Veterinary World*, 12(7), 1150-1153. <http://doi.org/10.14202/vetworld.2019.1150-1153>
- Fagre, A. C., Cohen, L. E., Eskew, E. A., Farrell, M., Glennon, E., Joseph, M. B., Frank, H. K., Ryan, S. J., Carlson, C. J., & Albery, G. F. (2022). Assessing the risk of human-to-wildlife pathogen transmission for conservation and public health. *Ecology Letters*, 25, 1534-1549. : <https://doi.org/10.1111/ele.14003>
- Fajardo, U., Cossíos, D., y Pacheco, V. (2014). Dieta de *Leopardus colocolo* (Carnivora: Felidae) en la Reserva Nacional de Junín, Junín, Perú. *Revista Peruana de Biología*, 21(1), 61-70. <http://doi.org/10.15381/rpb.v21i1.8248>
- Figueiredo, M. A. P., Manrique, W. G., & Nogueira, R. M. S. (2018). Survey of gastrointestinal parasites of the center for screening of wild animals from São Luís, Maranhão state, Brazil. *Ars Veterinaria*, 34(2), 60-68. <https://doi.org/10.15361/2175-0106.2018v34n2p60-68>
- Figueroa-Lara, Díaz, M. T., Arismendi Cardozoa, R. M., & Carreño Quijada, G. E. (2024). *Blastocystis* spp. y otros parásitos de origen zoonótico en materia fecal de niños, perros y muestras de suelo de la comunidad Barbacoas, parroquia Ayacucho. Estado Sucre,

- Venezuela. *Revista de la Sociedad Venezolana de Microbiología*, 44(2), 74-81.
http://saber.ucv.ve/ojs/index.php/rev_vm/article/view/30105
- Flores, K. A. (2014). *Determinación de Organismos Biológicos en Coprolitos de Pobladores Precolombinos de la Ciudad Pesquera de Áspero*. [tesis de pregrado, Universidad Nacional Mayor de San Marcos]. Repositorio Institucional UNMSM.
https://cybertesis.unmsm.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12672/3876/Flores_ck.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Flores, E., Miqui, S., Pino, E., Ramos, A., Torrez, E., y Gutiérrez, M. (2021). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en canes refugiados en un albergue de la ciudad de La Paz y en el municipio de Mapiri. *Revista Estudiantil AGRO-VET*, 5(1), 30-35.
<http://agrovet.umsa.bo/index.php/AGV/article/view/49/46>
- Fu, Y., Huang, Y., Abuzeid, A. M. I., Hang, J., Yan, X., Wang, M., Liu, Y., Sun, Y., Ran, R., Zhang, P., & Li, G. (2019). Prevalence and potential zoonotic risk of hookworms from stray dogs and cats in Guangdong, China. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 17, 100316. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2019.100316>
- Fugassa, M. y Guichón, R. (2005). Análisis paleoparasitológico de coprolitos hallados en sitios arqueológicos de Patagonia austral: definiciones y perspectivas. *Magallania*, 33(2), 13-19. <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-22442005000200002>
- Gallagher, C. A., Keehner, J. R., Hervé-Claude, L. P., & Stephen, C. (2021). Health promotion and harm reduction attributes in One Health literature: A scoping review. *One Health*, 13, 100284. <https://doi.org/10.1016/j.onehlt.2021.100284>
- García-Olaechea, A., & Hurtado, C. M. (2020). Temporal overlap between two sympatric carnivores in northwestern Peru and southwestern Ecuador. *Journal of Threatened Taxa*, 12(2), 15244-15250. <https://doi.org/10.11609/jott.5483.12.2.15244-15250>

- Gattino, L. G., Gómez, C., Peri, P., Coria, R. D.; Ledesma, R., y Núñez Regueiro, M. (2023). Nuevo registro del gato del pajonal *Leopardus colocola* para el Chaco Seco de Argentina. *Notas sobre Mamíferos Sudamericanos*, 5. <https://doi.org/10.31687/SaremNMS23.6.1>
- Grandi, G., Victorsson, I., Osterman-Lind, E., & Höglund, J. (2021). Occurrence of Endoparasites in Adult Swedish Dogs: A Coprological Investigation. *Frontiers in Veterinary Science*, 8, e691853. <https://doi.org/10.3389/fvets.2021.691853>
- Gressler, L. T., Noll, J. C. G., de Freitas, I. B., & Monteiro, S. G. (2016). Multiparasitism in a wild cat (*Leopardus colocolo*) (Carnivora: Felidae) in southern Brazil. *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*, 25(3), 374-377. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612016047>
- Guérin, A., & Striepen, B. (2020). The Biology of the Intestinal Intracellular Parasite *Cryptosporidium*. *Cell Host & Microbe*, 28(4), 509-515. <https://doi.org/10.1016/j.chom.2020.09.007>
- Guerrero de Abreu, A. M., Rodríguez, N., y Romero, D. (2017). Estudio de parásitos geohelminintos en arena de playa “El Palito”, Municipio Puerto Cabello, estado Carabobo, Venezuela. *Comunidad y Salud*, 15(1), 1-8. https://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1690-32932017000100002
- Guevara, L. (2020). Seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en colonias ferales de gatos de la Universidad de Guayaquil [tesis de pregrado, Universidad de Guayaquil]. Repositorio UG]. <https://repositorio.ug.edu.ec/items/9a552018-97a6-48e0-bcad-3376019dc49c/full>
- Hajipour, N. (2019). A survey on the prevalence of *Toxocara cati*, *Toxocara canis* and *Toxascaris leonina* eggs in stray dogs and cats' feces in Northwest of Iran: a potential

risk for human health. *Tropical Biomedicine*, 36(1), 143-151.

<https://msptm.org/files/Vol36No1/143-151-Hajipour-N.pdf>

Harriott, L., Gentle, M., Traub, R., Soares Magalhães R. J., & Cobbold, R. (2019). Zoonotic and economically significant pathogens of peri-urban wild dogs across north-eastern New South Wales and south-eastern Queensland, Australia. *Wildlife Research*, 46(3), 212-221. <https://doi.org/10.1071/WR18110>

Hassan, H. F., & Barzinji, A. K. R. A. (2018). Epidemiological Survey on Stray Dogs and Cats Gastro-Intestinal Parasites in Kirkuk province, Iraq. *Kirkuk University Journal /Scientific Studies (KUJSS)*, 13(1), 228-238.

https://iraqjournals.com/article_143035_6f47c4a0d6dd1af29bfce79151e9a09b.pdf

Healy, S. R., Morgan, E. R., Prada, J. M., & Betson, M. (2022). Brain food: rethinking food-borne toxocariasis. *Parasitology*, 149(1), 1-9.

<https://doi.org/10.1017/S0031182021001591>

Ibarra, R. (2003). Conservación de la Biodiversidad. En: Universidad Autónoma de México - Instituto de Investigaciones Jurídicas. (Org.). *La explotación petrolera mexicana frente a la conservación de la biodiversidad en el régimen jurídico internacional* (pp. 1-5).

<https://archivos.juridicas.unam.mx/www/bjv/libros/3/1089/3.pdf>

INFOBAE (8 de mayo del 2019). México, el país con más perros callejeros en América Latina, aumenta 20% anual. *INFOBAE*.

<https://www.infobae.com/america/mexico/2019/05/08/mexico-el-pais-con-mas-perros-callejeros-en-america-latina-aumenta-20-anual/>

INFOBAE (13 de junio del 2024). Más de 286.000 perros y gatos abandonados en España al año: estos son los motivos más comunes. *INFOBAE*.

<https://www.infobae.com/espana/2024/06/13/mas-de-286000-perros-y-gatos-abandonados-en-espana-al-ano-estos-son-los-motivos-mas-comunes/>

- International Union for Conservation of Nature (2023). IUCN SSC guidelines on human-wildlife conflict and coexistence. First edition. Gland, Switzerland: IUCN. <https://doi.org/10.2305/YGIK2927>
- Iriarte, J. A., Rau, J. R., Villalobos, R., Lagos, N., y Sade, S. (2013). Revisión actualizada sobre la biodiversidad y conservación de los felinos silvestres de Chile. *Boletín de Biodiversidad de Chile*, 8, 5-24. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=5524083>
- Jenkins, E. J. (2020). Chapter Thirty-One - Toxocara spp. in dogs and cats in Canada. *Advances in Parasitology*, 109, 641-653. <https://doi.org/10.1016/bs.apar.2020.01.026>
- Jiménez, P. D., Howell, S. B., Schaefer, J. J., Avramenko, R. W., Gilleard, J. S., & Kaplan, R. M. (2019). Multiple drug resistance in the canine hookworm *Ancylostoma caninum*: an emerging threat? *Parasites and Vectors*, 12(576). <https://doi.org/10.1186/s13071-019-3828-6>
- Kamani, J., Massetti, L., Olubade, T., Balami, J. A., Samdi, K. M., Traub, R. J., Colella, V., & González-Miguel, J. (2021). Canine gastrointestinal parasites as a potential source of zoonotic infections in Nigeria: A nationwide survey. *Preventive Veterinary Medicine*, 192, 105385. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2021.105385>
- Karamon, J., Sroka, J., Dąbrowska, J., Biliska-Zajac, E., Skrzypek, K., Rózycki, M., Zdybel, J., & Cencek, T. (2020). Distribution of Parasitic Helminths in the Small Intestine of the Red Fox (*Vulpes vulpes*). *Pathogens*, 9(6), 477. <https://doi.org/10.3390/pathogens9060477>
- Karanam, S. K., Basavraj, G. K., & Papireddy, C. K. R. (2021). Strongyloides stercoralis Hyper infection Syndrome. *Indian Journal of Surgery*, 83(sup. 3), 582-586. <https://doi.org/10.1007/s12262-020-02292-x>

