Universidad Nacional Mayor de San Marcos
Universidad del Perú. Decana de América
Facultad de Medicina Veterinaria
Escuela Profesional de Medicina Veterinaria

Situación de toxocariosis desde la perspectiva de Medicina Veterinaria y Salud Pública: epidemiología, tratamiento y control

TESINA

Para optar el Título Profesional de Médico Veterinaria

AUTOR

Nora Vanessa CONDORI ATAUCURI

ASESOR

Mg. Rosa Ysabel PINEDO VICENTE

Lima, Perú

2024



Reconocimiento - No Comercial - Compartir Igual - Sin restricciones adicionales

https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/

Usted puede distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir del documento original de modo no comercial, siempre y cuando se dé crédito al autor del documento y se licencien las nuevas creaciones bajo las mismas condiciones. No se permite aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros a hacer cualquier cosa que permita esta licencia.

Referencia bibliográfica

Condori N. Situación de toxocariosis desde la perspectiva de Medicina Veterinaria y Salud Pública: epidemiología, tratamiento y control [Tesina de pregrado]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Medicina Veterinaria, Escuela Profesional de Medicina Veterinaria; 2024.

Metadatos complementarios

Datos de autor	
Nombres y apellidos	NORA VANESSA CONDORI ATAUCURI
Tipo de documento de identidad	DNI
Número de documento de identidad	40203767
URL de ORCID	No aplica
Datos de asesor	
Nombres y apellidos	ROSA YSABEL PINEDO VICENTE
Tipo de documento de identidad	DNI
Número de documento de identidad	40404904
URL de ORCID	https://orcid.org/0000-0001-5093-132X
Datos del jurado	
Presidente del jurado	
Nombres y apellidos	AMANDA CRISTINA CHÁVEZ VELÁSQUEZ
Tipo de documento	DNI
Número de documento de identidad	078016892
Miembro del jurado 1	
Nombres y apellidos	ANA MILUSKA VARGAS CALLA
Tipo de documento	DNI
Número de documento de identidad	45705704
Miembro del jurado 2	
Nombres y apellidos	MIRYAM QUEVEDO URDAY
Tipo de documento	DNI
Número de documento de identidad	40064320

Datos de investigación	
Línea de investigación	A.1.3.1. SALUD PÚBLICA
Grupo de investigación	GRUPO DE INVESTIGACIÓN EN PARASITOLOGÍA VETERINARIA Y ZOONOSIS “GIPAVETZ”
Agencia de financiamiento	Sin financiamiento
Ubicación geográfica de la investigación	Universidad Nacional Mayor de San Marcos y sus coordenadas geográficas. País: Perú Departamento: Lima Provincia: Lima Distrito: Lima Latitud: -12.058333333333 Longitud: -77.083333333333 Se requieren coordenadas, no colocar enlaces. Puedes obtener las **coordenadas GD** de sitios como https://www.google.com.pe/maps/ https://www.coordenadas-gps.com/ https://www.mapsdirections.info/
Año o rango de años en que se realizó la investigación	DIC 2023 - MAY 2024 2023 - 2024
URL de disciplinas OCDE	Ciencia veterinaria https://purl.org/pe-repo/ocde/ford#4.03.01

Universidad Nacional Mayor de San Marcos
Universidad del Perú, Decana de América
Facultad de Medicina Veterinaria
Escuela Profesional de Medicina Veterinaria

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIO

PROGRAMA DE TUTORÍA EN INVESTIGACIÓN PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIO POR LA MODALIDAD DE EXAMEN DE APTITUD PROFESIONAL

En el auditorio principal de la Facultad de Medicina Veterinaria, el día jueves 13 de junio de 2024, a las 12**:00** horas, se constituyó el Jurado Examinador designado mediante Resolución Directoral **Nº008-PROGR-TUTORIA /FMV-2024**, integrado por los siguientes profesores:

MV. Dra. CHÁVEZ VELÁSQUEZ AMANDA CRISTINA	**Presidente del Jurado**
MV. Mg. PINEDO VICENTE ROSA YSABEL	**Tutora**
MV. Mg. VARGAS CALLA ANA MILUSKA	**Miembro del Jurado**
MV. Mg. QUEVEDO URDAY MIRYAM	**Miembro del Jurado**

Luego de la instalación del Jurado a cargo del Presidente y bajo la dirección del mismo, el Bachiller Doña: **NORA VANESSA CONDORI ATAUCURI**, para optar el Título Profesional de Médico Veterinaria, procedió a la sustentación pública de la Tesina:

"SITUACIÓN DE TOXOCARIOSIS DESDE LA PERSPECTIVA DE MEDICINA VETERINARIA Y SALUD PÚBLICA: EPIDEMIOLOGÍA, TRATAMIENTO Y CONTROL"

Luego de absolver las preguntas del Jurado y del público asistente, el Jurado deliberó con la abstención reglamentaria del Tutor y acordó su **APROBACIÓN** por **UNANIMIDAD**, otorgándole la nota de **dieciséis (16)**.

Habiéndose aprobado la sustentación pública de la Tesina, el Presidente en representación del Jurado recomienda que la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria proponga la aprobación del **TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIA** a la Facultad de Medicina Veterinaria y que esta proponga al Rectorado el otorgamiento respectivo.

Siendo las **13:20 horas**, concluyó el acto académico de sustentación pública de la Tesina en fe de lo cual suscriben la presente acta por cuadruplicado los integrantes del Jurado:

UNMSM Firmado digitalmente por CHAVEZ VELASQUEZ Amanda Cristina FAU 20148092282 soft
Motivo: Soy el autor del documento
Fecha: 20.06.2024 15:06:02 -05:00

……
Chávez Velásquez Amanda Cristina: MV. Dra. Prof. Principal, DE

……
Pinedo Vicente Rosa Ysabel: MV. Mg. Prof. Auxiliar, DE

……
Vargas Calla Ana Miluska : MV. Mg. Prof. Auxiliar, TC

UNMSM Firmado digitalmente por QUEVEDO URDAY Miryam Jeanette FAU 20148092282 soft
Motivo: Soy el autor del documento
Fecha: 20.06.2024 12:20:43 -05:00

……
Quevedo Urday Miryam MV. Mg. Prof. Asociado DE

Universidad Nacional Mayor de San Marcos
Universidad del Perú. Decana de América
Vicerrectorado de Investigación y Posgrado

VICERRECTORADO DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

CERTIFICADO DE SIMILITUD

Yo, Rosa Ysabel Pinedo Vicente en mi condición de asesor acreditado con la Resolución Directoral N°017-PROGR-TUTORIA/FMV-2024 del Programa de Tutoría en Investigación por la modalidad de Examen de Aptitud Profesional, cuyo título es "Situación de la Toxocariosis desde la perspectiva de Medicina Veterinaria y Salud Pública: epidemiología, tratamiento y control", presentado por el bachiller Nora Vanessa Condori Ataucuri, DNI 40203767 para optar el título de Médico Veterinario CERTIFICO que se ha cumplido con lo establecido en la Directiva de Originalidad y de Similitud de Trabajos Académicos, de Investigación y Producción Intelectual. Según la revisión, análisis y evaluación mediante el software de similitud textual, el documento evaluado cuenta con el porcentaje de 7 % de similitud, nivel **PERMITIDO** para continuar con los trámites correspondientes y para su **publicación en el repositorio institucional.**

Se emite el presente certificado en cumplimiento de lo establecido en las normas vigentes, como uno de los requisitos para la obtención del grado/ título/ especialidad correspondiente.

Firma del Asesor _____

DNI: 40404904

Nombres y apellidos del asesor: Rosa Ysabel Pinedo Vicente



DEDICATORIA

A mis padres, quienes siempre son ejemplo de perseverancia a pesar de las dificultades.

A mis hijos, quienes con sus personalidades peculiares me han permitido crecer y desarrollarme como persona.

A mis hermanos, por su apoyo incondicional, sé que siempre puedo contar con ellos.

A mi hermana Carmen, por su ánimo constante, que siempre me ha incentivado a superarme.

AGRADECIMIENTOS

Primeramente, agradezco a Dios por siempre estar presente cada día, siendo guía y aliento.

A mi familia por su apoyo incondicional en el transcurso de mi desarrollo profesional.

A los docentes de mi querida facultad, donde adquirí vastos conocimientos durante mi formación académica y me dio la oportunidad de abrir horizontes más allá de mis propias limitaciones.

A los jurados examinadores, por su orientación, tiempo y paciencia. Además, agradezco a la M.V. Mg. Rosa Pinedo por darme la oportunidad de realizar la tesis, por su tiempo, paciencia, respaldo, amistad y apoyo constante para la culminar mi tesis.

Finalmente, agradezco a todas las personas que me apoyaron de una manera u otra para concretar este trabajo.

ÍNDICE

Pág.

DEDICATORIA …….....…… i

AGRADECIMIENTOS ii

ÍNDICE ……...…….. iii

RESUMEN…….…… vi

ABSTRACT…….……..…… vii

LISTA DE TABLAS……. viii

LISTA DE FIGURAS……..... ix

LISTA DE ANEXOS …… x

I. INTRODUCCIÓN ……..…….…….……... 1

II. OBJETIVOS ……..…….….. 3

2.1 Objetivo general …….……. 3

2.2 Objetivos específicos ……... 3

III. METODOLOGÍA …….…. 4

3.1 Bases de datos y estrategia de búsqueda. ……. 4

IV. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA …….. 6

4.1 Historia del *Toxocara* spp. y sus especies en la actualidad ……. 6

4.1.1 Antecedentes históricos en hospederos definitivos …….. 6

4.1.2 Antecedentes históricos en el hombre y síndromes asociados …. 8

4.2 Morfología del *Toxocara* spp. ……. 9

4.2.1 Huevos……. 9

4.2.2 Larvas …….. 10

4.2.3 Adultos …… 10

4.3 Biología del *Toxocara* spp. …….…… 12

4.3.1 Ciclo de vida en animales…….…… 12

4.3.2 Ciclo de vida en humanos …….…….. 14

4.4 Epidemiología del *Toxocara* spp. ……. 14

4.4.1 Transmisión de *Toxocara* spp. en el hospedero definitivo y humano …… 14

4.4.2 Epidemiología del *Toxocara* spp. en el hospedero definitivo …. 16

4.4.2.1 Prevalencia de *Toxocara* spp. en hospederos definitivos en América Latina …….....…..… 16

4.4.2.2 Prevalencia de Toxocara spp. en hospederos definitivos en el Perú 18

4.4.2.3 Factores de riesgo de la toxocariosis para hospederos definitivos ……... 21

4.4.3 Epidemiología del *Toxocara* spp. en el humano …….. 22

4.4.3.1 Seroprevalencia global mundial, en Latinoamérica en el humano …… 22

4.4.3.2 Seroprevalencia de *Toxocara* spp. en humanos en el Perú ……. 25

4.4.3.3 Factores de riesgo de la toxocariosis en humanos …. 26

4.4.4 Epidemiología en el medio ambiente …….. 28

4.4.4.1 Contaminación ambiental de *Toxocara* spp. en lugares públicos en América Latina……. 28

4.4.4.2 Contaminación ambiental de *Toxocara* spp. en lugares públicos en el Perú …….. 30

4.4.4.3 Factores de riesgo de la contaminación ambiental por *Toxocara* spp …….…… 33

4.4.5 El pelaje de mascotas como factor de riesgo para la Toxocariasis humana …… 33

4.5 Diagnóstico del *Toxocara* spp. ……. 35

4.5.1 Diagnóstico coproparasitológico del *Toxocara* spp…….. 35

4.5.2 Diagnóstico serológico de *Toxocara* spp. en el ser humano …..... 35

4.6 Tratamiento del *Toxocara* spp. ……... 38

4.6.1 Tratamiento de la toxocariosis en el hospedero definitivo ……... 38

4.6.2 Opciones de tratamiento actual para personas infectadas con *Toxocara* spp. ……... 40

4.7 Estrategias de control dirigidas a la población de perros y gatos… 41

4.7.1 Prevención de la contaminación ambiental……. 41

4.7.2 Tratamiento antihelmíntico de cachorros y gatitos……..…. 42
4.7.3 Tratamiento antihelmíntico de perros y gatos adultos…….. 42
4.7.4 Tratamiento antihelmíntico de perras y gatas preñadas…… 43
4.7.5 Directrices uniformes para el control y tratamiento de parásitos. 43
4.8 Retos para el control de la toxocariosis ……. 45
V. DISCUSIÓN ……..……..……..……... 47
VI. CONCLUSIONES ……. 54
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS …….. 55
VIII. ANEXOS …… 87

RESÚMEN

El objetivo fue proporcionar una actualización de la situación de la toxocariosis desde la perspectiva de Medicina Veterinaria y Salud Pública a nivel nacional, enfatizando aspectos relacionados a su epidemiología, diagnóstico y medidas adoptadas para el tratamiento, prevención y control. La búsqueda se realizó en PubMed, Scopus, Embase, Scielo y ALICIA; considerándose revisiones sistemáticas; artículos científicos y casos clínicos sin restricciones geográficas ni idiomáticas. Regiones que evidenciaron alta prevalencia en toxocariosis animal: Ica y Ayacucho (73.77 y 85%, respectivamente), toxocariosis humana: Lima (96.3%) y 100% de contaminación ambiental con huevos de *Toxocara* spp. en Junín, Lambayeque, Arequipa y Puno. Mundialmente se identifican principales factores de riesgo de toxocariosis animal: edad (< 1 año), sexo (hembra), salir a la calle y habitar en áreas rurales; y en la toxocariosis humana: edad (2 a 9 años), exposición (ocupación con alto riesgo), higiene (contacto con suelo, geofagia, contacto con perros o gatos e incorrecto lavado de manos), alimentación (con carne cruda, hígado insuficientemente cocido) y habitar en áreas rurales. Los factores asociados a contaminación ambiental por *Toxocara* spp. fueron: estado de conservación de parques (bien y medianamente), y constitución granulométrica del suelo (arcillo-lodoso). Técnicas de diagnóstico recomendadas en toxocariosis animal: coproparasitológicas (flotación); toxocariosis humana: serológicas (ELISA y Western Blot) y en contaminación ambiental con huevos de *Toxocara* spp.: concentración (flotación y sedimentación). Los benzimidazoles son empleados frecuentemente en el tratamiento de toxocariosis animal y requiere un manejo antihelmíntico estratégico en jóvenes (temprano y periódico). El control de la toxocariosis en el Perú exige un enfoque de una sola salud que integre salud animal, salud humana y salud ambiental.

Palabras claves: toxocariosis animal, toxocariosis humana, salud pública, contaminación ambiental, Perú.

ABSTRACT

The objective was to provide an update on the situation of toxocariasis from the perspective of Veterinary Medicine and Public Health at national level, emphasizing aspects related to its epidemiology, diagnosis and measures adopted for treatment, prevention and control. The search was carried out in PubMed, Scopus, Embase, Scielo and ALICIA; considering systematic reviews, scientific articles and clinical cases without geographical or language restrictions. Regions that showed high prevalence of animal toxocariasis: Ica and Ayacucho (73.77 and 85%, respectively), human toxocariasis: Lima (96.3%) and 100% environmental contamination with *Toxocara* spp. eggs in Junín, Lambayeque, Arequipa and Puno. Worldwide, the main risk factors for animal toxocariasis are age (< 1 year), sex (female), going outdoors and living in rural areas; and for human toxocariasis: age (2 to 9 years), exposure (high-risk occupation), hygiene (contact with soil, geophagia, contact with dogs or cats and improper hand washing), diet (raw meat, undercooked liver) and living in rural areas. The factors associated with environmental contamination by *Toxocara* spp. were: state of conservation of parks (well and moderately), and granulometric constitution of the soil (clay-muddy). Diagnostic techniques recommended in animal toxocariasis: coproparasitological (flotation); human toxocariosis: serological (ELISA and Western Blot) and in environmental contamination with *Toxocara* spp. eggs: concentration (flotation and sedimentation). Benzimidazoles are frequently used in the treatment of animal toxocariasis and require strategic anthelmintic management in young animals (early and periodically). Toxocariasis control in Peru requires a one-health approach that integrates animal health, human health and environmental health.

Key words: animal toxocariasis, human toxocariasis, public health, environmental contamination, Peru.

LISTA DE TABLAS

		Pag
Tabla Nº 1	Resumen metodológico de revisión: "Situación de la Toxocariosis desde perspectiva de Medicina Veterinaria y Salud Pública: Epidemiología, Tratamiento y control" ……..	5
Tabla Nº 2	*Toxocara* spp. y sus especies reconocidas, papel como zoonosis y rango de hospederos definitivos descritos ……	7
Tabla Nº 3	*Toxocara* spp. y su descripción en el hombre …..…….…….	9
Tabla Nº 4	Resumen de principales formas de transmisión en hospedero definitivo y el humano como hospedero accidental ……..	15
Tabla Nº 5	Reporte de prevalencia de *Toxocara* spp. en hospederos definitivos a nivel de America Latina (excluyendo Perú) …….……	17
Tabla Nº 6	Reporte de Prevalencia de *Toxocara* spp. en hospederos definitivos a nivel de Perú ……..……..……..	19
Tabla Nº 7	Resumen de los principales factores de riesgo asociados a la seropositividad a la toxocariasis en la población canina y felina ……...	22
Tabla Nº 8	Reporte de Seroprevalencia de *Toxocara* spp. en humanos a nivel de Latinoamérica durante (excluyendo Perú) …….....	24
Tabla Nº 9	Reporte de Seroprevalencia de *Toxocara* spp. en humanos a nivel del Perú	26
Tabla Nº 10	Resumen de los principales factores de riesgo asociados a la seropositividad a la toxocariasis en la población humana ……...…..…..	27
Tabla Nº 11	Reporte de prevalencia de *Toxocara* spp. en lugares públicos a nivel de América Latina (excluyendo Perú) …….……..	29
Tabla Nº 12	Reporte de prevalencia de *Toxocara* spp. en lugares públicos a nivel de Perú. ……...	31
Tabla Nº 13	Resumen de prevalencia y factores de riesgo de estudios realizados para recuperar huevos de *Toxocara* spp. en el pelo de perros y gatos. ……..	34
Tabla Nº 14	Técnicas coproparasitológicas para la detección de huevos de *Toxocara* spp	35
Tabla Nº 15	Técnicas serológicas para la detección de anticuerpos anti-*Toxocara* en humanos ……	37
Tabla Nº 16	Principales fármacos antiparasitarios disponibles en el mercado para toxocariosis en perros y gatos …….…..……	39
Tabla Nº 17	Principales fármacos utilizados en el tratamiento de toxocariosis humana..	40

LISTA DE FIGURAS

		Pag.
Figura Nº 1	Huevo de *Toxocara canis*……..…	10
Figura Nº 2	Huevo de *Toxocara cati* ……..……....	10
Figura Nº 3	Aspecto morfológico de forma adulta de *Toxocara cati* …….	11
Figura Nº 4	Complejo ciclo de vida de *Toxocara* spp.……..……..	13
Figura Nº 5	Seroprevalencia (%) de *Toxocara* spp. en humanos a nivel mundial ……	23

LISTA DE ANEXOS

		Pag.
Anexo Nº 1	Distribución de *Toxocara* spp. en el ambiente según reportes por departamentos del Perú. …….……..	88
Anexo Nº 2	Distribución de *Toxocara* spp. en humanos según reportes por departamentos del Perú……..	88
Anexo Nº 3	Distribución de *Toxocara* spp. en el ambiente según reportes por departamentos del Perú……...	89

I. INTRODUCCIÓN

Perros y gatos actúan como promotores de confianza y apoyo emocional para niños (McNicholas y Collis, 2001) y muchos son considerados integrantes del núcleo familiar (Jackman y Rowan, 2007). Recientes estimaciones de la "Organización Mundial de Sanidad Animal" (2022) indican que la población canina mundial supera 700 millones y 75% deambulan libremente sin supervisión humana. Los gatos ocupan el segundo lugar con 370 millones (Shahbandeh, 2024). En nuestro país no se precisa la población total estimándose una mascota por cada 5 personas (Rendón *et al.,* 2018; Arellano *et al.,* 2019), mayor al promedio (1:7.7) en América Latina (Euromonitor international, 2019). Está cercana convivencia puede aumentar el riesgo de infecciones parasitarias zoonóticas transmisibles al hombre como toxocariosis (Robertson *et al.,* 2000).

Globalmente las especies ampliamente distribuidas constituyen *Toxocara canis* y *Toxocara cati*, que tienen canidos y felinos como hospederos definitivos con una localización intestinal. Sin embargo, las larvas migratorias se pueden encontrar en numerosos órganos (pulmones, ojos, corazón e hígado, entre otros) especialmente en animales adultos. Los huevos larvados de estos parásitos son la principal forma de adquisición de la infección para sus hospederos definitivos, así como hospederos de transporte y en el caso del hombre el parásito se comporta de manera similar a hospederos paraténicos y constituye un hospedador accidental.

Se ha demostrado a través de estudios de seroprevalencia mundial en humanos esta parasitosis es especialmente prevalente entre niños de poblaciones socioeconómicamente desfavorecidas tanto en trópicos y subtrópicos como en naciones industrializadas estimándose en promedio 19%, siendo más alta en África (35%) y la más baja (8.2%) en el Mediterráneo oriental (Rostami *et al.,* 2019a). La toxocariosis según el "Centro para el Control y Prevención de Enfermedades" (CDC) es una de las "cinco infecciones parasitarias desatendidas" y una prioridad en temas de salud pública (Holland, 2017; Chen *et al.,* 2018; García *et al.,* 2023),

causante de morbilidades significativa asociada a diversos síndromes de “Larva migrans visceral” (LMV), “Larva migrans ocular” (LMO), “Larva migrans neuronal o neurotoxocariosis” (LMN), “toxocariosis encubierta” (TC) y últimamente se describe una patología cardiaca; además de causar deterioro en la salud de mascotas (Alvarado-Borja *et al.,* 2023; Henke *et al.,* 2023).

La epidemiología de la toxocariosis humana es compleja (Overgaauw y Nederland, 1997). La opinión generalizada de transmisión ocurre principalmente por el contacto con suelos contaminados (Alvares *et al.,* 2011). Diversos estudios han demostrado una considerable tasa de contaminación del suelo y césped en áreas verdes recreativas, públicas y urbanas (Traversa *et al.,* 2014; Fakhri *et al.,* 2018), donde América Latina presenta 50% (Bonilla *et al.,* 2023). Asimismo, diversas regiones de nuestro país presentan variaciones bajas (0.76%) como altas (69.2%) (Iannacone *et al.,* 2012; Cáceres *et al.,* 2017; Malca *et al.,* 2019; Palomino y Jara, 2023)

A pesar de la creciente conciencia sobre la importancia de la toxocariosis para la salud pública, persisten lagunas en ciertos aspectos clave de la biología y epidemiología del parásito que permitan establecer medidas adecuadas para su prevención y control. La presente revisión bibliográfica, enfoca la situación de la toxocariosis desde la perspectiva de Medicina Veterinaria y Salud Pública a nivel mundial y en el contexto latinoamericano y finalmente a nivel nacional, enfatizando aspectos epidemiológicos, además de exponer una actualización sobre medidas para su prevención, tratamiento y control.

II. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

- Brindar una actualización de la situación de la toxocariosis desde la perspectiva de Medicina Veterinaria y Salud Pública a nivel nacional, enfatizando aspectos relacionado a epidemiología, diagnóstico y medidas adoptadas para el tratamiento, prevención, y control.

2.2 Objetivos específicos

- Identificar regiones prevalentes de la toxocariosis en su hospedero animal, humanos y ambientes públicos de nuestro país.
- Identificar principales factores de riesgo de la toxocariosis animal; humanos y ambientes públicos.
- Identificar las principales técnicas diagnósticas empleadas en el diagnóstico de la toxocariosis para su hospedero definitivo, humanos y ambientes públicos.
- Identificar tratamientos disponibles para la toxocariosis animal
- Identificar las estrategias de prevención y control de la toxocariosis.

III. METODOLOGÍA

3.1 Bases de datos y estrategia de búsqueda.

Se realizó una búsqueda en bases de datos: PubMed, Scopus, Embase, Scielo y ALICIA. La estrategia se basó en artículos científicos que evaluaran aspectos relacionados a Epidemiología, tratamiento y control de *Toxocara* spp. que abarcó de enero a mayo del 2024. En las búsquedas bibliográficas se utilizó una combinación de los siguientes términos de búsqueda "*Toxocara* infección", "*Toxocara* spp.", "*Toxocara canis*", "*Toxocara cati*", "toxocariosis", "seroprevalencia", "seroepidemiología", "prevalencia", "prevención", "control", "hospedero paraténico", "factor de riesgo", "tratamiento", "salud pública" y "Una sola salud". Asimismo, no se estableció el límite de idioma de los artículos.

Además de revisiones de artículos científicos en el contexto mundial y Latinoamericano se consideraron revisiones de tesis a nivel nacional y se dio prioridad a los que originaron un artículo primario derivado de trabajos de tesis pues ha pasado por revisores de pares y por consiguiente constituye un trabajo de mayor exigencia y calidad científica. Los criterios de inclusión incluyeron estudios que evaluaron investigaciones sin restricciones geográficas ni idiomáticas.

Como criterio de exclusión fueron considerados investigaciones de resúmenes de congresos, tesis con información imprecisa. Las características de las etapas en la metodología de la presente revisión se detallan en la tabla 1 resumen.

Tabla 1. Resumen metodológico de revisión: "Situación de la Toxocariosis desde perspectiva de Medicina Veterinaria y Salud Pública: Epidemiología, Tratamiento y control"

Etapa	Descripción detallada - Referencia
Búsqueda de Base de datos	PubMed, Scopus, Embase, Scielo y ALICIA desde enero 2013 hasta mayo de 2024.
Términos de Búsqueda	"*Toxocara* infección", "*Toxocara* spp.", "*Toxocara canis*", "*Toxocara cati*", "toxocariosis", "seroprevalencia", "seroepidemiología", "prevalencia", "prevención", "control", "hospedero paraténico", "factor de riesgo", "tratamiento", "salud pública" y "Una sola salud".
Fuentes de información y estrategia de búsqueda	Los términos de búsqueda preferidos para metaanálisis y revisiones sistemáticas son informes primarios y de casos.
Selección de estudios	Primero se seleccionó por título y resumen. Se examinó los textos completos de los artículos más relevantes y se determinó según los criterios de inclusión y exclusión.
Criterios de inclusión	Estudios sin restricciones geográficas ni idiomáticas, con énfasis en contexto Latinoamericano y a nivel nacional.
Criterios de exclusión	Se excluyeron del estudio los artículos de opinión, además resúmenes de congresos y estudios que reportan información imprecisa.

Fuente: Elaboración propia

IV. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

4.1 Historia del *Toxocara* spp. y sus especies en la actualidad

4.1.1 Antecedentes históricos en hospederos definitivos

Toxocara spp. fue descrito originalmente por Werner (1782), quien recuperó el nematodo de un perro doméstico y lo llamó *Lumbricus canis* nematodo que ahora se conoce como *Toxocara canis*. Se describieron inicialmente 11 especies en el género *Toxocara* spp. como afirmó Warren en 1970a. Sin embargo, actualmente se consideran 26 especies reconocidas (Tabla 2) (Ziegler y Macpherson, 2019). Solo dos de ellas, *T. canis* y *T. cati* son consideradas definitivamente zoonóticas, con un amplio reconocimiento de la primera en la epidemiología de la toxocariosis humana y muchas veces subestimado el papel de *T. cati* (Fisher, 2003; Maciag *et al.,* 2022) exacerbado por la dificultad de distinguir una exposición serológica de ambas especies en el hombre (Maciag *et al.,* 2022).

Por otro lado, *T. pteropodis* que infectan murciélagos es controversial su posicionamiento pues solo hasta el momento se ha notificado un caso sospechoso de infección humana no confirmándose claramente su papel zoonótico. *Toxocara vitulorum* de importancia económica en rumiantes está asociado a regiones subtropicales, y hasta la fecha no hay registros de casos notificados en humanos (Ziegler y Macpherson, 2019).

Tabla 2. *Toxocara* spp. y sus especies reconocidas, papel como zoonosis y rango de hospederos definitivos descritos.