- Kidima, W. (2019). Prevalence of Zoonotic Parasites in Stray Dogs in Rural Communities, Tanzania. *Tanzania Journal of Science*, 45(1), 93-100. https://www.researchgate.net/publication/335000684_Prevalence_of_Zoonotic_Parasites_in_Stray_Dogs_in_Rural_Communities_Tanzania
- Kotloff, K. L. (2017). The burden and etiology of diarrheal illness in developing countries. *Pediatric Clinics of North America*, 64(4), 799-814. <https://doi.org/10.1016/j.pcl.2017.03.006>
- Kwak, D., & Seo, M. G. (2020). Genetic Analysis of Zoonotic Gastrointestinal Protozoa and Microsporidia in Shelter Cats in South Korea. *Pathogens*, 9(11), 894. <https://doi.org/10.3390/pathogens9110894>
- Laatamna, A., Baroudi, D., Samari, H., Ziane, H., Alim, O., Telibi, M., & Taoussi, D. (2021). First report on occurrence of zoonotic helminth *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina* and *Ancylostoma caninum* in domestic dogs from province of Djelfa, Algeria. *Annals of Parasitology*, 67(1), 111-116. <https://doi.org/10.17420/ap6701.318>
- Lahmar, S., Arfa, I., Ben Othmen, S., Jguirim, W., Saïd, Y., Dhibi, A., & Boufana, B. (2017). Intestinal helminths of stray dogs from Tunisia with special reference to zoonotic infections. *Parasitology Open*, 3, 1-9. <https://doi.org/10.1017/pao.2017.21>
- Lara-Reyes, E., Quijano-Hernández, I. A., Rodríguez-Vivas, R. I., Del Ángel-Caraza, J., y Martínez-Castañeda, J. S. (2021). Factores asociados a endoparásitos y ectoparásitos en perros domiciliados de la zona metropolitana de Toluca, México. *Biomédica*, 41(4), 756-772. <https://doi.org/10.7705/biomedica.6013>
- Lee, S. H., Ock, Y., Choi, D., & Kwak, D. (2019). Gastrointestinal Parasite Infection in Cats in Daegu, Republic of Korea, and Efficacy of Treatment Using Topical Emodepside/Praziquantel Formulation. *The Korean Journal of Parasitology*, 57(3), 243-248. <https://doi.org/10.3347/kjp.2019.57.3.243>

- Lempereur, L., Nijse, R., Losson, B., Marechal, F., De Volder, A., Schoormans, A., Martinelle, L., Danlois, F., & Claerebout, E. (2020). Coprological survey of endoparasite infections in owned dogs and owners' perceptions of endoparasite control in Belgium and the Netherlands. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 22, 100450. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2020.100450>
- Lemus-García, M., Fimia-Duarte, R., Iannacone, J., y Suarez-Fernández, Y. E. (2020). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en gatos domésticos (*Felis silvestris catus* Schreber, 1775) en La Habana, Cuba. *Paideia XXI*, 10(2), 443-457. <https://doi.org/10.31381/paideia.v10i2.3445>
- Lescano, J., Quevedo, M., Villalobos, M., & Gavidia, C. M. (2018). Hematology and serum biochemistry of free-ranging and captive Sechuran foxes (*Lycalopex sechurae*). *Veterinary Clinical Pathology*, 47(1), 29-37. <https://doi.org/10.1111/vcp.12568>
- Li, J., Dan, X., Zhu, K., Li, N., Guo, Y., Zheng, Z., Feng, Y., & Xiao, L. (2019). Genetic characterization of *Cryptosporidium* spp. and *Giardia duodenalis* in dogs and cats in Guangdong, China. *Parasites & Vectors*, 12(571). <https://doi.org/10.1186/s13071-019-3822-z>
- Loftin, C. M., Donnett, U. B., Schneider, L. G., & Varela-Stokes, A. S. (2019). Prevalence of endoparasites in northern Mississippi shelter cats. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 18, 100322. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2019.100322>
- López, M. C., Corredor, A., Nicholls, R. S., Duque, S., Moncada, L. I., Reyes, P., y Rodríguez, G. (2012). *Atlas de Parasitología*. Universidad de Bogotá. https://www.academia.edu/49067483/Atlas_de_Parasitologia_Consuelo_Lopez
- López-Arias, Á., Villar, D., López-Osorio, S., Calle-Vélez, D., & Chaparro-Gutiérrez, J. J. (2019). *Giardia* is the most prevalent parasitic infection in dogs and cats with diarrhea

- in the city of Medellín, Colombia. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 18, 100335. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2019.100335>
- Mackenzie, J. S., & Jeggo, M. (2019). The One Health Approach—Why Is It So Important? *Tropical Medicine and Infectious Disease*, 4(2), 88-91. <https://doi.org/10.3390/tropicalmed4020088>
- Margolis, L., Esch, G. E., Holmes, J. C., Kuris, A. M., & Schad, G. A. (1982). The Use of Ecological Terms in Parasitology (Report of an Ad Hoc Committee of the American Society of Parasitologists). *The Journal of Parasitology*, 68(1), 131-133. <https://doi.org/10.2307/3281335>
- Martínez, D. F. J. (2019). *Helmintofauna del visón americano (Neovison vison), el lobo ibérico (Canis lupus signatus) y el zorro (Vulpes vulpes) en el noroeste de la península ibérica*. [tesis de posgrado, Universidad de Murcia]. Repositorio Institucional Digitum. <https://digitum.um.es/digitum/bitstream/10201/85726/1/Tesis%20Francisco%20Jos%c3%a9%20Mart%c3%adnez%20Rond%c3%a1n.pdf>
- Matsuno, M. (2018). *Evaluación coproparasitológica en zorros de Sechura (Lycalopex sechurae) que habitan en el área natural protegida “Santuario Histórico Bosque de Pómac*. [tesis de pregrado, Universidad Nacional Mayor de San Marcos]. Repositorio Institucional UNMSM. https://cybertesis.unmsm.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12672/9472/Matsuno_rm.pdf?sequence=3&isAllowed=y
- Medina, J. M. (2021). *Prevalencia de parásitos zoonóticos de Canis familiaris “perro” en parques y plazas públicas del distrito de Mariano Melgar de Arequipa-Perú, 2021*. [tesis de pregrado, Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa]. Repositorio Institucional de la UNSA. <http://190.119.145.154/handle/20.500.12773/13153>

- Mex-Álvarez, R., Maldonado-Velázquez, M., Flores-Martínez, M., Garma-Quen, P., Guillén-Morales, M., Canul-Cahuich, A., y Lara-Montejo, D. (2018). Potencial Zoonótico de Parques y Jardines Públicos. *Revista Iberoamericana de Ciencias*, 5(6), 172-178. <http://www.reibci.org/publicados/2018/dic/3200124.pdf>
- Miljević, M., Bjelić Čabrilo, O., Simin, V., Čabrilo, B., Miljević, J. B., & Lalošević, D. (2019). Significance of the red fox as a natural reservoir of intestinal zoonoses in Vojvodina, Serbia. *Acta Veterinaria Hungarica*, 67(4), 561–571. <https://doi.org/10.1556/004.2019.055>
- Ministerio de Salud. (2018). *Unidad Temática N° 1: Fundamentos de Salud Pública*. Programa de entrenamiento en Salud Pública dirigido a persona del servicio militar voluntario, Instituto Nacional de Salud. <http://bvs.minsa.gob.pe/local/MINSA/4514.pdf>
- Mohd-Shaharuddin, N., Ai Lian Lim, Y., Hassan, N.A., Nathan, S., & Ngui, R. (2018). Molecular characterization of *Trichuris* species isolated from humans, dogs and cats in rural community Peninsular Malaysia. *Acta Tropica*, 190, 269-272. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2018.11.026>
- Montoya, A., García, M., Gálvez, R., Checa, R., Marino, V., Sarquis, J., Barrera, J. P., Rupérez, C., Caballero, L., Chicharro, C., Cruz, I., & Miró, G. (2018). Implications of zoonotic and vector-borne parasites to free-roaming cats in central Spain. *Veterinary Parasitology*, 251, 125-130. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2018.01.009>
- Moorhead, A. R. (2020). *Whipworms in Dogs*. Today's Veterinary Practice. <https://todaysveterinarypractice.com/parasitology/whipworms-in-dogs/>
- Morandi, B., Greenwood, S. J., Conboy, G. A., Galuppi, R., Poglayen, G., & VanLeeuwen, J. A. (2020). Endoparasites in dogs and cats diagnosed at the Veterinary Teaching Hospital (VTH) of the University of Prince Edward Island between 2000 and 2017. A

large-scale retrospective study. *Preventive Veterinary Medicine*, 175, 104878.