Especie	Hospederos	Referencia
T. canis (z*) (Werner, 1782)	cánidos (perros domésticos, chacal, dingo, zorros, lobos y coyotes)	O'Lorcain, 1994; Segovia *et al.,* 2001; Okulewicz *et al*., 2012; Wapenaar *et al*., 2013; Holland, 2023
T. cati (sin.*T. mystax*) (z*) (Schrank, 1788)	felinos (gato doméstico, gato montés, lince, guepardo, león, tigre, puma, leopardo)	Okulewicz *et al*., 2012; Holland, 2023
T. pteropodis (z*?) (Baylis, 1936)	Murciélagos	Prociv, 1989a; Prociv, 1990
T. vitulorum (Goeze, 1782)	Ternero, búfalo, bison, cebú.	Roberts, 1990; Dorny *et al.,* 2015; Venjakob *et al.,* 2017; Ziegler y Macpherson, 2019
T. tanuki (Yamaguti 1941)	Mapache	Alexander *et al.,* 2018
T. alienata (Rudolphi, 1819)	Coatí, mapache y pecarí	Vicente *et al.,* 1997; Gomez-Puerta, 2014
T. apodemi (Olsen, 1957)	Roedores de campo	Kim *et al*., 2020
T. cynonycteridis (Parona, 1889)	Murciélago frugívoro	Prociv, 1989b
T. genettae (Warren, 1972)	Mamífero carnívoro (*Gineta felina*)	Sanmartín *et al*., 1992
T.herpestum (Vuylsteke, 1956)	Mangosta egipcia	Ziegler y Macpherson, 2019
T. leonine (Rudolphi, 1819)	Primates, Tayra, jaguar, y puma.	Ceballos *et al*., 2010
T. mackerrasae (Sprent, 1957)	Rata de agua, Rata de monte	Warren, 1970b.
T. malaysiensis (Gibbons *et al*., 2001)	Gato doméstico de Vietnam, Malasia y China	Gibbons *et al*., 2001; Le *et al*., 2016.
T. paradoxura (Kou, 1958)	La civeta de las palmeras común	Su *et al*., 2013
T. pearsei (Chitwood, 1935)	Murciélago	Ziegler y Macpherson, 2019
T.prenti (Warren, 1972)	Civeta india	Ziegler y Macpherson, 2019
T. suricattae (Ortlepp, 1940)	Mangosta y Suricata de cola delgada	Ziegler y Macpherson, 2019

Especie	Hospederos	Referencia
T. canarisi (Puylaert, 1967)	Gato serval	Puylaert, 1967
Toxocara elephantis (Rudolphi, 1819)	Elefante asiático	Fowler y Mikota, 2006.
T. hippopotami (Canavan, 1931)	El hipopótamo común	Maung, 1975
T. indica (Naidu, 1981)	Rata de la India	Naidu, 1981
T.lyncis (Macchiono, 1999)	Lince euroasiático	Macchioni, 2000
T. manzadiensis (Vuylsteke, 1956)	Búfalo	Ziegler y Macpherson, 2019

Z*: Zoonosis, caso comprobado mediante análisis de ADN de infección en humanos

Fuente: Elaboración propia

4.1.2 Antecedentes históricos en el hombre y síndromes asociados

El ser humano se infecta cuando consume accidentalmente huevos embrionados de *Toxocara* spp., el parásito no puede desarrollarse en forma adulta y se limita a su forma larvaria, que puede causar reacciones inflamatorias localizadas o sistémicas según el órgano afectado a lo largo de meses o incluso años durante la migración. (Gillespie, 1987; Kyei *et al.,* 2015).

La infección humana por toxocariosis fue descrita por primera vez por Wilder en 1950 quien examinó una colección de ojos enucleados conservados y extraídos de niños diagnosticados con retinoblastoma; quien encontró que un granuloma a nivel de la retina ocular contenía larvas de nematodos de una especie no identificada (Smith y Noordin, 2006). El término síndrome de LMV fue utilizado por primera vez en 1952 por Beaver *et al.* quienes presentaron tres casos de eosinofilia crónica en humanos con lesiones granulomatosas en hígado a causa de una larva del nematodo ascaridoideo. Al año siguiente Milburn y Ernst (1953) identificaron casos de lactantes y niños con infección multisistémica y hallazgos en biopsia hepática de lesiones granulomatosas e infiltrativas con persistencia de eosinofilia circulante alta ocasionada por un nematodo no identificado probablemente *Toxocara* spp.

Posteriormente se notificaron casos similares y se estableció la conexión entre toxocariosis y perros lo que lleva a Nichols (1956) a identificar la etiología de la LMV asociada a *Toxocara canis*. Desde entonces, se han detectado en una variedad de síndromes clínicos en diferentes partes del mundo que dependiendo de su ubicación o manifestación reciben la denominación respectiva (Juárez *et al.,* 2021; Alho, 2021). Estos síndromes incluyen TC, LMV,

LMO y neurotoxocariosis. Además, las asociaciones con el asma según Aghaei et al. (2018) y Khozime *et al*. (2019), enfermedad cardíaca (Zibaei, 2017) o epilepsia (Quattrocchi *et al.,* 2012; Park, 2018; 2021) han sido descritos.

La toxocariosis en sus diferentes presentaciones clínicas es considerada actualmente por el área de salud pública como un riesgo de importancia para el bienestar humano principalmente de niños que le dan pica y en la tabla 2 se muestra un resumen histórico de su descripción en el hombre

Tabla 3. *Toxocara* spp. y su descripción en el hombre.

Año	Información histórica	Referencia
1950	Descrito por primera vez larvas del nematodo de etiología desconocida en retina ocular de niños.	Wilder, 1950
1952	El término síndrome de LMV fue utilizado por primera vez.	Beaver *et al.,* 1952
1956	Etiología de la LMV originada por *Toxocara canis.*	Nichols, 1956
1991	Descripción de los primeros casos de LMV en el Perú.	Maguiña *et al.,* 1991
1993	Descripción de TC en pacientes seropositivos, con alteraciones gastrointestinales, debilidad y letargo.	Rasmussen *et al.,* 1993
1999	Descripción de los primeros casos de LMO en el Perú	Miranda-Sousa *et al.*, 1999

LMV: larva migrans visceral, LMO: larva migrans ocular, TC: toxocariosis encubierta

Fuente: Elaboración propia

4.2 Morfología del *Toxocara* spp.

4.2.1 Huevos

Los huevos de *Toxocara canis* tienen una envoltura irregular, el huevo es de forma subglobosa y con un protoplasma de apariencia granular según Rodríguez *et al*. (2006) y son excretados no embrionados por su hospedero definitivo (Fig 1 y 2). Por otro lado, las mediciones del tamaño de huevos no son útiles para diferenciar *T. canis* y *T. cati,* porque aproximadamente el 90% de huevos medidos son de tamaño similar (Yamaguti, 1941).

Es conocida su alta resistencia a condiciones ambientales y sustancias químicas conferida por su conformación estructural integrada de lípidos, quitina y vitelina, que evitan la penetración de sustancias polares y desecación de huevos (Uga *et al.,* 2000; Quilès *et al.,* 2006). Esta gruesa capa se compone de cinco capas que van de la más externa a interna (1) membrana uterina con pequeñas protuberancias; (2) capa vitelina; (3) capa quitinosa homogénea y gruesa;

(4) capa granular densa y (5) una zona laminar confiriéndoles permanecer viables durante años (Ayçiçek *et al.,* 2001).

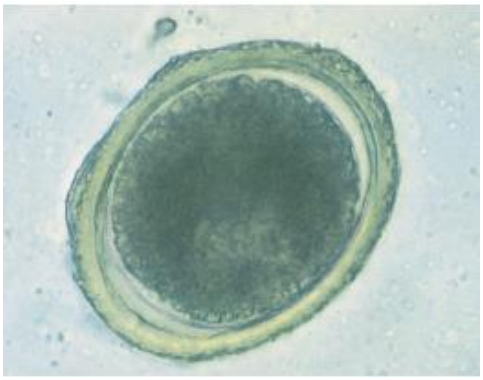


Fig. 1 Huevo de *Toxocara canis (75* µm)
Fuente: Hendrix, 2023

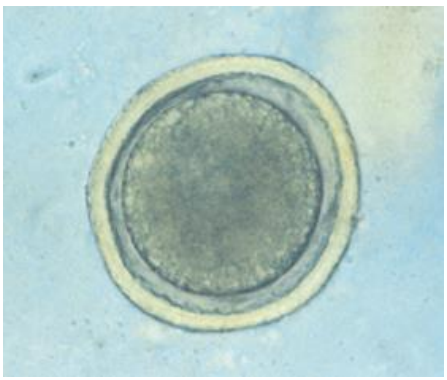


Fig. 2 Huevo de *Toxocara cati (*65 µm)
Fuente: Hendrix, 2023

4.2.2 Larvas

Son cuatro estadios larvarios (L1 a L4) que difieren en tamaño en relación al proceso de muda en su ciclo evolutivo del parásito alcanzando longitudes de: L1 (0.5 µm), L2 (500 µm), L3 (1.5 mm) y L4 (20 mm) (Bowman, 2020b).

Durante mucho tiempo se ha discutido la etapa larval infectiva del *Toxocara* spp. y son muchos los argumentos que señalan una larva de tercer estadio que saldría del huevo de *Toxocara* spp. (Bowman, 2020b). Es aceptada la ocurrencia de dos mudas dentro del huevo ascaridoideo (Brunaska *et al.,* 1995; Schnieder *et al.,* 2011) y se requiere en su desarrollo larvario hasta etapa infectante dentro del huevo de 10 a 15 días. Sin embargo, en función de las condiciones climáticas y el tipo de suelo, puede variar de 3 a 6 semanas, incluso hasta varios meses (Overgaauw y Nederland, 1997).

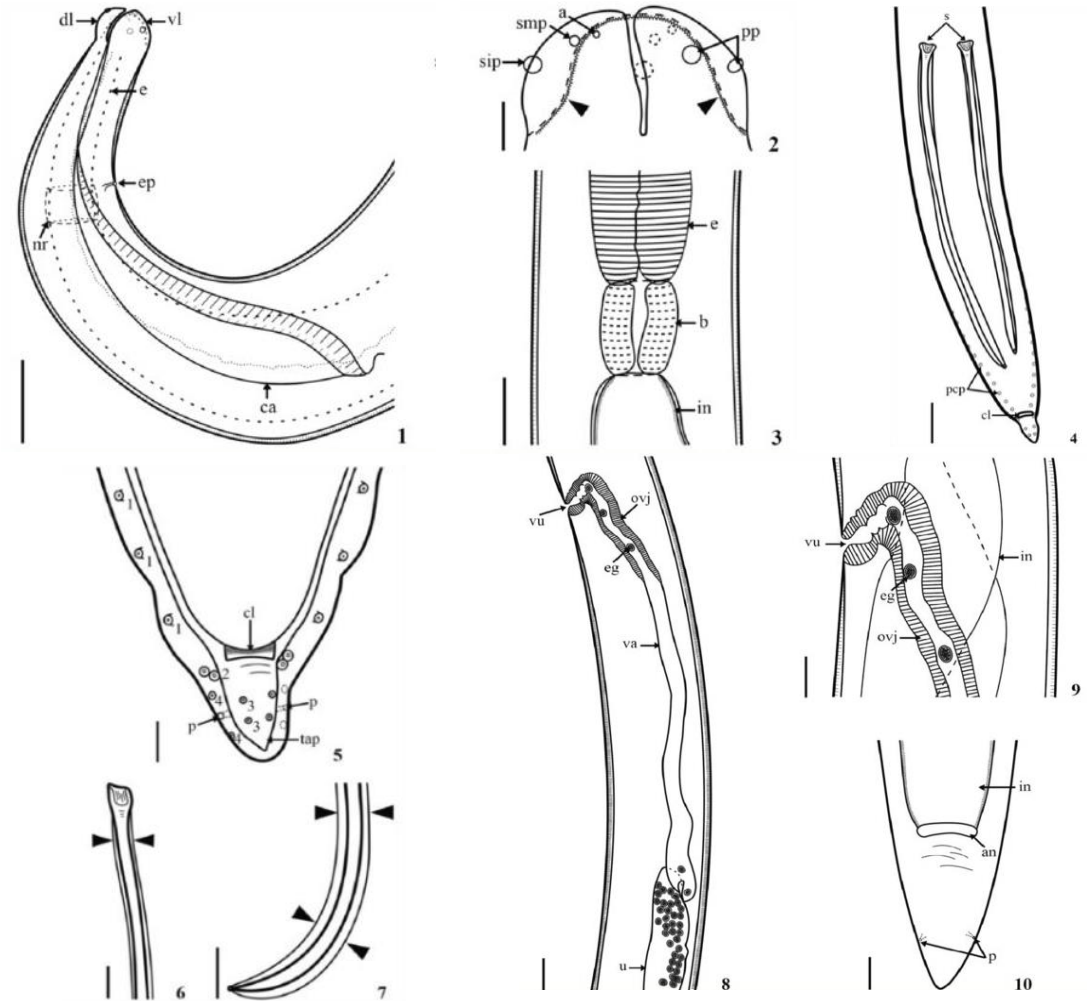
Por otro lado, se ha prestado considerable atención a la sobrevivencia de larvas en el hospedero paraténico con especial interés en el humano. Demostrándose niveles de antígeno de proteínas secretoras y excretor de larvas por períodos prolongados e incluso toda la vida en personas (Won *et al.,* 2008).

4.2.3. Adultos

Las especies de *Toxocara* spp. se caracterizan por presentar alas cervicales que exceden los 0.19 mm de ancho y en el caso particular de *T. cati* (0.21–0.315 mm) es mayor a *T. canis* (0.19–0.217 mm). y se distinguen fácilmente por las especies de hospederos que suelen ser recuperados (Uga, 2000). Además, es característico la presencia de tres labios que rodean una

abertura bucal que se conecta con el esófago (Fig 2) (Bowman, 2020b).

Fig. 3 Aspecto morfológico de forma adulta de *Toxocara cati*



(1) Región anterior evidenciando el labio dorsal (dl) y el labio subventral (vl), el esófago (e), el anillo nervioso (nr), el poro excretor (ep) y el ala cervical (ca). Barra de escala = 200µm. (2) Detalle de la región anterior mostrando el labio dorsal con un par de papilas (pp), labio subventral con una sola papila (sip), y una pequeña papila (smp) cerca del poro anfidial (a) y dentículos labiales (flechas de cabeza). Barra de escala = 50µm. (3) Extremo posterior del esófago (e) con el bulbo (b) y el intestino (in). Barra de escala = 300µm. 4-7 (4) Extremo posterior con espículas (s), papilas precloacales (pcp) y cloaca (cl). Barra de escala = 150µm. (5) Detalle del extremo posterior mostrando las papilas: 1 (pares de papilas precloacales), 2 (par de papilas poscloacales dobles), 3 (pares de papilas ventrales) y 4 (pares de papilas ventrolaterales), los fásmidos (p), la cloaca (cl) y el apéndice terminal (grifo). Barra de escala = 100µm. (6) Detalle de la extremidad proximal de la espícula, las flechas de la cabeza muestran el comienzo del ala. Barra de escala = 50µm. (7) Detalle de la extremidad distal de la espícula, flechas de cabeza mostrando el ala. Barra de escala = 50µm. 8-10 (8) Región vulvar con vulva (vu), huevo (eg), ovoyector (ovj), vagina (va) y útero (u). la región vulvar mostrando la vulva (vu), el ovoyector (ovj), el intestino (in) y el huevo (eg), Barra de escala = 300µm; (10) Región posterior mostrando el intestino (in), ano (an) y fásmidos (p), Barra de escala = 100µm.

Fuente: Gallas y Silveira, 2013

Existe un dimorfismo sexual donde las hembras son de mayor longitud (Largo: 5 a 18cm y diámetro: 2.5 a 3mm) que los machos (Largo: 4 a 10 cm y diámetro: 2.5 mm) y presentan un apéndice extendido en forma de dedo en su extremo caudal (Cordero, 2001).

Formas adultas de *T. canis* y *T. cati* completan su ciclo de reproducción en el intestino delgado del hospedero definitivo (perro y gato), reproduciéndose y eliminando una sola hembra alrededor de 200.000 huevos por día (Maguiña, 2010).