<https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2019.104878>

Mosquera, E. N. (2018). *Prevalencia de infección por Trichuris vulpis y Ancylostoma caninum en canes en Lima metropolitana* [tesis de pregrado, Universidad Alas Peruanas].

Repositorio

Institucional

UAP.

https://repositorio.uap.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12990/5448/Tesis_Prevalencia_Infecci%c3%b3n.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Mulinge, E., Njenga, S. M., Odongo, D., Magambo, J., Zeyhle, E., Mbae, C., Kagendo, D.,

Kanyi, H., Traub, R. J., Wassermann, M., Kern, P., & Romig, T. (2019). Molecular identification of zoonotic hookworms in dogs from four counties of Kenya. *Journal of Helminthology*, 94, 1-8, e43. <https://doi.org/10.1017/S0022149X1900018X>

Mulugeta, Y., Yohannes, M., Wolde, D., Aklilu, M., Ashenefe, B., Getahun, D., Lombamo, F.,

Kitila, G., Getahun, G., Deressa, A., & Degefu, H. (2019). Intestinal Parasites in Dogs and Humans, Environmental Egg Contamination and Risk of Human Infection with Zoonotic Helminth Parasites from Dog in Hosanna Town. *International Journal of Biomedical Materials Research*, 7(1), 24-36. <https://doi.org/10.11648/j.ijbmr.20190701.14>

Muñoz-García, C. I., Berriatua, E., & Martínez-Carrasco, C. (2018). What do we know about

parasites of wildlife in high biodiversity areas with anthropogenic disturbance? The special case of Mexico. *Animal Health Research Reviews*, 19(2), 155-161. <https://doi.org/10.1017/S1466252318000087>

Muñoz-Rodríguez, F. A., Ramírez, S., Doria, L., y Cala-Delgado, D. L. (2021). Infestación por

Toxocara cati en un ejemplar de Leopardus pardalis en Colombia: reporte de caso. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 32(2), e20014. <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v32i2.20014>

- Nagamori, Y., Payton, M. E., Duncan-Decocq, R., & Johnson, E. M. (2018). Fecal survey of parasites in free-roaming cats in northcentral Oklahoma, United States. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, *14*, 50-53. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2018.08.008>
- Nanni, A. S., Castro, L., Cuyckens, G. A. E., Barri, F. R., Giordano, A. J., & Lucherini, M. (2020). New records of the Pampas Cat, *Leopardus colocola* (Molina, 1782) (Mammalia, Carnivora, Felidae), from the Chaco ecoregion raise questions about its status in Argentina. *Check List*, *16*(3), 729-735. <https://doi.org/10.15560/16.3.729>
- Nasution, A. Y. A., Hadi, U. K., & Retnani, E. B. (2018). Prevalence of ectoparasites and endoparasites on companion dogs which visit animal clinic at north Jakarta. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, *6*(4), 1099-1104. <https://www.entomoljournal.com/archives/2018/vol6issue4/PartS/6-4-94-651.pdf>
- Natalini, B., Gennuso, S., Beldomenico, P. M., Rigonatto, T., & Kowalewski, M. M. (2020). Parasitologic examination and associated risk factors of domestic dogs at the domestic-wildlife interface in the Iberá wetlands Ecoregion, Argentina. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, *20*, 100378. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2020.100378>
- Naupay, A., Castro, J., y Tello, M. (2019). Prevalencia de parásitos intestinales con riesgo zoonótico en *Canis lupus familiaris* de la localidad de Retes, Lima, Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, *30*(1), 320-329. <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v30i1.15766>
- Nemzek, J. A., Lester, P. A., Wolfe, A. M., Dysko, R. C., & Myers, D. D. (2015). Chapter 12 -Biology and Diseases of Dogs. In J. G. Fox, L. C. Anderson, G. M. Otto, K. R. Pritchett-Corning, M. T. Whary (ed), *Laboratory Animal Medicine* (pp. 511-554). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-409527-4.00012-2>

- Noé Mocetti, N., Ulloa, F., Peña, P., Santos, D., Fernández, C., Anchante, H., Terashima, A., Chávez, A., & Falcón, N. (2011). Parasitosis zoonóticas en mascotas caninas y felinas de niños de educación primaria del cono norte de Lima, Perú. *Una Salud. Revista Sapuvet de Salud Pública*, 2(1), 15-24.
<https://revistas.lasalle.edu.co/index.php/us/article/view/5091>
- Nouvellet, P., Donnelly, C. A., De Nardi, M., Rhodes, C. J., De Benedictis, P., Citterio, C., Obber, F., Lorenzetto, M., Dalla Pozza, M., Cauchemez, S., & Cattoli, G. (2013). Rabies and Canine Distemper Virus Epidemics in the Red Fox Population of Northern Italy (2006–2010). *PLoS ONE*, 8(4): e61588.
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0061588>
- Othman, R. A., & Abuseir, S. (2021). The Prevalence of Gastrointestinal Parasites in Native Dogs in Palestine. *Iranian Journal of Parasitology*, 16(3), 435-442.
<https://doi.org/10.18502%2Fijpa.v16i3.7097>
- Otranto, D., & Deplazes, P. (2019). Zoonotic nematodes of wild carnivores. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 9, 370-383.
<https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2018.12.011>
- Organización Mundial de la Salud. (2001). Promoción de la Salud: Glosario.
https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/67246/WHO_HPR_HEP_98.1_spa.pdf;jsessionid=F1A51668C6D78085735778F0DA17BFD0?sequence=1
- Organización Mundial de la Salud. (29 de julio del 2020). Zoonosis. Organización Mundial de la Salud. <https://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/zoonoses#:~:text=Una%20zoonosis%20es%20una%20enfermedad%20infecciosa%20que%20ha%20pasado%20de,agua%20o%20el%20medio%20ambiente>

- Oyarzún-Ruiz, P., Basso, E., Medel, J., y Muñoz-Alvarado, P. (2016). Parásitos: los organismos relegados de nuestra biodiversidad. *La Chiricoca*, 21, 9-15. https://www.researchgate.net/publication/307559911_Parasitos_los_organismos_relegados_de_nuestra_biodiversidad
- Oyarzún-Ruiz, P., Di Cataldo, S., Cevitanes, A., Millán, J., & González-Acuña, D. (2020). Endoparasitic fauna of two South American foxes in Chile: *Lycalopex culpaeus* and *Lycalopex griseus*. *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*, 29(3), e006220. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612020055>
- Pachacama, M. A. (2017). *Comportamiento epizootológico de parásitos gastrointestinales en perros (Canis familiaris) en la parroquia Eloy Alfaro, barrios San Rafael y Chan. Canton Latacunga*. [tesis de pregrado, Universidad Técnica de Cotopaxi]. Repositorio Institucional UTC. <http://repositorio.utc.edu.ec/bitstream/27000/4782/6/21098.pdf>
- Padhila, L. H., Roubedakis, J., & Kiyoe, M. (2021). Saúde única e enteroparasitos zoonóticos de cães e gatos. En L. A. Kohara et al. (org.), *Atualidades em Medicina Tropical na América do Sul: Veterinária* (pp. 70-89). Stricto Sensu. <https://sseditora.com.br/wp-content/uploads/5-SAUDE-UNICA-E-ENTEROPARASITOS-ZOONOTICOS-DE-CAES-e-GATOS.pdf>
- Padilla-Ramos, R., Salas-Muñoz, S., Velásquez-Valle, R., y Reveles-Torres, L. R. (2019). Un nuevo enfoque molecular en el estudio de la interacción parásito-hospedero. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 37(1), 95-114. <https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.1808-6>
- Palacios, R. (2007). *Manual para la identificación de carnívoros andinos. Guía de campo*. (1^{ra} ed.). Wildlife Conservation Network. <https://gatoandino.org/wp-content/uploads/2019/11/manual-identificacion-carnivoros-andinos.pdf>

- Pardo, E., Montes, Y., y Cardales, Y. (2016). Variabilidad Genética del Gato Doméstico (*Felis catus*) en Magangué, Bolívar, Colombia. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 27(2), 277-287. <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v27i2.11661>
- Párraga, D. J., Yagual, E. M., y Murillo, A. M. (2022). Parásitos intestinales como indicador de contaminación fecal en arena de la playa del Cantón Puerto López. *Revista Científica Arbitrada Multidisciplinaria PENTACIENCIAS*, 4(4), 370-379. <http://editorialalema.org/index.php/pentaciencias/article/view/248/319>
- Penakalapati, G., Swarthout, J., Delahoy, M. J., McAliley, L., Wodnik, B., Levy, K., & Freeman, M. C. (2017). Exposure to Animal Feces and Human Health: A Systematic Review and Proposed Research Priorities. *Environmental Science & Technology*, 51(20), 11537-11552. <https://doi.org/10.1021/acs.est.7b02811>
- Peña, I., Vidal, F., y Hernández, A. (2016). Población de Perros Callejeros del Municipio Camagüey, Cuba. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 27(4), 840-844. <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v27i4.12570>
- Pérez, M. G., & Borrás, P. (2021). Zoonotic parasite *Spirometra erinaceieuropaei* in a domestic cat from Buenos Aires city, Argentina. *Revista Argentina de Microbiología*, 53(3), 272-273. <https://doi.org/10.1016/j.ram.2020.08.001>
- Perri, A. R., Feuerborn, T. R., Frantz, L. A. F., Larson, G., Malhi, R. S., Meltzer, D. J., & Witt, K. E. (2021). Dog domestication and the dual dispersal of people and dogs into the Americas. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 118(6), e2010083118. <https://doi.org/10.1073/pnas.2010083118>
- Phoosangwalthong, P., Luong, N. H., Wongwigkan, J., Kamyinkird, K., Phasuk, J., Pattanatanang, K., Thammasonthijarern, N., Kengradomkij, C., Chimnoi, W., Odermatt, P., & Inpankaew, T. (2022). *Toxocara canis* and *Toxocara cati* in Stray Dogs

- and Cats in Bangkok, Thailand: Molecular Prevalence and Risk Factors. *Parasitologia*, 2(2), 88-94. <https://doi.org/10.3390/parasitologia2020009>
- Plúas, M., y Sáncexcreta, C. A. (2021). Prevalencia de parásitos intestinales zoonóticos de origen canino (*Canis lupus familiaris*) en parroquias urbanas de Guayaquil-Ecuador, 2020. *Boletín de Malariología y Salud Ambiental*, 61(2), 195-203. <https://doi.org/10.52808/bmsa.7e5.612.008>
- Portokalidou, S., Gkentzi, D., Stamouli, V., Varvarigou, A., Marangos, M., Spiliopoulou, I., & Dimitriou, G. (2019). *Dipylidium caninum* Infection in Children: Clinical Presentation and Therapeutic Challenges. *The Pediatric Infectious Disease Journal* 38(7), 157-159. <http://dx.doi.org/10.1097/INF.0000000000002235>
- Pumarola, M. (2020). Enfermedad animal, zoonosis y “One Health”: lo que hemos aprendido los veterinarios a lo largo de la historia. *Da Derecho Animal (Forum of Animal Law Studies)*, 11(4), 98-105. <https://doi.org/10.5565/rev/da.520>
- Pumpuntu, N. (2018). Detection for potentially zoonotic gastrointestinal parasites in long-tailed macaques, dogs and cattle at Kosamphi forest park, Maha Sarakham. *Veterinary Integrative Sciences*, 16(2), 69-77. <https://www.vet.cmu.ac.th/cmvi/document/vol.16/number2/VIS%202018-2-005.pdf>
- Queirolo, D., de Almeida, L. B., Beisiegel, B.M., & de Oliveira, T. G. (2018). *Leopardus colocolo* (Molina, 1782). En: Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. (Org.). *Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção: Volume II - Mamíferos.* (pp. 333-336). https://www.researchgate.net/publication/343123707_Leopardus_colocolo_Molina_1782
- Quilodrán-González, D., Gädicke, P., Junod, T., Villaguala-Pacheco, C., y Landaeta-Aqueveque, C. (2018). Factores de riesgo asociados con parásitos gastrointestinales

- zoonóticos en perros de Cabrero, Región del Biobío, Chile. *Chilean Journal of Agricultural & Animal Sciences*, 34(2), 118-125. <http://dx.doi.org/10.4067/S0719-38902018005000401>
- Quiroz, N. V. (2021). *Informe final del servicio social: Recopilación de registros parasitarios en felinos silvestres nativos de México* (Informe n° 5). <https://repositorio.xoc.uam.mx/jspui/retrieve/21dfc235-7358-41f0-a979-6b35f21757e7/250019.pdf>
- Ramos, N. V., Lourenço e Silva, M., Barreto, M. S., Barros, L. A., & Mendes-de-Almeida, F. (2020). Endoparasites of household and shelter cats in the city of Rio de Janeiro, Brazil. *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*, 29(1), e012819. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612019110>
- Raw, C., Traub, R. J., Zendejas-Heredia, P. A., Stevenson, M., & Wiethoelter, A. (2022). A systematic review and meta-analysis of human and zoonotic dog soil-transmitted helminth infections in Australian Indigenous communities. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 16(10), e0010895. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0010895>
- Red Hemisférica de Reservas para aves playeras. (2019). *Manglares de San Pedro de Vice*. https://whsrn.org/es/whsrn_sites/manglares-de-san-pedro-de-vice/
- Rodríguez, E. F. (2021). Una Salud y Zoonosis (y viceversa). *Anales de la Real Academia de Doctores de España*, 6(2), 319-340. <https://www.rade.es/doc/V6N2-06%20-%20RODRIGUEZ%20FERRI%20-%20una%20salud%20y%20zoonosis.pdf>
- Rostami, A., Ma, G., Wang, T., Koehler, A. V., Hofmann, A., Chang, B. C. H., Macpherson, C. N., & Gasser, R. B. (2019). Human toxocariasis – A look at a neglected disease through an epidemiological ‘prism’. *Infection, Genetics and Evolution*, 74, 104002. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2019.104002>

- Rousseau, J., Castro, A., Novo, T., & Maia, C. (2022). *Dipylidium caninum* in the twenty-first century: epidemiological studies and reported cases in companion animals and humans. *Parasites & Vectors*, *15*(131). <https://doi.org/10.1186/s13071-022-05243-5>
- Rüegg, S.R., Häslér, B., & Zinsstag, J. (2018). *Integrated Approaches to Health: A Handbook for the Evaluation of One Health*. Wageningen Academic Publishers. <https://doi.org/10.3920/978-90-8686-875-9>
- Sanchis-Monsonís, G., Fanelli, A., Tizzani, P., & Martínez-Carrasco, C. (2019). First epidemiological data on *Spirocerca vulpis* in the red fox: A parasite of clustered geographical distribution. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, *18*, 100338. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2019.100338>
- Sandoval, E., Morales, G., Ybarra, N., Barrios, M., y Borges, J. (2011). Comparación entre dos modelos diferentes de cámaras de McMaster empleadas para el conteo coproscópico en el diagnóstico de infecciones por nematodos gastroentéricos en rumiantes. *Zootecnia Tropical*, *29*(4), 495-501. https://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0798-72692011000400011
- Sant'Anna, A. C., & Machado, D. S. (2021). Gato doméstico como modelo de investigações que integrem o bem-estar animal, humano e do ambiente. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, *74*(Suplemento), 48-51. https://www.researchgate.net/profile/Laya-Kannan-Alves/publication/348453055_Viabilidad_economica_en_la_produccion_de_lechones_en_sistemas_con_alojamiento_individual_o_colectivo_de_cerdas/links/600041a345851553a041a2c4/Viabilidad-economica-en-la-produccion-de-lechones-en-sistemas-con-alojamiento-individual-o-colectivo-de-cerdas.pdf#page=48
- Sarmiento-Rubiano, L. A., Delgado, L., Ruiz, J., P., Sarmiento, M. C., y Becerra, J. (2018). Parásitos intestinales en perros y gatos con dueño de la ciudad de Barranquilla,

- Colombia. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 29(4), 1403-1410.
<http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v29i4.15348>
- Sauda, F., Malandrucchio, L., De Liberato, C., & Perrucci, S. (2019). Gastrointestinal parasites in shelter cats of central Italy. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 18, 100321. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2019.100321>
- Scaramozzino, P., Carvelli, A., Iacoponi, F., & De Liberato, C. (2019). Endoparasites in household and shelter dogs from Central Italy. *International Journal of Veterinary Science and Medicine*, 6(1), 45-47. <https://doi.org/10.1016/j.ijvsm.2018.04.003>
- Segeritz, L., Anders, O., Middelhoff, T. L., Winterfeld, D. T., Maksimov, P., Schares, G., Conraths, F. J., Taubert, A., & Hermosilla, C. (2021). New Insights into Gastrointestinal and Pulmonary Parasitofauna of Wild Eurasian lynx (*Lynx lynx*) in the Harz Mountains of Germany. *Pathogens*, 10(12), 1650.
<https://doi.org/10.3390/pathogens10121650>
- Servicio de Información sobre sitios RAMSAR. (2008). *Manglares de San Pedro de Vice*.
<https://rsis.ramsar.org/es/ris/1811>
- Shiroma, P. L. (2020). Características de las infecciones por parásitos gastrointestinales zoonóticos en perros con dueños. Lima-Perú. *Ciencia Veterinaria*, 22(2), 157-168.
<http://dx.doi.org/10.19137/cienvet202022205>
- Silva, M. C., y Tagliaferro, Z. (2020). Zoonosis como problema de salud pública desde una visión integral. *Revista Venezolana de Salud Pública*, 8(1), 76-92.
<https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=7509600>
- Šmigová, J., Papajová, I., Šoltys, J., Pipiková, J., Šmiga, L., Šnábel, V., Takáčová, J., & Takáč, L. (2021). The occurrence of endoparasites in Slovakian household dogs and cats. *Veterinary Research Communications*, 45, 243-249. <https://doi.org/10.1007/s11259-021-09804-4>