4.3 Biología del *Toxocara* spp.

La presencia continua del *Toxocara* spp. en poblaciones animales y humanas es contribuida por sus características biológicas particulares (Maizels, 2013). Podemos señalar que además de su hospedero definitivo, principalmente cánidos y félidos, alberga la capacidad de invadir una gama amplia de hospederos paraténicos desde invertebrados y aves de corral (Galvin, 1964) hasta ratones e incluido el ser humano como hospedero accidental (Strube *et al.*, 2013); mismos que pueden, a través de la depredación, permitir que el parásito alcance su hospedero definitivo.

Por otro lado, la etapa larvaria puede entrar en cese del desarrollo a largo plazo, permitiendo suspender la progresión del ciclo de vida mientras encuentre la posibilidad de reanudar su maduración hasta una etapa adulta sólo en su hospedero definitivo (Schnieder *et al*., 2011).

Es resaltante la capacidad particular de *T. canis* en la reanudación de larvas arrestadas en tejidos de hembras gestantes por estímulos hormonales para luego migrar transplacentariamente asegurando la infección del feto. Asimismo, las etapas larvarias de ambas especies *T. canis* y *T. cati* se movilizan a las glándulas mamarias y a través del calostro asegurando su persistencia en los cachorros recién nacidos (Schnieder *et al*., 2011).

4.3.1 Ciclo de vida en animales

El ciclo de la toxocariosis comienza cuando un perro o gato infectado elimina huevos no embrionados en sus heces (Figura 4). Una vez liberados al medio ambiente, los huevos no son infecciosos de inmediato. Se requieren entre 2 y 4 semanas para que se produzca la embrionación, que se halla condicionada a la temperatura y humedad (Gamboa, 2005). En animales jóvenes (≤seis meses de edad), la ingestión de huevos larvados infectivos, tienen más probabilidades de provocar una migración hepatotraqueal de larvas y con la subsiguiente infección patente donde las larvas maduran hasta convertirse en nematodos adultos a nivel del intestino especialmente en animales jóvenes. Sin embargo, existe menor probabilidad que los

perros mayores de 6 meses, debido a su madurez inmunitaria, desarrollen una infección patente por la ingesta de huevos embrionados, lo que da lugar a la llamada migración somática (Nijsse *et al.,* 2016a).

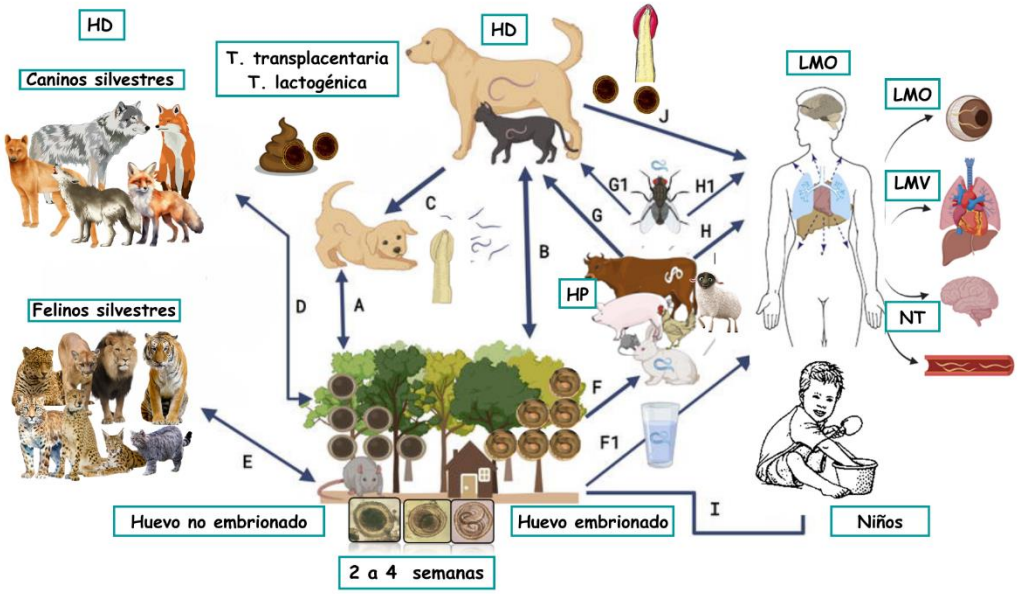


Fig. 4 Complejo ciclo de vida de *Toxocara* spp.

A y B. Formas adultas en el intestino delgado del hospedero definitivo (HD), eliminan huevos no embrionados al medio ambiente a través de heces. Los huevos embrionan en 2 a 4 semanas dando lugar a larvas infectivas de tercer estadio (L3). Tras ingestión de huevos embrionados por el HD, L3 eclosiona e inician migración penetrando la pared intestinal e invadiendo circulación sanguínea. Larvas alcanzan hígado y pulmones y al entrar en alvéolos pulmonares, mudan a L4, y mediante la tos es deglutida (lo que se denomina migración traqueal) o entran de nuevo en el sistema circulatorio para continuar migración hacia tejidos somáticos. En cachorros y gatitos menores de 3 meses, larvas siguen principalmente ruta de migración traqueal y, tras volver a entrar en el intestino delgado, las larvas maduran hasta su fase adulta y completan su ciclo vital. En cachorros y gatitos de más de 3 meses, L3 migran y se enquistan en varios tejidos, formándose un estado de quiescencia/hipobiosis. C. En perras estas larvas arrestadas se reactivan en último trimestre de gestación y pueden transmitir a sus crías a través de la vía transplacentaria y lactogénica, donde finalmente se convierten en adultos en intestino delgado. En gatas, la infección por *Toxocara cati* se produce durante la lactación, estableciéndose una transmisión transmamaria a gatitos. D y E. Las especies caninas silvestres (chacal, dingo, zorros, lobos y coyotes) o felinas silvestres (gato montés, lince, guepardo, león, tigre, puma y leopardo) también pueden diseminar huevos en el medio ambiente. F y F1. En los hospederos paraténicos (HP) de *Toxocara* spp. tras ingestión de huevos embrionados a través del agua o alimentos (consumo de carne poco cocida), las larvas eclosionan y penetran en la pared intestinal con la consiguiente migración somática a diversos tejidos como hígado, corazón, pulmones, ojos y cerebro, donde entran en estado de detención. Su ciclo vital puede completarse cuando HD ingieren HP o sus tejidos. G. Pequeños mamíferos contribuyen a la propagación de *Toxocara*, si un gato depreda un HP (por ejemplo, un ratón parasitado), el periodo de prepatencia podría acortarse a 3 semanas. G1 y H1. Las moscas pueden ser vectores pasivos de *Toxocara* spp. H e I. En el ser humano, existen varias vías de contaminación oral con huevos embrionados de *Toxocara* spp., desde el consumo de HP hasta la exposición por geofagia. Tras la infección por L3 en humanos, pueden desarrollarse varios síndromes de larva migrans (LMO, LMV, TE, NT). J. Gatos y perros, a través de su pelaje, también pueden transportar huevos embrionados o L3 de *Toxocara* spp., probablemente adquiridos en zonas públicas comunes.

Fuente: Adaptado de Strube y Mehlhorn, 2021; Jaramillo-Hernández, 2024

En la migración somática las larvas permanecen en alguna parte del cuerpo del perro, y pueden sobrevivir durante largo tiempo sin causar una infección manifiesta. Por lo tanto, la mayoría de los perros adultos no contribuyen activamente a la contaminación con huevos de *Toxocara* spp. al medio ambiente. No obstante, algunos perros mayores de seis meses desarrollan ocasionalmente infecciones patentes. Probablemente esto se deba a niveles insuficientes de inmunidad desarrollada o a cambios temporales en la inmunidad, por ejemplo, debido a perturbaciones endocrinológicas, trastornos inmunológicos o estrés.

4.3.2 Ciclo de vida en Humanos

El humano se infecta cuando ingiere huevos infecciosos de Toxocara spp. en suelo contaminado con heces de perros o gatos. Es probable que áreas frecuentadas por animales, como parques infantiles o areneros, estén contaminadas. Los niños corren un alto riesgo de infección cuando visitan estas áreas e ingieren tierra contaminada debido a sus hábitos de juego y mala higiene. Una vez dentro del intestino humano, las larvas de *Toxocara* spp. eclosionan, pero no maduran más hasta convertirse en gusanos adultos; en cambio, estas larvas atraviesan la pared del intestino hasta llegar a los vasos sanguíneos y luego migran a varios órganos del cuerpo, originando los síndromes conocidos como LMV, LMO, TC (Ma *et al.,* 2018).

4.4 Epidemiología del *Toxocara* spp.

La epidemiología de *Toxocara* spp. constituye una pieza angular para comprender la dinámica de esta enfermedad y su impacto en salud pública. Es esencial abordar aspectos relacionados a su transmisión, hospederos involucrados, factores de riesgo y el papel crítico que desempeña el ambiente en la propagación de la misma.

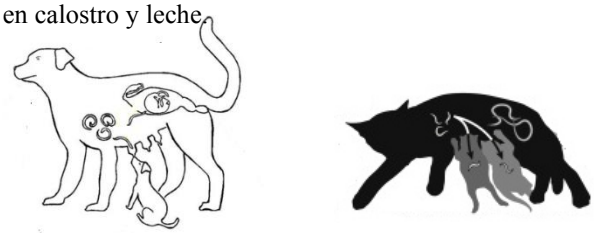
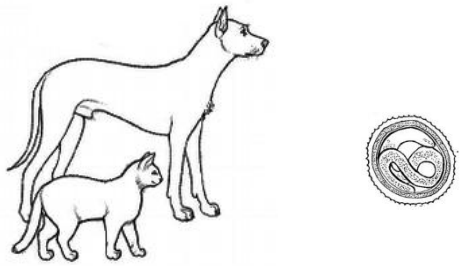
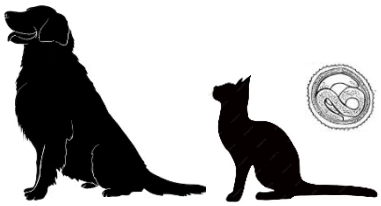
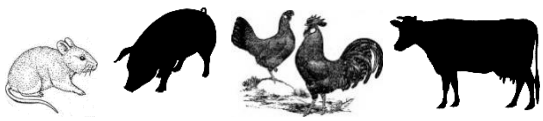
4.4.1 Transmisión de *Toxocara* spp. en el hospedero definitivo y humano

T. canis y *T. cati* se transmite en cánidos y félidos a través de una amplia variedad de rutas de infección. Estas incluyen una transmisión vertical, señalando la transplacentaria no presente en gatos y/o transmamaria (lactogénica), así como la transmisión horizontal, que ocurre por ingestión de huevos embrionados de ambientes contaminados o ingestión de larvas mediante hospederos paraténicos vertebrados y/o invertebrados incluidas las lombrices de tierra (Overgaauw y Van-Knapen, 2000) (Tabla 4).

La infección temprana vía transplacentaria inicia en el útero de una perra gestante a través de la reactivación de larvas somáticas de *T. cani* alrededor del día 42 de gestación por estímulo hormonal de prolactina, siendo esta la vía más común de infección en perros. Por el contrario, la principal vía de transmisión de *T. cati* se define como la lactogénica (Coati *et al.,* 2024).

Según Overgaauw y Van Knapen (2013) la infección mediante la ingesta de larvas en la leche puede darse durante los 38 días después del parto en las perras.

Tabla 4. Resumen de principales formas de transmisión en hospedero definitivo y el humano como hospedero accidental

<table>
<tr><th colspan="2">HOSPEDERO DEFINITIVO</th><th>HOSPEDERO ACCIDENTAL</th></tr>
<tr><th>PERROS</th><th>GATOS</th><th>HUMANO</th></tr>
<tr><td>Transplacentaria: larvas somáticas se activan e infectan al feto.
  </td><td>NO existe transmisión transplacentaria</td><td>Oral: Ingestión de huevos embrionados en suelo contaminado.
  </td></tr>
<tr><td colspan="2">Transmamaria: larvas somáticas activadas se transmiten en calostro y leche.
  </td><td>Oral: Ingestión de huevos embrionados de alimentos contaminados.
  </td></tr>
<tr><td colspan="2">Oral o Directa: Ingestión de huevos embrionados.
  </td><td>Oral: Contacto directo con mascotas (pelaje)
  </td></tr>
<tr><td colspan="2">Hospedero paraténico: ingestión de larvas somáticas en tejidos del hospedero paraténico.
  </td><td>Hospedero paraténico: ingestión de larvas somáticas en tejidos.
  </td></tr>
</table>

Fuente: Elaboración propia

En los llamados hospederos paraténicos o de transporte, la L3 es liberada del huevo y no es capaz de desarrollarse hasta su etapa adulta, pero si es capaz de lograr completar su desarrollo en un hospedero idóneo que consuma tejido infectado. Larvas infectivas, de 0.5 mm de largo, llegan inicialmente al hígado, donde es encapsulada y se establece de forma latente en el parénquima hepático; siendo viable hasta por 10 años. Posteriormente puede desencapsular y

movilizarse lentamente en otros tejidos, persistiendo como una etapa de desarrollo detenido en su etapa infecciosa L3 durante períodos extensos (Strube *et al.,* 2013).

Los hospederos paraténicos en la infección de hospederos definitivos incluyen comúnmente vacas, corderos, cerdos, pollos, palomas, ratas y ratones. Asimismo, se ha informado que hígados crudos de rumiantes, cerdos, corderos y pollos son fuentes de infecciones para el hombre (Morimatsu *et al.,* 2006).

El hombre se infecta mediante la ingestión accidental de huevos embrionados del suelo, como jardines, parques u alimentos (verduras) o utensilios contaminados y a través del consumo de L3 en hospederos paraténicos crudos o poco cocidos (Ma *et al.,* 2018; El-Sayed *et al.,* 2021). Después de la ingestión de huevos infectivos o estadios larvarios, estas atraviesan la pared del intestino y llegan mediante circulación sanguínea a diferentes tejidos como pulmones, corazón, hígado, músculos, cerebro y ojos, sin la capacidad de lograr desarrollarse, pero causando reacciones graves a nivel local.

Más recientemente, la presencia de huevos embrionado en el pelaje de perros y gatos ha sido señalada como una posible fuente de infección para los seres humanos (Holland, 2017). Esta hipótesis se remonta al trabajo preliminar desarrollado por Wolfe y Wright (2003) quienes hallaron densidades más altas de huevos de *Toxocara* spp a la reportada para muestras de suelo, sugiriendo la infección de personas por contacto directo de mascotas.

4.4.2 Epidemiología del *Toxocara* spp. en el hospedero definitivo

4.4.2.1 Prevalencia de *Toxocara* spp. en hospederos definitivos en América Latina

Se han informado estudios sobre la frecuencia de la eliminación de huevos de *T. canis* en muestras fecales caninas en diferentes áreas del mundo con resultados variables. Una reciente investigación de revisión sistemática y metanálisis señala una prevalencia global de *Toxocara canis* del 11.1% en perros, lo que sugiere que al menos 100 millones de perros son portadores del ascarididoideo en todo el mundo (Rostami *et al.,* 2020) Además los resultados revelan diferencias significativas entre las prevalencias en las regiones del mundo, asociadas con el tipo de perro, Producto Bruto interno de un país, así como con parámetros geográficos y climáticos.

Por otro lado, América Latina integra regiones heterogéneas con desigualdades que impactan varios indicadores de salud, incluidas algunas condiciones coexistentes que se asocian con un mayor riesgo de toxocariasis. Éstas incluyen regiones cálidas y húmedas donde los huevos sobreviven mejor en el suelo; bajos niveles de educación; y zonas con menor índice de

desarrollo humano y deficiente saneamiento e higiene ambiental (Cardona *et al*., 2013; Cavalcanti y Boccolini, 2022)

Tabla 5. Reporte de Prevalencia de *Toxocara* spp. en hospederos definitivos a nivel de América Latina (excluyendo Perú).

País/ región	**Animal**	**Prevalencia Frecuencia %**	**Positivos/ muestra**	**Técnica diagnóstica**	**Característica**	**Referencia**
ARGENTINA						
Buenos Aires	Perro	21.79(P)	17/78	S (Ritchie), F (Willis)	Con propietario (zona periurbana)	Cociancic *et al*., 2018
Buenos aires	Perros	23.04(P)	50/217	D, S(Teleman modificado), F(Sheather)	Con propietario	Archelli, 2018
Chaco	Perro	14.12(P)	12/85	F(Willis), S	Domiciliado/con propietario	Enriquez *et al*., 2019b
BRASIL						
Brasil / Jataí	Perros/ Gatos	7.52(P) 3.64(G)	27/359 2/55	F(Willis), S(Hoffman)	Domiciliado/con propietario	Borges *et al*., 2023
Brasil / Pernambuco	Perros/ Gato	15.00(P) 8.00(G)	6/40 2/25	Mini-FLOTAC	Domiciliado/con propietario	Ubirajara *et al*., 2021
CHILE						
Valparaíso	Perros	40.00(P)	12/30	Burrows	Domiciliado/con propietario (Sector Rural)	Opazo *et al.,* 2019
Talca	Perros	14.00(P)	14/100	S difásica con formol-éter	Domiciliado/con propietario	Muñoz-Caro *et al.,* 2023
COLOMBIA						
Barranquilla	Perros/ Gato	12.43(P) 8.89(G)	115/925 4/45	F(Willis)	Veterinarias por control rutinario	Sarmiento-Rubiano *et al.,* 2018
Medellín	Perros/ Gato	0.93(P) 3.97(G)	10/1073 17/428	D, F(Willis)	Domiciliado/con propietario	Castrillón *et al.* 2018
COSTA RICA						
San Luis	Perro Gato	10.0 (P) 9.52 (G)	4/40 2/21	D, F	Domiciliado/con propietario	Conrad *et al*., 2021
ECUADOR						
Canton Chone	Perros	73.08(P)	342 /468	Coprológico	Con/sin propietario	Gonzáles y Domínguez, 2018
Guayaquil	Perros	4.38(P)	5/114	F(Willis)	NR	Domínguez *et al.*, 2023
MÉXICO						
D.F.	Gatos	33.06(G)	40/121	F(Faust)	Domiciliado/con propietario	Martínez-Barbabosa *et al*., 2018
Durango	Perros	2.00 (P)	2/100	F(Sheather)/ McMaster	Con/sin propietario	Aguillón-Gutiérrez *et al.,* 2021

VENEZUELA						
Caracas	Perros	45.22 (P)	123/272	F(Sheather)	Domiciliado/con propietario	Rey-Valeiron *et al*., 2018

Willis: flotación con solución sobresatura de sal, Sheather: Flotación con solución sobresaturada de azúcar,
Faust: flotación con solución sobresaturada de sulfato de zinc al 33.3%, Ritchie: c-oncentración por sedimentación (Formol éter), Hoffman: Sedimentación espontanea,
NR: No reportado, (P) Perro. (G) Gato, D: Examen directo, S: Sedimentación, F: Flotación

Fuente: Elaboración propia**.**

En general se desconocen datos sobre el número de animales de compañía en América Latina pues estudios sobre demografía es escasa y su incremento poblacional conduciría al riesgo de transmisión de enfermedades como la toxocariosis. Existen estimaciones para algunos países como Brasil, Argentina y Colombia donde superaría 30, 6.5 y 5 millones de perros respectivamente (Atitwa, 2018). Con el aumento de la urbanización los gatos tienden a ser más populares por su adaptación a espacios pequeños pero su papel en la toxocariosis humana tiende a ser subestimado (Kurzweil, 2018).

Se ha informado de infección por *Toxocara* spp. en hospederos definitivos como cánidos y félidos domésticos, en la mayoría de los países de América Latina con rangos del 0.93% al 73.08% (Castrillón *et al*., 2018; Gonzáles y Domínguez, 2018) utilizando técnicas coprológicas que se basan en la observación de huevos de *Toxocara* spp. (Tabla 5).

En América Latina existe una gran diferencia numérica de estudios reportados en gatos comparada a la reportada en perros, con prevalencias que oscilan de 3.64-33.06%, la cual se concentra en Brasil, México, Ecuador, Costa Rica y Colombia (Tabla 5) (Martínez-Barbabosa *et al*., 2018; Borges *et al.,* 2023)

Los estudios en su mayoría se han desarrollado en animales con propietario y pocos realizados con animales vagabundos o procedentes de refugios que según resultados muestran una frecuencia más alta (Gonzáles y Domínguez, 2018). Por otro lado, diferentes estudios señalan que la tasa de infección disminuye a mayor edad, llegando al 100% al nacer debido a la transmisión transplacentaria y transmamaria desarrollada como principales vías en perros y gatos respectivamente (Macpherson, 2013; Overgaauw y Van-Knapen, 2013).

4.4.2.2 Prevalencia de *Toxocara* spp. en hospederos definitivos en el Perú

El estado epidemiológico de *Toxocara* spp. en gatos y perros del Perú es escasa. La prevalencia se reporta desde 0.8% hasta 73.77% en perros (Alegría e Inuma, 2016; Dávalos *et al.,* 2019) (Tabla 4). En gatos, la frecuencia de infección detectada por coprología se reportó en 5.7% a 53.13% (Vilca de Díaz y Anccasi 2013; Meza, 2022) empleando más comúnmente la técnica de flotación y examen directo en el diagnóstico (Tabla 6).

La tasa de infección suele ser mayor en animales jóvenes, es así que Enriquez *et al.,* (2019a) reportó en cachorros (1-4 meses) una frecuencia de 33.1% de toxocariosis. Asimismo, sólo existe la disponibilidad de un estudio realizado en animales vagabundos en la ciudad de Ayacucho encontrándose 20% de *Toxocara canis* en perros (Cuadros, 2017).

La mayoría de los estudios en Perú se reportan de zonas fuera de Lima Metropolitana y existen disposición de información epidemiológica de 17 departamentos del país, no hallándose registros procedentes de los departamentos de Amazonas, Cajamarca, Huancavelica, Madre de Dios, Moquegua, Piura y San Martín (Tabla 6).

Tabla 6. Reporte de Prevalencia de *Toxocara* spp. en hospederos definitivos a nivel de Perú.

Región	Animal	Prevalencia Frecuencia %	Positivos/ muestra	TP	Característica	Referencia
ANCASH						
Independencia	Perro	24.76(P)	26/105	D, S, F (Sheather)	Con propietario	Callán, 2022
AREQUIPA						
Mollebaya	Perro	3.6(P)	10/278	F (Sheather)	Con/sin propietario	Zuñiga, 2019
AYACUCHO						
Ayacucho	Perro	17.31(P)	54/312	D, Kato-Katz	Con propietario	Huamaní, 2014
Ayacucho	Perro	20(P)	9/45	D	Sin propietario	Cuadros, 2017
Ayacucho	Gato	85(G)	85/100	F (Sheather)	Con propietario	Herencia, 2024
CUSCO						
Sicuani	Perro	29.63(P)	12/46	F	Con propietario	Condori, 2014
Tina	Perro	16.25(P)	13/80	Burrows y Kinyoun	Con propietario	Delgado, 2022
HUÁNUCO						
Loma Blanca	Perro	18.18(P)	6/58	Mc Master	Con propietario	Cenepo, 2021
Tingo María	Perro	17.53(P)	34/194	McMaster, Kato-Katz, Ritchie-Frick	Domiciliado/con propietario	Orbezo, 2016
La esperanza	Perro	54.8(P)	57/104	F(Sheather), S	Con propietario	Huerto, 2015
ICA						
Ica	Perro	73.77(P)	180/244	F	Con propietario	Dávalos *et al*., 2019
Santiago	Perro	11.8(P)	13/151	D, S	Con propietario	Huamán, 2019
JUNÍN						

Canchayllo	Perro	41.54(P)	27/97 27/71	D, F	Con propietario	Minaya, 2016
LIMA						
Ate	Perro	49(P)	49/100	F(Willis), S	Con propietario/ Sin domicilio	Fernández, 2018
Callao	Perro	18.20(P)	4/22	F, S	Albergue	Calle, 2019
Huaral	Perro	10.6 (P)	5/47	D, F (Willis) S rápida modificada	Con propietario	Naupay *et al.*, 2019
Jesús María	Gato	5.7 (G)	5/87	D, F, S	Domiciliado/con propietario	Meza, 2022
VMT	Perro	6.34(P)	4/63	F, S	Con propietario	Espinoza, 2019
VES	Perro	9.09(P)	11/121	D	Con propietario	Villón, 2018
LA LIBERTAD						
La Libertad	Perro	14.1(P)	23/164	D, F	Domiciliado/con propietario	Contreras, 2017
Cartavio	Perro	8.1 (P)	5/63	FEC	Domiciliado/con propietario	Diaz y Haro, 2023
Trujillo	Perro	29.9(P)	35/71	D, S (Teleman)	Con propietario	Huamán y Jara, 2018
Olmos	Perro	47(P)	25/55	F (Sheather)	Con propietario	Cotrina, 2015
Chiclayo	Perro	18(P)	67/370	F (Faust)	Con propietario	Alva y Jara, 2018
LORETO						
Maynas	Perro	8(P)	10/124	D, F, S	Con propietario	Oré, 2017
Iquitos	Perro	0.8(P)	2/260	D, S TSET	Con propietario	Alegría e Inuma, 2016
PUNO						
Puno	Perro/ Gato	49.3(P)/ 53.13(G)	74/150	D, F	Domiciliado/con propietario	Vilca de Diaz y Anccasi, 2013
Puno	Perro (Cachorro)	33.1(P)	57/172 (51/96)	D, F (Faust)	Comercio informal y Veterinaria	Enriquez *et al*., 2019a
SAN MARTÍN						
Tarapoto	Perro	23.38(P)	65/275	F (Sheather)	Domiciliado/con propietario	Collantes, 2017
TACNA						
Calana	Perro	1.65(P)	4/242	F	Con propietario	Cotrado, 2017
TUMBES						
Tumbes	Perro	22.5(P)	9/40	*Identificación M y m	Con/Sin propietario	Nuntón, 2013

Tumbes	Perro	4.35(P)	4/92	D, F	Domiciliado/con propietario	Velásquez, 2023
UCAYALI						
Pucallpa	Perro	9.7(P)	11/114	Kato-Kataz modificado	Con/Sin propietario	Meléndez, 2017

Willis: flotación con solución sobresaturada de sal. Sheather: flotación con solución sobresaturada de azúcar, Faust: flotación con solución sobresaturada de Sulfato de Zinc al 33.3%, Teleman: sedimentación
TP: técnica de procesamiento de muestras. (P) Perro. (G) Gato
D: Directo, S: Sedimentación, F: Flotación. FEC: Concentración Formol-éter, M: macroscópica, m: microscópica

Fuente: Elaboración propia

4.4.2.3 Factores de riesgo de la toxocariosis para hospederos definitivos

Los factores de riesgo provienen de numerosos estudios epidemiológicos descriptivos y analíticos que provienen principalmente de Asia, América del Norte, Europa, África y en menor número de registros de América Latina. En nuestro medio son pocos los estudios que se relacionan directamente al *Toxocara* spp. ya que la información se encuentra muchas veces agrupada a parásitos intestinales en mascotas.

En ese sentido, los factores de riesgo que están asociados para la infección por *Toxocara canis* en Egipto más importantes fueron la dinámica estacional, las razas de perros, el uso irregular de antihelmínticos, la defecación en la calle y el manejo no confinado (Aziz *et al.*, 2019)

Según Nijsse *et al.,* 2016a el riesgo de un perro para adquirir infección por *Toxocara* spp. identificados para la primera infección patente (FPI) e infección patente recurrente (RPI) serían dos aspectos a considerar; exposición a fuentes de infección y el fallo de la inmunidad.

Son escasos los estudios en gatos que evalúan los factores de riesgo por *Toxocara* spp. Nijsse *et al.* (2016b) encontró tres factores de riesgo asociados significativamente con la positividada de *Toxocara* spp., en el análisis multivariado que fueron la edad, vivir en zonas rurales y deambular libremente al aire libre (Tabla 7) que puede explicarse en parte por el desarrollo de una respuesta inmunológica funcional. La edad como factor de riesgo para los gatos también se describió en otros estudios (Mircean *et al.,* 2010; Barutzki y Schaper 2011; *Beugnet et al.*, 2014).

El aumento del tiempo que se pasa al aire libre es un factor de riesgo conocido para la infección por *Toxocara cati* en gatos (Beugnet *et al.,* 2014) y existe una relación dependiente del tiempo al aire libre con el riesgo de infecciones, lo que significa que cuanto más tiempo pasa un gato afuera (sin supervisión) al aire libre, mayor es el riesgo de desarrollar una infección

patente. Esto puede estar relacionado con la posibilidad de ingerir huevos infecciosos del medio ambiente, pero probablemente también con más tiempo dedicado a la depredación.

Tabla 7. Resumen de los principales factores de riesgo asociados a la seropositividad a la toxocariosis en la población canina y felina.

Característica	**OR***	**País/Región**	**Referencia**
PERROS			
Edad			
< 1 año ($p = 0.012$) perros jóvenes	4.88	Ethiopia	Gebremedhin *et al.* ,2020
<1 año ($p = 0.00000002$)	9.74	Perú/Ica	Trillo *et al.,* 2003
< 1 año ($p = 0.012$)	2.25	Cuba/Habana	Hernández *et al.,* 2007
Hembras ($p = 0.01$)	3.52	Cuba/Habana	Hernández *et al.,* 2007
GATOS			
Edad		Países Bajos	Nijsse *et al.,* 2016b
≤1 año ($p \leq 0.001$)	0.40		
2 a 5 años ($p \leq 0.001$)	0.11		
≥6 años ($p \leq 0.10$)	0.26		
Tiempo promedio diario que pasan fuera del hogar:		Países Bajos	Nijsse *et al.,* 2016b
≤1 h/día/ ($p < 0.05$)	2.02		
2 a 5 h/día/ ($p \leq 0.001$)	7.26		
≥6 h/día ($p \leq 0.001$)	8.49		
Habitar en áreas rurales ($p \leq 0.001$)	7.48	Países Bajos	Nijsse *et al.,* 2016b

*Odds ratios (OR) ajustado Fuente: Elaboración propia.