- Smout, F. A., Skerratt, L. F., Johnson, C. N., Butler, J. R. A., & Congdon, B. C. (2018). Zoonotic Helminth Diseases in Dogs and Dingoes Utilising Shared Resources in an Australian Aboriginal Community. *Tropical Medicine and Infectious Disease*, 3(4), 110. <https://doi.org/10.3390/tropicalmed3040110>
- Sobotyk, C., Upton, K. E., Lejeune, M., Nolan, T. J., Marsh, A. E., Herrin, B. H., Borst, M. M., Piccione, J., Zajac, A. M., Camp, L. E., Pulaski, C. N., Starkey, L. A., von Simson, C., & Verocai, G. G. (2021). Retrospective study of canine endoparasites diagnosed by fecal flotation methods analyzed across veterinary parasitology diagnostic laboratories, United States, 2018. *Parasites and Vectors*, 14(439). <https://doi.org/10.1186/s13071-021-04960-7>
- Stafford, K., Kollasch, T. M., Duncan, K. T., Horr, S., Goddu, T., Heinz-Loomer, C., Rumschlag, A. J., Ryan, W. G., Sweet, S., & Little, S. E. (2020). Detection of gastrointestinal parasitism at recreational canine sites in the USA: the DOGPARCS study. *Parasites and Vectors*, 13(275). <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04147-6>
- Stephen, C., Wilcox, A., Sine, S., & Provencher, J. (2023). A reimagined One Health framework for wildlife conservation. *Research Directions: One Health*, 1(12),1–6. <https://doi.org/10.1017/one.2023.2>
- Štrkolcová, G., Mravcová, K., Mucha, R., Mulinge, E., & Schreiberová, A. (2022). Occurrence of Hookworm and the First Molecular and Morphometric Identification of *Uncinaria stenocephala* in Dogs in Central Europe. *Acta Parasitologica*, 67, 764-772. <https://doi.org/10.1007/s11686-021-00509-x>
- Suganya, G., Porteen, K., Sekar, M., & Sangaran, A. (2019). Prevalence and molecular characterization of zoonotic helminths in dogs. *Journal of Parasitic Diseases*, 43, 96-102. <https://doi.org/10.1007/s12639-018-1066-z>

- Symeonidou, I., Gelasakis, A. I., Arsenopoulos, K., Angelou, A., Beugnet, F., & Papadopoulos, E. (2018). Feline gastrointestinal parasitism in Greece: emergent zoonotic species and associated risk factors. *Parasites & Vectors*, *11*(227). <https://doi.org/10.1186/s13071-018-2812-x>
- Szwabe, K., & Blaszkowska, J. (2017). Stray dogs and cats as potential sources of soil contamination with zoonotic parasites. *Annals of Agricultural and Environmental Medicine*, *24*(1), 39-43. <https://doi.org/10.5604/12321966.1234003>
- Tamponi, C., Knoll, S., Tosciri, G., Salis, F., Dessi, G., Cappai, M. G., Varcasia, A., & Scala, A. (2020). Environmental Contamination by Dog Feces in Touristic Areas of Italy: Parasitological Aspects and Zoonotic Hazards. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, *103*(3), 1143-1149. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.20-0169>
- Trogu, T., Canziani, S., Salvato, S., Bianchi, A., Bertoletti, I., Gibelli, L. R., Alborali, G. L., Barbieri, I., Gaffuri, A., Sala, G., Sozzi, E., Lelli, D., Lavazza, D., & Moreno, A. (2021). Canine Distemper Outbreaks in Wild Carnivores in Northern Italy. *Viruses*, *13*(99). <https://doi.org/10.3390/v13010099>
- Tull, A., Moks, E., & Saarma, U. (2021). Endoparasite prevalence and infection risk factors among cats in an animal shelter in Estonia. *Folia Parasitologica*, *68*(10). <https://doi.org/10.14411/fp.2021.010>
- Tull, A., Valdmann, H., Rannap, R., Kaasiku, T., Tammeleht, E., & Saarma, U. (2022). Free-ranging rural dogs are highly infected with helminths, contaminating environment nine times more than urban dogs. *Journal of Helminthology*, *96*, e19, 1-10. <https://doi.org/10.1017/S0022149X22000116>
- Tylkowska, A., Pilarczyk, B., Tomza-Marciniak, A., & Pilarczyk, R. (2021). The prevalence of intestinal nematodes among red foxes (*Vulpes vulpes*) in north-western Poland. *Acta Veterinaria Scandinavica*, *63*(19). <https://doi.org/10.1186/s13028-021-00584-0>

- Tyungu, D. L., McCormick, D., Lau, C. L., Chang, M., Murphy, J. R., Hotez, P. J., Mejia, R., & Pollack, H. (2020). *Toxocara* species environmental contamination of public spaces in New York City. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, *14*(5), e0008249. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0008249>
- Ucha, F. (2022). *Definición de Ser Humano*. Definición ABC. Consultado el 9 de agosto de 2022. <https://www.definicionabc.com/general/ser-humano.php>
- Urgel, M. F. M., Ybañez, R. H. D., & Ybañez, A. P. (2019). The detection of gastrointestinal parasites in owned and shelter dogs in Cebu, Philippines. *Veterinary World*, *12*(3), 372-376. www.veterinaryworld.org/Vol.12/March-2019/4.pdf
- Uribe, M., Payán, E., Brabec, J., Vélez, J., Taubert, A., Chaparro-Gutiérrez, J. J., & Hermosilla, C. (2021) Intestinal Parasites of Neotropical Wild Jaguars, Pumas, Ocelots, and Jaguarundis in Colombia: Old Friends Brought Back from Oblivion and New Insights. *Pathogens*, *10*(7), 822. <https://doi.org/10.3390/pathogens100708222>
- Utrovicic, M., Lago, N., Pacheco, J. C., Rivera, A., y Vergara, P. (2020). Confirmación de la presencia de gato del pajonal (*Leopardus colocolo*) en la Región de Magallanes y la Antártica Chilena, Chile. *Notas sobre Mamíferos Sudamericanos*, *2*. <https://doi.org/10.31687/saremNMS.20.0.41>
- Vega, P., Medina, D., Jara, D., y Mella, J. (2018). Uso y caracterización de letrinas de gato colocolo *Leopardus colocolo* (Molina, 1782) en el altiplano de la I Región de Tarapacá, Chile. *Boletín del Museo Nacional de Historia Natural, Chile*, *67*(2), 41-48. <https://doi.org/10.54830/bmnhn.v67.n2.2018.20>
- Wells, K., Gibson, D. I., Clark, N. J., Ribas, A., Morand, S., & McCallum, H. I. (2018). Global spread of helminth parasites at the human–domestic animal–wildlife interface. *Global Change Biology*, *24*(7), 3254-3265. <https://doi.org/10.1111/gcb.14064>

- Wierzbowska, I. A., Kornas, S., Piontek, A. M., & Rola, K. (2020). The Prevalence of Endoparasites of Free Ranging Cats (*Felis catus*) from Urban Habitats in Southern Poland. *Animals*, 10(4), 748. <https://doi.org/10.3390/ani10040748>
- Wrublewski, D. M., Kusma, S. C., & Teixeira, V. N. (2018). Parasitos gastrointestinais em *Puma concolor*, *Puma yagouaroundi* e *Leopardus pardalis* (Carnivora: Felidae) na Floresta Nacional de Três Barras, SC, Brasil. *Revista Acadêmica Ciência Animal*, 16, e16004. <https://doi.org/10.7213/1981-4178.2018.16004>
- Wynne, C. D. L. (2021). Dog's (*Canis lupus familiaris*) behavioral adaptations to a human-dominated niche: A review and novel hypothesis. *Advances in the Study of Behavior*, 53, 97-162. <https://doi.org/10.1016/bs.asb.2021.03.004>
- Yakhchali, M., Hajipour, N., Malekzadeh-Viayeh, R., Esmailnejad, B., Nemati-Haravani, T., Fathollahzadeh, M., & Jafari, R. (2017). Gastrointestinal Helminths and Ectoparasites in the Stray Cats (Felidae: *Felis catus*) of Ahar Municipality, Northwestern Iran. *Iranian Journal of Parasitology*, 12(2), 298-304. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5527042/pdf/IJPA-12-298.pdf>
- Yevstafieva, V. A., Kravchenko, S. O., Gutyj, B. V., Melnychuk, V. V., Kovalenko, P. N., & Volovyk, L. B. (2019). Morphobiological analysis of *Trichuris vulpis* (Nematoda, Trichuridae), obtained from domestic dogs. *Regulatory Mechanisms in Biosystems*, 10(2), 165-171. <https://doi.org/10.15421/021924>
- Zahedi, A., & Ryan, U. (2020). Cryptosporidium – An update with an emphasis on foodborne and waterborne transmission. *Research in Veterinary Science*, 132, 500-512. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2020.08.002>
- Ziam, H., Kelanemer, R., Belala, R., Medrouh, B., Khater, H. F., Djerbal, M. & Kernif, T. (2022). Prevalence and risk factors associated with gastrointestinal parasites of pet dogs