Habitar en una zona rural probablemente refleja una mayor probabilidad de que los gatos encuentren etapas infecciosas de *Toxocara cati*, ya sea en el medio ambiente o en sus presas (Nijsse *et al.,* 2016b). Los gatos de granja suelen deambular libremente por los alrededores y suelen formar parte del plan de control de plagas de una granja al atrapar pequeños roedores. La relación entre vivir en zonas rurales y estar en riesgo de desarrollar infecciones patentes por *Toxocara* spp. también fue descrita por Mircean *et al.* (2010).

4.4.3 Epidemiología del *Toxocara* spp. en el humano

4.4.3.1 Seroprevalencia de *Toxocara* spp. global mundial, en Latinoamérica

La serología es comúnmente utilizada en el hombre para detectar antiantígenos larvales de *Toxocara* spp., permitiendo desarrollar evaluaciones seroepidemiológicas que emplean principalmente ensayo inmunoabsorbente ligado a enzima (ELISA), disponible comercialmente en diferentes países. Es así que, a nivel mundial, Rostami *et al.* (2019a) realizaron una revisión sistemática calculando una prevalencia general de anticuerpos séricos anti-*Toxocara* spp. en

humanos donde la quinta parte de la población mundial es seropositiva a *Toxocara* spp. (19%). Asimismo, África presenta las mayores tasas de seropositividad con 37.7% y tasas reducidas son observadas en la región Mediterránea Oriental con 8.2%. Asimismo, países densamente poblados exhiben tasas de seroprevalencia globales más altas, como Indonesia, Filipinas y Vietnam en el Sudeste Asiático, al igual que Nepal en el sur de Asia; Gabón, Ghana y Nigeria en África occidental; Colombia en América Latina; y Rumania en el Este de Europa (Figura 5).

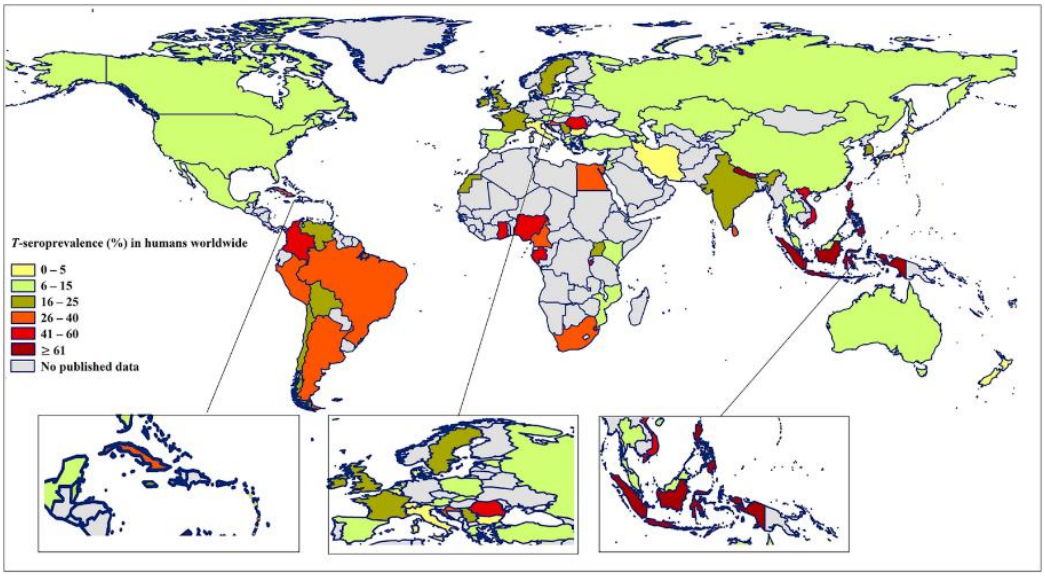


Fig. 5 Seroprevalencia (%) de *Toxocara* spp. en humanos a nivel mundial

Fuente: Rostami *et al.* (2019[a])

Más recientemente, Abedi *et al.* (2021) señalan una prevalencia de *Toxocara* spp. en la población pediátrica (pacientes menores de 12 años) a nivel mundial de 30% (IC 95%, 22 -37%) a través de una revisión sistemática y metanálisis, hallándose una prevalencia mayor en poblaciones asiáticas 35% (11–58) que en europeas 21% (1-52), americanas 31% (22-40%) y africanas 21% (1-52%), respectivamente.

La seroprevalencia mundial a nivel poblacional está influenciada por factores ambientales, geográficos, culturales y socioeconómicos y a nivel individual, por la susceptibilidad a la infección, que a su vez está determinada a inmunidad, coinfección, genética, edad, nutrición o sexo del hospedero (Macpherson, 2013). Estos factores, junto con el crecimiento demográfico, migración rural-urbana, han promovido interacciones cada vez más estrechas entre humanos y hospederos definitivos, la toxocariosis, convirtiendo en un problema dinámico de salud pública.

Asimismo, un trabajo reciente de meta análisis de la toxocariosis humana en América

Latina y el Caribe señalan una seroprevalencia general del 31% (27-35%) Ulloque *et al.* (2023) destacándose como principales características observadas pacientes seropositivos con toxocariosis ocular (30%) y asintomático (26%). Además, la seroprevalencia encontrada es menor en estudios que incluyeron sólo a adultos que en aquellos que incluyeron niños o ambos.

En general, las tasas de seroprevalencia varían de un país a otro, y Ulloque *et al.,* (2023) además indica a nivel de país una seroprevalencia en Ecuador (64%), Colombia (39%), Argentina (37%), Perú (34%), Brasil (28%), Cuba (28%), Chile (26%), Venezuela (22%), México (19%) y Bolivia (19%). Algunos resultados de los últimos estudios realizados en América Latina se muestran en la Tabla 8. Asimismo, los métodos de laboratorio y diversos kits comerciales utilizados también tienen un papel importante en la diferencia de seroprevalencia de la infección por *Toxocara* spp. entre los estudios que se muestran en la tabla mencionada.

En la mayoría de los pacientes, las infecciones por *Toxocara* spp. no fueron graves y varias personas, especialmente adultos infectados con una pequeña cantidad de larvas, pueden permanecer asintomáticas o tener síntomas leves o inespecíficos que no se diagnostican, siendo raros los casos más graves.

Tabla 8. Reporte de Seroprevalencia de *Toxocara* spp. en humanos a nivel de Latinoamérica (Excluyendo Perú).

País/Región	Tipo de Población	Lugar de toma de muestra	Positivo/ muestra	Prevalencia/ Frecuencia %	Técnica Diagnóstico	Referencia
ARGENTINA						
Córdoba	niños	Comunidad	19/64	29.69	ELISA*	Marini *et al.,* 2013
			1/64	1.56	Western Blot	
Santa Fe y entre Ríos	niños	Comunidad	335/857	59.7	ELISA*	Martín *et al.,* 2014
Buenos Aires	niños	Comunidad	46/120	38.33	ELISA*	Archelli *et al.,* 2014
			27/60	45	Western Blot	
Buenos Aires	niños y adultos	Comunidad	40/98	40.80	ELISA*	Archelli *et al.,* 2018
BRASIL						
Sao Paulo	niños y adultos	Comunidad	102/194	52.6	ELISA*	Prestes *et al.,* 2013
Sao Paulo	adultos	Comunidad	22/253	8.7	ELISA*	Negri *et al.,* 2013
Rio Grande Do Sul	niños	Hospital	216/427	50.58	ELISA TES	Schoenardie *et al.,* 2013
Paraná	niños	Hospital	7/167	4.2	ELISA*	Guilherme *et al.,* 2013
Assis Brasil	niños	Comunidad	106/539	19.66	ELISA*	Oliart *et al.,* 2014
Paraná	niños	Comunidad	136/544	25	ELISA*	Marchioro *et al.,* 2014
Rio Grande RS	adultos	Hospital	18/280 (g)	6.4	ELISAI	Costa *et al.,* 2015
Brasilia	adultos	Hospital	23/311	7.2	ELISA	Pereira *et al*., 2016
Sur de Brasil	niños	Hospital	24/208	11.53	ELISA	Silva-Cadore *et al*., 2016

Sao Francisco	niños	Comunidad	503/791	63.6	ELISA**	Silva *et al.,* 2017
Paraná	niños	Comunidad	175/412	42.5	ELISA*	Cabral *et al.,* 2021
CHILE						
Valdivia	niños y adultos	Hospital	90/355	25.4	ELISA*	Vargas *et al.,* 2016
COLOMBIA						
Sierra Nevada de Santa Marta	niños y adultos	Hospital	383/483	79.3	ELISA*	Waindok *et al.,* 2021
ECUADOR						
Manabi/Jipijapa	niños	Comunidad	18/50	36	ELISA*	Orlando *et al.,* 2018
Esmeraldas	niños	Hospital	200/290	69	ELISA*	Oviedo *et al.,* 2021
HONDURAS						
Atlántida	niños y adultos	Comunidad	80/88	90.9	ELISA*	Hernández *et al.,* 2020
MÉXICO						
México	niños	Comunidad	24/108	22.22	ELISA	Romero-Nuñez *et al*., 2013a
Durango	adultos	Comunidad	12/90 (r) 1/90 (c)	13 1	ELISA	Alvarado-Esquivel, 2013a
Durango	adultos	Hospital Comunidad	6/128 (p) 3/276 (c)	4.7 1.1	ELISA	Alvarado-Esquivel, 2013b
Durango	niños y adultos	Comunidad	33/126	26.2	ELISA	Alvarado-Esquivel, 2014a
Durango	niños y adultos	Comunidad	6/336	1.8	ELISA	Alvarado-Esquivel et al., 2014b
Durango	adultos	Hospital Comunidad	1/50 (e) 3/100 (c)	2 3	ELISA	Alvarado-Esquivel *et a*l., 2014c
México	niños	Comunidad	22/183	12.02	ELISA	Nava-Cortés *et al*., 2015
Durango	adultos	Comunidad	1/124 (t) 5/248 (c)	0.8 2	ELISA	Alvarado-Esquivel *et al*., 2015a
Durango	adultos	Comunidad	5/223	2.2	ELISA	Alvarado-Esquivel *et al*., 2015b
Ciudad de México	adultos	Comunidad	20/200	10	ELISA	Heredia *et al*., 2014
Yucatán	adultos	Comunidad	19/84	22.6	ELISA	Ortega-Pacheco *et al*., 2015
VENEZUELA						
Bolívar	niños	Comunidad	269/547	58.9	ELISA	Devera *et al*., 2015
Antonio Díaz y Pedernales	niños y adultos	Comunidad	5/50	10	ELISA	Araujo *et al*., 2015
Anzoátegui	adultos	Comunidad	43/146	32.2	ELISA	Cermeño *et al*., 2016
Aragua	niños	Hospital	37/259	14.3	ELISA*	Martínez *et al*., 2018
Anzoátegui	niños	Hospital	22/118	18.6	ELISA*	Morocoima *et al*., 2021
Bolívar	niños y adultos	Comunidad	3/80 (VIH)	3.8	ELISA*	Cermeño, 2022

* ELISA IgG, ** ELISA indirecta
Toxocara canis, gestante (g), reciclador (r), control (c), psiquiátricos (p), esquizofrenia (e), trabajador del sector cárnico (t)

Fuente: Elaboración propia.

4.4.3.2 Seroprevalencia de *Toxocara* spp. en humanos en el Perú

La frecuencia estimada en el Perú varía del 7.8% al 32.42% en zonas rurales del país (Espinoza *et al*., 2008). Un estudio reciente realizado por Pulcha-Ugarte *et al. (*2021) en una comunidad de la selva del Perú con niños procedentes de una escuela de Iquitos encontró una

seroprevalencia de 36.06%. y determinó mayor frecuencia de infección en niños de 4 a 9 años, (43.9%) que en aquellos de mayor edad de 10 a 12 años (20%).

Por otro lado, un estudio realizado en escolares procedentes de Lambayeque, mostró una seroprevalencia de 32.42%, encontrando además asociación significativa entre la concurrencia de parques infantiles públicos y la prueba serológica de ELISA positiva; sumándose además como variable estadísticamente significativa la presencia de geofagia (Roldán *et al.*, 2010).

En la tabla 9 se muestran resultados serológicos de los casos reportados en nuestro país, donde se evidencia un mayor registro de casos a nivel de Lima 61.16% y 96.30% (Miranda, 2014; Anacleto *et al.,* 2015), así como Lambayeque 32.42% (Espinoza *et al.,* 2008) y Loreto 36.06% (Pulcha-Ugarte *et al.,* 2021)

Tabla 9. Reporte de Seroprevalencia de *Toxocara* spp. en humanos a nivel del Perú

Región/ provincia	Tipo de Población	Lugar	Positivo/ Muestra	Prevalencia/ Frecuencia %	Técnica Diagnóstico	Referencia
AREQUIPA						
Arequipa	Adultos (MV)	Veterinaria*	0/82	0	ELISA***	Ureta, 2018
LAMBAYEQUE						
Morrope	Niños < 18 años	Colegio	59/182	32.42	ELISA***	Espinoza *et al.,* 2008
Lambayeque	Adultos (G)	Hospital HRL	6/60	10	ELISA	López-Gómez *et al.,* 2019
LIMA						
Lima	Niños <18 años	Hospital INSN	148/242	61.16	ELISA***	Miranda, 2014
Lima	Adultos (PV)	Veterinaria**	234/243	96.30	ELISA***	Anacleto *et al.,* 2015
Cajatambo	Adultos	Comunidad	46/133	34.59	ELISA	Espinoza *et al.,* 2016
Canta	31-59 años		32/155	20.65		
Yauyos			47/108	43.52		
Huaral			17/46	36.96		
Lima	Niños	Hospital INSN	35/122	28.69	ELISA	Hernández, 2019
LORETO						
Maynas	Niños 4-12 años	Colegio****	22/61	36.06	DotELISA IgG	Pulcha-Ugarte *et al.,* 2021

* Clínicas veterinarias, ** Consultorio y clínicas veterinarias, *** ELISA IgG-*Toxocara canis,* **** Colegio público
INSN: Instituto Nacional de Salud del Niño, HRL: Hospital Regional Lambayeque
Médicos veterinarios (MV), Gestantes (G), personal veterinario (PV).

Fuente: Elaboración propia

4.4.3.3 Factores de riesgo de la toxocariosis en humanos

Una revisión sistemática en personas a nivel global que abarcó trabajos publicados entre 1980 y 2019 encontró como posibles factores de riesgo a la seropositividad a *Toxocara* spp. en todo el mundo: ser hombre (OR: 1.27, IC: 1.17–1.39), vivir en zonas rurales (OR: 1.76; IC: 1.35-2.31), ser joven (OR: 1.89; IC:1.72-2.8), haber tenido contacto con perros (OR: 1.72; IC: 1.47-2.02), contacto con gatos (OR: 1.61; IC: 1.14-2.29), contacto con el suelo (OR, 2.1; IC: 1.59-2.79), consumir carne cruda (OR, 1.59; IC: 1.03-2.47) y beber agua sin tratar (OR, 1.97;

IC: 1.44-2.71) (Rostami *et al.,* 2019a).

Por otro lado, con el objetivo de evaluar grupos de edad como jóvenes y adultos con el contacto de mascotas como factores de riesgo asociados a *Toxocara* spp.; Merigueti *et al.* (2022) en una revisión sistemática de 13 países de la Organización Mundial de la Salud (Brasil, China, Colombia, Austria, Ecuador, Irán, Nigeria, Noruega, México, Taiwán, Serbia, Venezuela y Tailandia) que abarcó del 2009 al 2019 encontraron que el contacto con perros (OR: 1.53; IC: 1.27-1.86; $p < 0.0001$) o con gatos (OR: 1.64; IC: 1.28-2.11; p=0.0001) representó un factor de riesgo asociado a seropositividad anti-*Toxocara* (IgG) en personas menores de 18 años, pero no en poblaciones adultas.

Tabla 10. Resumen de los principales factores de riesgo asociados a la seropositividad a la toxocariosis en la población humana

Característica	**OR***	**País/Región**	**Referencia**
Factores sociodemográficos			
Edad 2 a 9 años ($p = 0.019$)	8.60	Irán/ Khorasan	Rezaiemanesh *et al*. (2019)
Vivir en zona rural ($p = 0.048$)	1.90	Irán/ Khorasan	Rezaiemanesh *et al*. (2019)
Ocupaciones con alto riesgo de exposición ($p = 0.001$)	3.50	Irán/ Khorasan	Rezaiemanesh *et al*. (2019)
Contacto con el suelo ($p = 0.001$) Contacto con el suelo ($p < 0.028$) Contacto con el suelo ($p = 0.45$)	2.60 7.61 2.1	Irán/ Khorasan Irán/Alborz Mundial	Rezaiemanesh *et al*. (2019); Zibaei *et al*. (2022); Rostami *et al*. (2019a)
Antecedente de geofagia ($p = 0.001$)	4.30	Irán/ Khorasan	Rezaiemanesh *et al*. (2019)
Incorrecto lavado de manos tras contacto con perros y gatos ($p < 0.036$)	2.42	Irán/Alborz	Zibaei *et al*. (2022)
Alimentar a mascotas con carne cruda ($p = 0.023$)	11.01	Irán/Alborz	Zibaei *et al*. (2022)
Beber agua sin tratar ($p = 0.17$)	1.97	Mundial	Rostami *et al. (*2019a)
Consumo de hígado crudo o poco cocido ($p = 0.001$)	3.10	Irán/ Khorasan	Rezaiemanesh *et al. (*2019)
Consumir carne cruda ($p = 0.22$)	1.59	Mundial	Rostami *et al.* (2019a)
Contacto con perros o gatos ($p = 0.003$) Contacto con perros *(*$p < 0.0001$) Contacto con gatos ($p = 0.0001$)	2.90 1.53 1.64	Irán/ Khorasan Países de la OMS **(2009-2019)	Rezaiemanesh *et al.* (2019) Merigueti *et al.* (2022) Merigueti *et al.* (2022)

*Odds ratios (OR) ajustado
**Países de la Organización Mundial de la Salud: Brasil, China. Colombia, Austria, Ecuador, Irán, Noruega, México, Nigeria, Serbia, Taiwán, Tailandia y Venezuela

Fuente: Elaboración propia

De igual forma un estudio reciente en Irán realizado por Zibaei *et al.* (2022) encontraron además del contacto con perros y gatos (OR:2.42; IC: 1.15–4.85) contacto con el suelo (OR:7.61; IC: 6.06–9.24), lavado de manos incorrecto, alimentar a mascotas con carne cruda (OR:11.01; IC: 5.21–19.34) tuvieron una asociación estadísticamente significativa con la

infección a *Toxocara* spp. entre los dueños de gatos y perros domésticos. En relación a las diferentes actitudes conductuales el interés por disponer de una mascota que conlleva al estrecho contacto con las mismas y la tenencia prolongada de gatos y perros aumentaría el riesgo de seropositividad a *Toxocara* spp. en propietarios de mascotas. En cuanto a las conductas de riesgo modificables, relacionadas a brindar alimentación a mascotas con carne cruda o sin cocer es un factor asociado con toxocariosis.

En la tabla 10 se resumen los factores de riesgos asociados a la seropositividad a la toxocariosis en la población humana durante los últimos años.

4.4.4. Epidemiología de *Toxocara* spp, en el medio ambiente

4.4.4.1 Contaminación ambiental de *Toxocara* spp. en lugares públicos en América Latina

Se reconoce que los entornos humanos a menudo pueden contener cantidades sustanciales de huevos de "*Toxocara* spp." (Maleki *et al*. (2017), en su mayoría resultado de la contaminación fecal de perros y gatos (Traversa *et al.,* 2014). Además, huevos excretados al medio ambiente se vuelven infecciosos en un lapso de 3 a 6 semanas y pueden sobrevivir durante años, constituyendo esta la principal fuente de infección para el hombre y principalmente niños menores de 5 años con antecedente de geofagia según Azam *et al*. (2012).

Fakri *et al*. (2018) en un estudio de metanálisis y revisión sistemática de huevos de *Toxocara* spp. en lugares públicos que incluyó playas, parques y áreas de juego de todo el mundo encontró una prevalencia global de contaminadas con huevos de "*Toxocara* spp." del 21%. Los estudios no disciernen entre especies de huevos de "*Toxocara* spp.", revelando que una quinta parte de áreas públicas a nivel mundial están contaminadas con huevos de "*Toxocara* spp."

Por otro lado, un estudio reciente de Bonilla *et al.,* 2023 de revisión sistemática y metanálisis de estudios publicados desde 1900 hasta enero del 2023 reportan una prevalencia de huevos de "*Toxocara* spp." en parques de Latinoamérica del 50% (IC del 95%: 40–60%) definida mediante técnicas coproparasitológicas, Argentina tuvo la mayor prevalencia de huevos de "*Toxocara* spp." en parques (100%), seguid de Brasil (66%) y Venezuela (63%).

En la tabla 11 se resume los trabajos de los últimos años que muestran resultados de la contaminación ambiental con huevos de *Toxocara* spp. en los parques públicos en América Latina con tasas positivas que van de 0.6 al 100%. Las diferencias en la prevalencia de contaminación ambiental con huevos de "*Toxocara* spp." en las diferentes regiones geográficas podrían atribuirse a distintas estrategias de muestreo en estudios publicados, variación en

comportamientos sanitarios de residentes y dueños de mascotas, diferentes condiciones culturales y sociales, composición y cantidad del suelo analizado, número de perros y gatos concurrentes a las áreas públicas, acceso de animales callejeros a lugares públicos y las particularidades del clima.

Tabla 11. Reporte de Prevalencia de *Toxocara* spp. en el medio ambiente a nivel de América Latina (excluyendo a Perú).

Ubicación	Área	Prevalencia/ Frecuencia %	P/M p/m*	TM/ TP	Tipo de muestra	Referencia
Argentina	Ribera de río	1.9	2/104*	Shurtleff y Averre	Suelo	Archelli *et al.,* 2018
Argentina	Parque, plaza, calles, áreas recreativas	5.0*	4/80*	NR/ S, F (dual Pellet)	Heces	Cociancic *et al.,* 2020
Argentina	Parque	35.3	12/34	Aleatorio/ S(Teleman), F(Sheather, Willis)	Heces	Avila *et al*., 2023
Bolivia	Parque	80.0	8/10	NR/ S, F	Heces	Poma *et al.,* 2018
Brasil	Parque	0.6*	1/162*	NR/ S, F	Suelo	Antunes e*t al.,* 2019
Brasil	Plazas, canteros, aceras	25.0*	23/92*	NR/ F(Willis), Baermann, Silva	Heces, suelo	Bitencourt *et al.,* 2019
Brasil	Plaza	55.0	11/20	NR/ S(Hoffman), F(Faust), Rugai	Suelo	Braga *et al.,* 2021
Chile	Plazas, bandejones, parques	0	0/43	2W/ S, F(Faust)	Suelo	Melín-Coloma *et al.,* 2016
Colombia	Parque	100.0	28/28	NR/F	Suelo, heces	Diaz-Anaya *et al.,* 2015
Colombia	Parque	100.0 38.5*	1/1 5/13*	NR/F	Suelo	Mendoza y Maldonado, 2015
Colombia	Parque	100	3/3	NR/F	Suelo	Guarín-Patarroyo *et al.,* 2016
Colombia	Zona verde	54.8	17/31	5 puntos/ F (Sheather)	Suelo	Benavides *et al.,* 2017
Ecuador	Parque	45.7	16/35	NR/ S, F	Heces	Guzmán *et al.*, 2019
México	Parque	100	7/7	NR/F	Suelo	Romero-Nuñez *et al.,* 2013b
México	Parque	5.0	1/20	NR/F	Heces	Medina-Pinto *et al.,* 2018
México	Parque	46.4	26/56	NR/F	Suelo	Ramírez-Rubio *et al.,* 2019
México	Parque	81.5	22/27	NR/F	Suelo	Lara-Reyes *et al.,* 2019

México	Parque	7.6	18/236	NR/ F	Suelo	Vargas *et al.,* 2020
Venezuela	Plaza, Parque	62.5	20/32	2W/ NR	Suelo	Gallardo *et al.,* 2015
Venezuela	Plaza, Parque	80.0	8/10	NR/S	Suelo	Devera *et al.,* 2020

Willis: flotación con solución sobresaturada de sal. Sheather: flotación con solución sobresaturada de azúcar. Faust: flotación con solución sobresaturada de Sulfato de Zinc al 33.3%. Hoffman: sedimentación espontanea Shurtleff y Averre: decantación y centrifugación, P: Parques positivos a *Toxocara* spp. p: muestras colectadas positivas a *Toxocara* spp. M: Nº de lugares públicos para la toma de muestras, m: Nº total de muestras colectadas para el estudio. TM: Técnica de Muestreo, TP: Técnica de procesamiento de muestra, F: Flotación, S: Sedimentación, NR: No reportado.

Fuente: Elaboración propio

4.4.4.2 Contaminación ambiental de *Toxocara* spp. en lugares públicos en el Perú

Existe una mayor disponibilidad de estudios realizados en lugares públicos en nuestro medio en comparación a las evaluaciones de parásitos de interés zoonótico entre ellas *Toxocara* spp. en su hospedero definitivo. Los primeros estudios que evaluaron la presencia de huevos de parásitos en parques públicos en el Perú se desarrollaron inicialmente en los distritos de Lima y Callao revelando altas prevalencias de huevos de "*Toxocara* spp." de 30%, 34%, 41%, 63% y 37% para los distritos de los conos sur, norte, este, oeste y Callao, respectivamente (Chávez *et al.,* 2000; Chávez *et al.*, 2002).

Además de Lima capital, existen reportes en diversos departamentos del país como Abancay, Arequipa, Ayacucho, Cusco, Huánuco, Ica, Junín, La Libertad, Lambayeque, Puno, Tumbes y Piura, donde se detalla en la tabla 12, y esta prevalencia de contaminación ambiental de *Toxocara* spp. varía de 0.76 al 100%.

En esta línea, Serrano *et al.* (2000) reportaron 55.9% de parques infectados (19/34) en el distrito de La Molina.

Se evaluaron 131 parques del distrito de la Molina en el estudio realizado por Malca *et al*. (2019) encontrando un solo parque positivo a huevos de "*Toxocara* spp." (0.76%), considerado en la categoría de poco amigable según el "Programa de Vigilancia Sanitaria de Parques y Jardines" de la Dirección General de Salud Ambiental (DIGESA), que ejecuta esta directiva desde 2009 en las Direcciones de Salud (DISAS)/Direcciones Regional de Salud (DIRESAS) de Lima y Callao, lo cual pudo deberse a las diversas mejoras realizadas por la municipalidad, entre ellas: tenencia responsable, campañas de desparasitación frecuentes, recojo de excretas, etc. Estos resultados probablemente indicarían que parques que poseen adecuada infraestructura, buen manejo de residuos sólidos y escaso riesgo sanitario serían menos propensos a la contaminación con huevos del ascaridoideo.

Por el contrario, Cáceres *et al.* (2017), al evaluar 21 parques en la ciudad de Abancay

encontraron contaminados el 66.67% de ellos, ninguno calificado como amigable, 61.9% como no amigable y 38.1% como poco amigable.

Tabla 12. Reporte de Prevalencia de *Toxocara* spp. en lugares públicos a nivel de Perú.