- in North-Central Algeria. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, 86, 101817. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2022.101817>
- Zonta, M. L., Ezquiaga, M. C., Demergassi, N., Pereira, J. A., & Navone, G. T. (2019). Intestinal parasites of *Leopardus geoffroyi* (Mammalia, Felidae) inhabiting the Paraná River Delta (Argentina): a coprological study. *Revista Argentina de Parasitología*, 8(2), 7-14. https://ri.conicet.gov.ar/bitstream/handle/11336/122039/CONICET_Digital_Nro.890acc4b-9acb-4551-8549-22ae0bea9540_b.pdf?sequence=5&isAllowed=y
- Zottler, E. M., Bieri, M., Basso, W., & Schnyder, M. (2019). Intestinal parasites and lungworms in stray, shelter and privately owned cats of Switzerland. *Parasitology International*, 69, 75-81. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2018.12.005>
- Zurita, S. (2013). Capítulo I. En S. Zurita (Ed.), *Procedimientos de laboratorio: manual: laboratorios locales I: laboratorios locales II*. (pp.36-44) Instituto Nacional de Salud https://bvs.ins.gob.pe/insprint/CINDOC/pub_ins/alertas/junio_2013/manual_procedimientos_laboratorio_2013.pdf

IX. ANEXOS

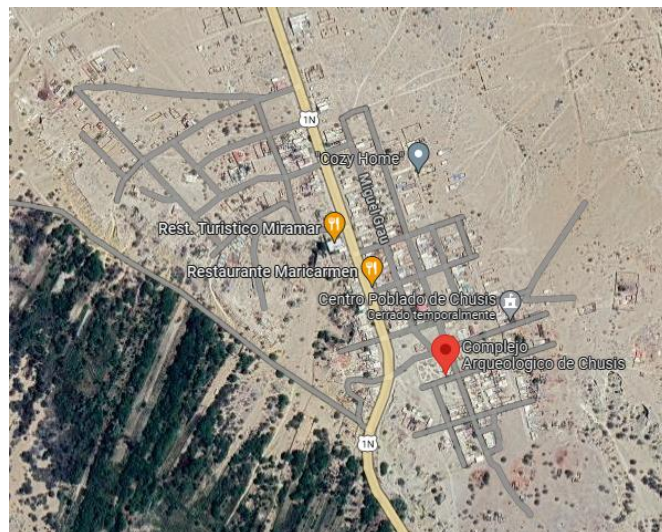
ANEXO A

MANGLARES DE SAN PEDRO DE VICE



Fuente: Google Maps (2023).

CENTRO POBLADO DE CHUSÍS



Fuente: Google Maps (2023).

CENTRO POBLADO DE BECARÁ



Fuente: Google Maps (2023).

ANEXO B

CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LAS HECES DE CARNÍVOROS DE CORDILLERA

Especie	Contenido	Forma	Diámetro	Lugar
Gato andino, gato de pajonal y gato doméstico	Pelos, pedazos de huesos normalmente pequeños, de roedores, y/o plumas	Heces con constricciones cercanas y muy marcadas formando un “rosario”	Los valores medios rondan los 18mm, con completa superposición de tamaño entre las dos especies de gato	Generalmente en cuevas pequeñas que acumulan varias heces, formando letrinas. También en otros lugares cubiertos o al aire libre
Zorros y perros	Pelos, huesos (pequeños o intermedios, como de liebre), plumas, insectos, escorpiones	Heces con constricciones separadas, característica terminación en punta	Los valores medios (pero con muchas superposiciones) aproximados son 11 mm para el zorro colorado	Generalmente al aire libre, no acumuladas, pero pueden formar letrinas incluso combinadas con heces de gatos. También se las encuentra sobre cáscaras
Puma	Pelos, pedazos de huesos (de variados tamaños, incluyendo porciones grandes como de camélido), plumas	Heces “gatunas” con constricciones cercanas, formando un rosario	Tamaño grande o muy grande, diámetro medio 35 mm	Cuevas espaciosas o al aire libre, solas o formando letrinas, en la base de peraderos, cerca de animales cazados
Zorrino	Resto de insectos y escorpiones, las heces son frágiles, se desgranar	Tamaño pequeño, fragmentos separados sin una forma determinada	El diámetro medio desde 9-10 mm, pero es muy variable	Normalmente semienterrados en cuevas chicas localizadas en la base de pedreros, puede estar al aire libre en la boca de la cueva

Fuente: Palacios (2007)

ANEXO C

FICHA DE RESULTADOS PARASITOLÓGICOS




FICHA DE RESULTADOS PARASITOLÓGICOS



Locación: _____	Identificación de la muestra: _____																
Fecha de recolección: _____	Hospedero: _____																
RESULTADOS																	
<i>1. Técnica de Faust</i>																	
<table border="1" style="width: 100%; border-collapse: collapse;"> <thead> <tr> <th style="width: 25%;">Código</th> <th style="width: 25%;">Parásito</th> <th style="width: 25%;">Forma evolutiva</th> <th style="width: 25%;">Observaciones</th> </tr> </thead> <tbody> <tr><td> </td><td> </td><td> </td><td> </td></tr> <tr><td> </td><td> </td><td> </td><td> </td></tr> <tr><td> </td><td> </td><td> </td><td> </td></tr> </tbody> </table>	Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones													
Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones														
Datos adicionales: _____																	
<i>2. Técnica de Ritchie</i>																	
<table border="1" style="width: 100%; border-collapse: collapse;"> <thead> <tr> <th style="width: 25%;">Código</th> <th style="width: 25%;">Parásito</th> <th style="width: 25%;">Forma evolutiva</th> <th style="width: 25%;">Observaciones</th> </tr> </thead> <tbody> <tr><td> </td><td> </td><td> </td><td> </td></tr> <tr><td> </td><td> </td><td> </td><td> </td></tr> <tr><td> </td><td> </td><td> </td><td> </td></tr> </tbody> </table>	Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones													
Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones														
Datos adicionales: _____																	
<i>Técnica de McMaster</i>																	
<table border="1" style="width: 100%; border-collapse: collapse;"> <thead> <tr> <th style="width: 33%;">Código</th> <th style="width: 33%;">Parásito</th> <th style="width: 34%;">Cantidad</th> </tr> </thead> <tbody> <tr><td> </td><td> </td><td> </td></tr> <tr><td> </td><td> </td><td> </td></tr> <tr><td> </td><td> </td><td> </td></tr> </tbody> </table>	Código	Parásito	Cantidad														
Código	Parásito	Cantidad															

FICHA DE RESULTADOS PARASITOLÓGICOS																	
Locación: <u>C.P. CHUSIS</u>	Identificación de la muestra: <u>CH-002</u>																
Fecha de recolección: <u>05/08/2023</u>	Hospedero: <u>Canis lupus familiaris</u>																
RESULTADOS																	
<i>1. Técnica de Faust</i>																	
<table border="1" style="width: 100%; border-collapse: collapse;"> <thead> <tr> <th style="width: 25%;">Código</th> <th style="width: 25%;">Parásito</th> <th style="width: 25%;">Forma evolutiva</th> <th style="width: 25%;">Observaciones</th> </tr> </thead> <tbody> <tr><td> </td><td> </td><td> </td><td> </td></tr> <tr><td> </td><td> </td><td> </td><td> </td></tr> <tr><td> </td><td> </td><td> </td><td> </td></tr> </tbody> </table>	Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones													
Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones														
Datos adicionales: -																	
<i>2. Técnica de Ritchie</i>																	
<table border="1" style="width: 100%; border-collapse: collapse;"> <thead> <tr> <th style="width: 25%;">Código</th> <th style="width: 25%;">Parásito</th> <th style="width: 25%;">Forma evolutiva</th> <th style="width: 25%;">Observaciones</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td>CH-002.D</td> <td>Strongyloides sp.</td> <td>Huevo</td> <td>-</td> </tr> <tr><td> </td><td> </td><td> </td><td> </td></tr> <tr><td> </td><td> </td><td> </td><td> </td></tr> </tbody> </table>	Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones	CH-002.D	Strongyloides sp.	Huevo	-									
Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones														
CH-002.D	Strongyloides sp.	Huevo	-														
Datos adicionales: <u>CH = CHUSIS</u> <u>D = DEBAGO (SUSTRATO)</u>																	
<i>Técnica de McMaster</i>																	
<table border="1" style="width: 100%; border-collapse: collapse;"> <thead> <tr> <th style="width: 33%;">Código</th> <th style="width: 33%;">Parásito</th> <th style="width: 34%;">Cantidad</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td>CH-002.D</td> <td>Strongyloides sp.</td> <td>100</td> </tr> <tr><td> </td><td> </td><td> </td></tr> <tr><td> </td><td> </td><td> </td></tr> </tbody> </table>	Código	Parásito	Cantidad	CH-002.D	Strongyloides sp.	100											
Código	Parásito	Cantidad															
CH-002.D	Strongyloides sp.	100															

FICHA DE RESULTADOS PARASITOLÓGICOS

Localización: C.P. CHUSIS **Identificación de la muestra:** CH-004
Fecha de recolección: 05/08/2023 **Hospedero:** Canis lupus familiaris

RESULTADOS

1. Técnica de Faust

Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones
CH-004.C	Strongyloides sp.	Huevo	-
CH-004.C	Strongyloides sp.	Larva	-
CH-004.D	Strongyloides sp.	Huevo	-

Datos adicionales: CH = CHUSIS
C = COSTADO (SUSTRATO); D = DEBAJO (SUSTRATO)

2. Técnica de Ritchie

Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones
CH-004.C	Strongyloides sp.	Huevo	-
CH-004.D	Strongyloides sp.	Huevo	-
CH-004.H	Strongyloides sp.	Huevo	-

Datos adicionales: CH = CHUSIS
C = COSTADO (SUSTRATO); D = DEBAJO (SUSTRATO); H = HECEs

Técnica de McMaster

Código	Parásito	Cantidad
CH-004.C	Strongyloides sp.	1550 (Huevo)
CH-004.C	Strongyloides sp.	150 (Larva)
CH-004.D	Strongyloides sp.	800
CH-004.H	Strongyloides sp.	50

FICHA DE RESULTADOS PARASITOLÓGICOS




Localización: C.P. CHUSIS **Identificación de la muestra:** CH-005
Fecha de recolección: 05/08/2023 **Hospedero:** Lycalopex sechurae

RESULTADOS

1. Técnica de Faust

Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones

Datos adicionales: -

2. Técnica de Ritchie

Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones
CH-005.H	Trichuris sp.	Huevo	-

Datos adicionales: CH = CHUSIS
H = HECEs

Técnica de McMaster

Código	Parásito	Cantidad
CH-005.H	Trichuris sp.	150

FICHA DE RESULTADOS PARASITOLÓGICOS




Locación: C.P. BECARÁ Identificación de la muestra: B-001
 Fecha de recolección: 09/06/2024 Hospedero: Canis lupus familiaris

RESULTADOS

1. Técnica de Faust

Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones
B-001.C	Strongyloides	Huevo	-
 			

Datos adicionales: B = BECARÁ
C = COSTARO (SISTARATO)

2. Técnica de Ritchie



Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones
 			

Datos adicionales: -

Técnica de McMaster

Código	Parásito	Cantidad
B-001.C	Strongyloides sp.	100
 		

FICHA DE RESULTADOS PARASITOLÓGICOS

Locación: C.P. BECARÁ Identificación de la muestra: B-006
 Fecha de recolección: 07/04/2024 Hospedero: Canis lupus familiaris

RESULTADOS

1. Técnica de Faust

Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones
 			

Datos adicionales: -

2. Técnica de Ritchie

Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones
B-006.C	Strongyloides sp.	Huevo	-
B-006.C	Strongyloides sp.	Larva	-
 			

Datos adicionales: B = BECARÁ
C = COSTARO (SISTARATO)

Técnica de McMaster

Código	Parásito	Cantidad
B-006.C	Strongyloides sp.	50 (Huevo)
B-006.C	Strongyloides sp.	50 (Larva)
 		

FICHA DE RESULTADOS PARASITOLÓGICOS




Locación: Manglares Identificación de la muestra: M-003
 Fecha de recolección: 05/06/2024 Hospedero: Lycalopen sechurae

RESULTADOS

1. Técnica de Faust

Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones
M-003.C	Strongyloides sp.	Larva	-
 	 	 	
 	 	 	

Datos adicionales: M = MANGLARES
C = COSTADO (SUSTRATO)

2. Técnica de Ritchie

Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones
M-003.C	Strongyloides sp.	Huevo	-
M-003.H	Strongyloides sp.	Larva	-
 	 	 	
 	 	 	

Datos adicionales: M = MANGLARES
C = COSTADO (SUSTRATO); H = HECES

Técnica de McMaster

Código	Parásito	Cantidad
M-003.C	Strongyloides sp.	150 (Larva)
M-003.C	Strongyloides sp.	50 (Huevo)
M-003.H	Strongyloides sp.	50
 	 	
 	 	

FICHA DE RESULTADOS PARASITOLÓGICOS




Locación: Manglares Identificación de la muestra: M-006
 Fecha de recolección: 05/06/2024 Hospedero: Leopardus garleppi

RESULTADOS

1. Técnica de Faust

Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones
 	 	 	
 	 	 	
 	 	 	

Datos adicionales: -

2. Técnica de Ritchie

Código	Parásito	Forma evolutiva	Observaciones
M-006.H	Tipo Uniacida	Huevo	-
 	 	 	
 	 	 	

Datos adicionales: M = MANGLARES
H = HECES

Técnica de McMaster

Código	Parásito	Cantidad
M-006.H	Tipo Uniacida	750
 	 	
 	 	

ANEXO D

CLASIFICACIÓN DE HECES

<p>Tipo 1: Heces muy frescas y/o frescas</p> <p>Heces totalmente oscuras, húmedas y blandas.</p> 	<p>Tipo 2: Heces semifrescas</p> <p>Heces que tienen partes oscuras y otras grisáceas. Quebradizas.</p> 
<p>Tipo 3: Heces viejas</p> <p>Toda la excreta ha perdido el color, tonalidades grisáceas y blancas, quebradizas al contacto.</p> 	<p>Tipo 4: Heces muy viejas</p> <p>Heces totalmente blancas y quebradizas, se hacen polvo al tratar de abrirlas.</p> 

ANEXO E**PREPARACIÓN DE REACTIVOS**1) Suero fisiológico:

Cloruro de sodio.....8,5 g

Agua destilada.....1 000 ml

2) Formol al 10%:

Formaldehído 40%.....100 ml

Agua destilada.....900 ml

3) Solución de sulfato de zinc:

Fosfato de zinc.....333,3 g

Agua destilada.....1 000 ml

4) Solución sobresaturada de NaCl:

NaCl.....400 g

Agua destilada.....1 000 ml

5) Solución acuosa de fosfato trisódico al 0.5%:

Fosfato trisódico.....0,5 g

Agua destilada.....100 ml

ANEXO F

PERMISO OTORGADO POR SERFOR PARA TRABAJAR EN LOS MANGLARES



Ministerio
de Desarrollo Agrario
y Riego

SERFOR

Firmado digitalmente por ISABEL
DURAND BESNARD Jessica María
D.L. 20102833327 web
Correo: Durand@serfor.gob.pe
Módulo: Sny al haber del documento
Fecha: 07.12.2021 10:09:02 -05:00

"Decenio de la Igualdad de Oportunidades para Mujeres y Hombres"
"Año del Bicentenario del Perú: 200 años de Independencia"

Magdalena Del Mar, 07 de Diciembre del 2021

CARTA N° D000418-2021-MIDAGRI-SERFOR-DGGSPFFS-DGSPFS

Señor(a)
ALVARO GONZALO GARCÍA OLAECHEA
Investigador
Av. San Martín 278
Urb. Clarke, Distrito de Piura
PIURA -
a.garcia.olaechea@gmail.com

Asunto : Remito Resolución Directoral e Informe Técnico.

Referencia : Carta S/N (09/03/2021)

Es grato dirigirme a usted, con relación al documento de la referencia, mediante el cual solicitó la autorización para realizar una investigación científica en Fauna Silvestre, fuera de Áreas Naturales Protegidas, como parte del proyecto: "Diversidad de roedores, dieta y ámbito de hogar de carnívoros en el Manglar de San Pedro y Laguna Napique", a ser efectuado por el periodo de (03) años.

Al respecto y de acuerdo a lo solicitado, remito para su conocimiento y fines, el Informe Técnico N° D000848-2021-MIDAGRI-SERFOR-DGGSPFFS-DGSPFS y la Resolución Directoral N° D000026-2021-MIDAGRI-SERFOR-DGGSPFFS-DGSPFS (06/12/2021), mediante la cual se resuelve otorgar a su favor, la autorización con fines de investigación científica titulado: "Diversidad de roedores, dieta y ámbito de hogar de carnívoros en el Manglar de San Pedro y Laguna Napique", con Código de Autorización N° **AUT-IFS-2021-074**, en virtud de las consideraciones expuestas en la presente Resolución Directoral.

Sin otro particular, expreso mis cordiales saludos.

Atentamente,

Documento Firmado Digitalmente

MV. Jessica Gálvez-Durand Besnard
Directora
Dirección de Gestión Sostenible del Patrimonio de Fauna Silvestre
Autoridad Administrativa CITES-Perú
Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre - SERFOR

DGSPFS/VS

Expediente N° 2021-00



BICENTENARIO
200-2021

Av. Javier Prado Oeste N° 2442
Urb. Oromía, Magdalena del Mar - Lima 17
T. (511) 225-9005
www.serfor.gob.pe

Esta es una copia auténtica imprimible de un documento electrónico archivado en el Servicio Forestal y de Fauna Silvestre, aplicando lo dispuesto por el Art. 25 de D.S. 070-2013-PCM y la Tercera Disposición Complementaria Final del D.S. 026-2016-PCM. Su autenticidad e integridad pueden ser contrastadas e inspeccionadas en la siguiente dirección web: <https://sgd.serfor.gob.pe/validadorDocumento/> Clave: KZD82W0

ANEXO G

PRINCIPALES GÉNEROS DE PARÁSITOS IDENTIFICADOS EN PERROS

País	Autor	Género									
		<i>Ancylostoma</i>	<i>Cystoisospora</i>	<i>Dypilidium</i>	<i>Giardia</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>Taenia</i>	<i>Toxocara</i>	<i>Toxascaris</i>	<i>Trichuris</i>	<i>Uncinaria</i>
Estonia	Tull <i>et al.</i> (2022)						X	X		X	X
Suecia	Grandi <i>et al.</i> (2021)		X		X			X		X	X
Bélgica y Países Bajos	Lempereur <i>et al.</i> (2020)	X		X			X	X	X	X	
Polonia	Szwabe & Blaszkowska (2017)	X	X					X	X	X	
Francia	Bourgoin <i>et al.</i> (2022)	X		X				X		X	X
Italia	Scaramozzino <i>et al.</i> (2019)	X	X	X	X		X	X	X	X	
	Tamponi <i>et al.</i> (2020)	X	X		X	X		X		X	
Eslovaquia	Šmigová <i>et al.</i> (2021)	X	X		X	X		X	X	X	
	Štrkolcová <i>et al.</i> (2022)										X
Grecia	Diakou <i>et al.</i> (2019)	X	X					X		X	
Australia	Smout <i>et al.</i> (2018)	X		X				X		X	
	Harriott <i>et al.</i> (2019)	X					X	X			X
	Beknazarova <i>et al.</i> (2020)	X				X					
China	Li <i>et al.</i> (2019)				X						
Mongolia	Barnes <i>et al.</i> (2021)				X						
Tailandia	Phoosangwalthong <i>et al.</i> (2022)							X			
	Pumipuntu (2018)	X				X				X	
Malasia	Mohd-Shaharuddin <i>et al.</i> (2018)									X	
India	Suganya <i>et al.</i> (2019)	X						X			
Filipinas	Urgel <i>et al.</i> (2019)	X	X				X	X		X	
Indonesia	Nasution <i>et al.</i> (2018)	X				X				X	
Sri Lanka	Bandaranayaka <i>et al.</i> (2019)	X			X	X	X	X	X	X	
Irán	Beiromvand <i>et al.</i> (2018)						X	X	X		
	Hajipour (2019)							X	X		
Irak	Hassan & Barzinji (2018)	X		X		X	X	X			
Bangladesh	Barua <i>et al.</i> (2020)	X					X	X	X	X	
Argelia	Laatamna <i>et al.</i> (2021)	X						X	X		
	Ziam <i>et al.</i> (2022)	X	X				X	X	X	X	X
Tanzania	Kidima (2019)	X				X		X			
Ghana	Amissah-Reynolds (2020)	X		X				X			
Túnez	Lahmar <i>et al.</i> (2017)			X			X	X		X	X
Palestina	Othman & Abuseir (2021)	X		X	X	X	X	X		X	
Nigeria	Ezema <i>et al.</i> (2019)	X		X			X	X			
	Abulude (2020)	X		X		X		X			

	Kamani <i>et al.</i> (2021)	X		X		X		X			
Etiopía	Mulugeta <i>et al.</i> (2019)	X				X	X	X	X	X	
Kenia	Mulinge <i>et al.</i> (2019)	X									
Canadá	Morandi <i>et al.</i> (2020)		X		X			X			
Estados Unidos	Adolph <i>et al.</i> (2017)	X		X			X	X		X	
	Sobotyk <i>et al.</i> (2021)	X	X		X			X		X	
	Duncan <i>et al.</i> (2020)	X	X		X		X	X		X	
México	Lara-Reyes <i>et al.</i> (2021)	X	X	X	X		X	X		X	
	Aguillón-Gutiérrez <i>et al.</i> (2021)	X	X				X	X		X	
	Contreras-Flores <i>et al.</i> (2021)					X		X			X
Cuba	Peña <i>et al.</i> (2016)	X		X				X		X	
Guatemala	Baiza (2020)	X						X			
Brasil	Berenguer <i>et al.</i> (2021)	X	X	X		X		X		X	
Ecuador	Pachacama (2017)	X						X			
	Plúas & Sáncexcreta (2021)						X	X			X
	Basantes (2021)			X						X	
Colombia	Sarmiento-Rubiano <i>et al.</i> (2018)	X		X	X	X		X			X
	López-Arias <i>et al.</i> (2019)				X						
Chile	Quilodrán-González <i>et al.</i> (2018)	X					X	X		X	
	Alegría-Morán <i>et al.</i> (2021)	X			X			X	X		
Bolivia	Flores <i>et al.</i> (2021)	X						X	X	X	
Argentina	Natalini <i>et al.</i> (2020)	X		X	X	X	X	X		X	X
Perú	Medina (2021)		X	X	X		X	X			
	Enríquez <i>et al.</i> (2019)	X		X	X			X	X	X	
	Noé Mocetti <i>et al.</i> (2011)			X	X			X			
	García-Alcalde (2025)					X					

Fuente: Elaboración propia.

ANEXO H

PRINCIPALES GÉNEROS DE PARÁSITOS IDENTIFICADOS EN GATOS

País	Autor	Género								
		<i>Ancylostoma</i>	<i>Cystoisospora</i>	<i>Cryptosporidium</i>	<i>Diphyllobothrium</i>	<i>Dypilidium</i>	<i>Giardia</i>	<i>Taenia</i>	<i>Toxocara</i>	<i>Toxascaris</i>
Estonia	Tull <i>et al.</i> (2021)	X	X	X			X	X	X	
Polonia	Szwabe & Blaszkowska (2017)	X	X			X	X	X	X	
	Wierzbowska <i>et al.</i> (2020)	X				X		X	X	X
Francia	Bourgoin <i>et al.</i> (2022)					X		X	X	X
Suiza	Zottler <i>et al.</i> (2019)	X			X	X	X	X	X	
Italia	Sauda <i>et al.</i> (2019)	X	X	X			X		X	
Eslovaquia	Šmigová <i>et al.</i> (2021)		X				X		X	
España	Blasco <i>et al.</i> (2017)		X				X		X	
	Montoya <i>et al.</i> (2018)		X	X		X	X	X	X	X
Grecia	Symeonidou <i>et al.</i> (2018)	X	X			X	X		X	X
Chipre	Diakou <i>et al.</i> (2017)		X			X	X	X	X	
China	Li <i>et al.</i> (2019)			X			X			
Tailandia	Phoosangwalthong <i>et al.</i> (2022)								X	
Irán	Hajipour (2019)								X	X
	Yakhchali <i>et al.</i> (2017)	X				X		X	X	X
Irak	Hassan & Barzinji (2018)	X		X	X			X	X	
Bangladesh	Barua <i>et al.</i> (2020)				X	X			X	
Corea del Sur	Lee <i>et al.</i> (2019)		X					X	X	X
	Kwak & Seo (2020)						X			
Egipto	El-Seify <i>et al.</i> (2017)	X				X		X	X	X
Canadá	Morandi <i>et al.</i> (2020)		X				X		X	
Estados Unidos	Loftin <i>et al.</i> (2019)	X	X			X		X	X	
Cuba	Lemus-García <i>et al.</i> (2020)	X				X			X	
	Ramos <i>et al.</i> (2020)	X	X			X			X	
Brasil	Berenguer <i>et al.</i> (2021)	X				X			X	
	Sarmiento-Rubiano <i>et al.</i> (2018)	X				X	X		X	X
Colombia	López-Arias <i>et al.</i> (2019)						X			
	Noé Mocetti <i>et al.</i> (2011)	X							X	
Perú	Dueñas (2018)						X		X	

Fuente: Elaboración propia.