Ubicación	Área	Prevalencia Frecuencia %	P/M p/m*	TM/ TP	Tipo de muestra	Referencia
APURIMAC						
Abancay	Parques	66.67	14/21	2W/ F(Willis)	Suelo y pasto	Cáceres *et al.,* 2017
AREQUIPA						
Yura	Parques, plazas	83.33	5/6	Wi/ F(Faust)	Suelo	Marroquín, 2015
José Luis Bustamante y Ribero	Parques y Jardines	31.10	38/122	Wi/ F(Faust)	Heces y pasto	Pacheco, 2015
Cerro Colorado	Parque	95	19/20	Wi/ F(Faust)	Suelo	Puma, 2016
Cerro Colorado	Parque	100	11/11	Wi/ F(Faust)	Heces, suelo y pasto	Cuba, 2016
Sachaca	Parques	50	11/22	Wi/ F(Faust)	Suelo y pasto	Valdez, 2017
Miraflores	Parques, Plazas	80	8/10	F(Faust)	Heces de perros	Miranda, 2018
Islay	Playas	66.70	2/3	Cuadrantes/ S, F(Faust)	Suelo	Málaga, 2019
Mariano Melgar	Parque, Plazas	90.91	10/11	F(Faust)	Suelo	Medina, 2021
Mariano Melgar	Parque	52	13/25	Wi/ F(Willis)	Heces	Condori, 2023
Uchumayo	Parques, Plazas, Jardines	56.25	9/16	Wi/ F(Faust)	Suelo, césped y heces	Vílchez, 2023
AYACUCHO						
La Mar	Parques	90	9/10	W/ F(Willis	Suelo	Frisancho, 2016
Jesús de Nazareno	Parques	90	9/10	2W/ F(Willis)	Suelo y pasto	García *et al.,* 2017
Huanta	Parques, Plazas	69.23	9/13	W/ S, F(Willis)	Suelo	Rupay, 2017
CUSCO						
Sicuani	Parques y áreas verdes	81.82	18/22	W/ F(Faust)	Suelo y pasto	Aparicio, 2015
HUÁNUCO						
Huánuco	Parques	90.90	10/11	2W/ F(Sheather)	Suelo	Montalvo *et al.,* 2014

ICA						
Ica	Parques	88.90	16/18	Aleatorio/ F(Willis)	Suelo y césped	Anampa y Sulca, 2016
Ica	Parques	75	15/20	2W/ F(Willis)	Suelo y pasto	Quispe, 2022
JUNÍN						
Chupaca	Parques	100	3/3	Wi/ S, F(Willis)	Suelo	Caya, 2023
LA LIBERTAD						
Trujillo	Parques	28	6/21	4 puntos / F(Willis)	Suelo	Requena, 2015
Viru	Parques	72.20	8/11	2W/ Método Kleine	Suelo	Palomino y Jara-campos, 2023
LAMBAYEQUE						
Chiclayo	*Parques/ Jardines*	100	14/14 9/9	5 puntos/ F(Sheather)	Suelo	Tello, 2021
Chiclayo	Parques	100	2/2	2W/ S(Sheather)	Suelo	Talledo, 2022
LIMA						
Villa El Salvador	Parques	1.72	1/58	2W/ S	Suelo	Manfredi, 2017
La Molina	Parques, Jardines	0.76	1/131	2W/ S, F(Willis)	Suelo	Malca *et al.,* 2019
Canta	Plaza	42.86	3/7	Aleatorio/F, S	Suelo	Rabanal, 2019
Pachacamac	Parque	32	8/25	W/ F, S	Suelo	Soto, 2019
Independencia	Parques	1.41	1/71	2W/F (Willis)	Suelo	Puertas, 2022
Chorrillos	Parques	26.70	24/90	2W/ F Willis	Suelo	Bastas, 2023
PIURA						
Paita	Parques, plazas y malecón	23.10	3/13	NR/F(Willis)	Suelo	Nuñez, 2022
PUNO						
Juliaca	Parque	100	4/4	W modificado/ F(Sheather)	Suelo	Quenaya, 2017
Puno	Parques	6.94	15/216*	NR/ F(Sheather)	Suelo	Copa, 2023
TACNA						
Gregorio Albarracín	Parques, Plazas	70	7/10	W/ F Willis	Suelo y/o césped	Farfán *et al.,* 2019
TUMBES						

Centro Poblado Andrés Araujo Morán	Parques	20	1/5	Aleatorio/ F(Willis)	Suelo y pasto	Gonza, 2021

Willis: flotación con solución sobresaturada de sal. Sheather: flotación con solución sobresaturada de azúcar. Faust: flotación con solución sobresatura de Sulfato de Zinc al 33.3%, Hoffman: sedimentación espontanea. P: Parques positivos a *Toxocara* spp. p: muestras colectadas positivas a *Toxocara* spp.
M: Nº de lugares públicos para toma de muestras, m: Nº total de muestras colectadas para el estudio.
TM: Técnica de Muestreo, TP: Técnica de procesamiento de muestra, Wi: Técnica de muestreo W invertida
F: Flotación, S: Sedimentación, NR: No reportado Fuente: Elaboración propia

4.4.4.3 Factores asociados a la contaminación ambiental por *Toxocara* spp.

Según Nunes *et al. (*1994) existe influencia de la constitución granulométrica (Textura: % de arena, limo y arcilla) en la presencia de huevos de "*Toxocara* spp." en muestras de suelos. En otro estudio, Salinas *et al. (*2001), hallaron mayor positividad por huevos *T. canis* en suelos arcillo-lodosos lo cual indica que ofrece mayor condición favorable, como humedad, para su viabilidad y desarrollo, pues permite retener los huevos por más tiempo en las capas superiores, donde se desarrollan hacia sus estadios infectivos. En otro estudio se señaló que la ausencia de huevos y larvas de parásitos de relevancia en veterinaria y salud pública en los suelos arenosos y bien drenados se debe a que estos suelos retienen poca humedad (Pierangeli *et al.,* 2003)

Según el estudio realizado por Cazorla *et al.* (2007) donde comparó tres tipos de suelos (arena, limo y arcilla) para evaluar si existe relación estadística significativa entre las clases de suelo por: textura (granulométrica, salinidad (conductividad eléctrica), pH y el aislamiento de huevo de "*Toxocara* spp.". En 63.16% de parques evaluados se encontró presencia de huevos de "*Toxocara* spp.". Sin embargo, no se llegó a encontrar relación estadísticamente significativa entre los valores evaluados y la presencia de huevos de "*Toxocara* spp."

Entre los factores asociados encontrados para la contaminación por *Toxocara* spp. según estudios realizados en Perú en el cono sur de Lima y distritos del Callao son el estado de conservación de parques, siendo altamente prevalentes los parques bien y medianamente conservado en el Callao (100%) y cono norte (47%) según Chávez *et al*. (2000). En otro estudio se encontró al estado del parque (Bien conservado) y los estratos socioeconómicos altos y medio altos como factores asociados (López *et al.,* 2005), los cuales explican la relación directa entre el estrato socioeconómico y el estado de conservación de los parques (Shimizu, 1993)

4.4.5 El pelaje de mascotas como factor de riesgo para la toxocariosis humana

Diferentes estudios demostraron la capacidad que tiene el pelo del perro para albergar huevos *Toxocara* spp. y representa un riesgo de trasmisión de la toxocariosis según Wolfe y Wright (2003), quienes sugieren infección humana por el contacto con mascotas.

Investigaciones recientes a nivel internacional, principalmente en perros, han caracterizado el desarrollo de "huevos de *Toxocara* spp." (viable e inviable) en el pelo de animales (Merigueti *et al.,* 2017, Holland, 2017; Sivajothi y Reddy, 2018). Sólo el estudio de Sihuayro (2013), está disponible en nuestro medio, quien encontró 13.9% contaminación del pelaje en perros con "huevos de *Toxocara* spp. "en la ciudad de Tacna.

Diversos estudios, señalan mayor número de "huevos de *Toxocara* spp." en pelaje de las áreas perianal, dorso y cola de perros (Roddie *et al.,* 2008; El-Tras *et al.*, 2011; Öge *et al.,* 2014; Rojas *et al.,* 2017; Merigueti *et al.,* 2017; Sivajothi y Reddy, 2018). Otras regiones corporales, como cabeza, abdomen, cuello y extremidades también fueron evaluadas (Amaral *et al.,* 2010; Keegan y Holland; 2010; Sowemimo y Ayanniyi, 2016). Estos últimos demostraron una correlación entre perros positivos a pelaje y a exámenes fecales indicando una posible auto contaminación, a diferencia de Overgaauw *et al.* (2009), quienes revelaron 4.4% de positividad en heces y 12.2% en pelaje. Finalmente, Ög *et al.* (2014) no evidenciaron similaridad entre mascotas positivas a heces y pelaje.

Tabla 13. Resumen de prevalencia y factores de riesgo de estudios realizados para recuperar huevos de Toxocara spp. en el pelo de perros.

País/Región	**Prevalencia**	**Factor de riesgo**	**OR***	**Referencia**
Egipto	26.6% (17/64)	Tipo Callejero $p = 0.04$	3.18	El-Tras *et al.* (2011)
Argentina	14.3% (8/56)	Callejero $p = 0.0018$	15.17	Sierra *et al*. (2016)
Argentina	25% (5/20)	Edad <1 año $p = 0.0028$	13.80	Sierra *et al*. (2016)
Brasil	6.7% (11/165)	<1 año $p = 0.0017$	9.36	Merigueti *et al*. (2017)
México	41.7% (40/96)	No desparasitación $p < 0.004$) No cepillado $p < 0.12$	3.60 2.26	Rojas (2017)

*Odds ratio: OR

Fuente: Elaboración propia

Asimismo, algunos autores (Roddie *et al.,* 2008; Merigueti *et al.,*2017; Maurelli *et al.,* 2019), atribuyen diversos factores que pueden contribuir a la presencia de "huevos de *Toxocara* spp." en el pelo de perros (edad, origen, raza, cuidados de higiene y desparasitación) que representa un riesgo de transmisión de la zoonosis. También, perros callejeros, preferentemente cachorros, pueden albergar considerables huevos de parásitos en el pelaje, en densidades más altas que las reportadas en el suelo (Roddie *et al.,* 2008)

4.5. Diagnóstico del *Toxocara spp.*

4.5.1 Diagnóstico coproparasitológico del *Toxocara* spp.

Los diagnósticos de rutina para infección patente de *Toxocara* spp. se logra demostrando la presencia de huevos característicos en las heces. Según Dryden *et al*. *(*2005) recomiendan usar las técnicas de flotación y de sedimentación porque la centrifugación recupera más huevos que otros métodos. Y esto se ha podido visualizar en los diferentes estudios realizados en perros, gatos y ambiente (Tabla 5, 6, 11 y 12) ya que en su mayoría han usado estas dos técnicas. Las soluciones más usadas para estas técnicas son soluciones sobresaturadas de ClNa, azúcar y Zn 33.3% (Bowman, 2014)

Tabla 14. Técnicas coproparasitológicas para la detección de huevos de *Toxocara* spp.

Técnica diagnóstica	**Evidencia detectada**	**S %**	**IC 95 %**	**Referencias**
Examen directo	Huevos	-	-	Callan, 2022
Faust (Centrifugación-Flotación)	Huevos	31.80	26.71-41.47	Faust *et al.,* 1939; Barlett *et al.,* 1978; Cárdenas *et al.,* 2021
Willis (Flotación)	Huevos	-	-	Willis, 1921; Quispe, 2022; Caya, 2023
Sheather (Flotación)	Huevos	-	-	Sheather, 1923; Tello, 2021; Benavides *et al.,* 2017
Flotación – Dual Pellet	Huevos	-	-	Cociancic *et al.,* 2020
Flotación Sulfato Zinc	Huevos	-	-	Vilchez, 2023
Hoffman (Sedimentación)	Huevos	-	-	Hoffman, 1934; Braga *et al.,* 2021
Sedimentación - Teleman	Huevos	-	-	Huamán y Jara, 2018
Ritchie modificada (Sedimentación)	Huevos	-	-	Orbezo, 2016
Kato-Katz (Tamizado)	Huevos	74.72	72.93-80.22	Cárdenas *et al.,* 2021
McMaster	huevos	33.82	30.67-43.39	Cárdenas *et al.,* 2021
McMaster Modificado mejorado	huevos	39.38	35.93-48.29	Cárdenas *et al.,* 2021

S: Sensibilidad, Willis: Flotación espontanea con solución sobresaturada de sal, Sheather: Flotación con solución de azúcar saturada. Faust: flotación con solución de Sulfato de Zinc al 33.3%, Hoffman: Sedimentación espontanea

Fuente: Elaboración propia.

4.5.2 Diagnostico serológico de *Toxocara* spp en el ser humano

La toxocariosis y la infección por *Toxocara* spp. en huéspedes paraténicos o accidentales se puede diagnosticar mediante varias técnicas, como el examen histopatológico, evaluación

morfométrica de las larvas (si están presentes) o la detección específica de ADN larvario utilizando muestras de tejido o fluidos corporales (Smith *et al.,* 2006).

Dado que los métodos basados en serología o inmunología por sí solos no son suficientes para diagnosticar la infección de manera definitiva (Poulsen *et al.,* 2015; Smith *et al.,* 2006), las técnicas de PCR, que emplean marcadores genéticos en el primer y segundo espaciador transcrito interno (ITS-1 e ITS-2) de genes de ARN ribosomal nuclear o genes mitocondriales específicos, pueden contribuir a la identificación precisa de nematodos ascaridoides (en cualquier etapa de desarrollo) y el diagnóstico. Estas herramientas han sido utilizadas en investigaciones epidemiológicas, estudios genéticos poblacionales y análisis sistemáticos (Jacobs *et al*., 1997; Li *et al.,* 2006; Gasser *et al.,* 2013).

Algunas de estas herramientas moleculares han posibilitado la caracterización genética definitiva de los taxones de *Toxocara* spp. (Gasser *et al.,* 2006; Gasser *et al.,* 2013), conduciendo al descubrimiento de nuevas especies, como *T. malaysiensis*, anteriormente desconocidas (Zhu *et al.,* 1998; Li *et al.,* 2006), cuyo potencial zoonótico y patrón de transmisión aún se desconocen (Le *et al.,* 2016). Además, se ha identificado ADN de *T. canis* mediante PCR en lavados broncoalveolares de ratones y en líquido cefalorraquídeo de seres humanos.

La obtención de muestras mediante biopsias de tejido o extracción de líquidos es invasiva y a menudo poco práctica para el diagnóstico de la infección por *T. canis* y toxocariosis en humanos. Por lo tanto, se ha recurrido al uso de técnicas serológicas e inmunológicas (Tabla 12) (Magnaval *et al.,* 1991), a veces complementadas con métodos de imagen (Macpherson, 2013; Strube *et al.,* 2013).

Los ensayos ELISA se han empleado para detectar antígenos excretados o secretados (TES) por *T. canis* (De Savigny *et al.,* 1979), siendo ampliamente utilizados en el serodiagnóstico y estudios epidemiológicos de la infección y exposición a *T. canis* en humanos (Boldiš *et al.,* 2015; Moreira *et al.,* 2014). Sin embargo, los resultados serológicos iniciales deben confirmarse mediante Western Blot para evitar posibles falsos positivos y evaluar la reactividad cruzada con otros agentes infecciosos (Moreira *et al.,* 2014). Por lo tanto, se prefiere la combinación de ELISA y Western Blot (Moreira *et al.,* 2014), aunque no existe un criterio serológico inequívoco que distinga la infección activa por *T. canis* de la exposición pasada, lo que genera debate en este ámbito de investigación (Smith *et al.,* 2009).

La efectividad de las pruebas serológicas e inmunológicas en el diagnóstico de toxocariosis varía según los antígenos utilizados (por ejemplo, productos crudos de larvas de *T.*

canis, antígenos TES nativos o recombinantes, glucanos o antígenos TES desglicosilados) y el tipo de anticuerpos medidos (por ejemplo, IgG total, subclases de IgG o IgM) (Tabla 12) (Roldán *et al.,* 2015; Elefant *et al.,* 2016).

Se han diseñado y evaluado versiones modificadas de TES-ELISA, como IgG2-TES-ELISA e IgG4-rTES-ELISA (Noordin *et al.,* 2005; Watthanakulpanich *et al.,* 2008), así como ensayos específicos para detectar anti-IgG2 e IgG3. Los anticuerpos anti-*T. canis* parecen ofrecer mayor sensibilidad y especificidad (Magnaval *et al.,* 1991). Por otro lado, se ha reportado que un ELISA de IgG4 utilizando TES-120 recombinante (rTES-120) y rTES-30 tenía una sensibilidad del 93%, mientras que un ELISA de IgG que emplea TES desglicosilado mejoraba tanto la sensibilidad como la especificidad al 100% según Mohamad *et al*. (2009); Roldán *et al*. (2015).

Tabla 15. Técnicas serológicas para la detección de anticuerpos anti-Toxocara en humanos.

Prueba	**Detección**	**S %**	**E %**	**Referencias**
IgG-TES-WB	IgG total específica en sueros humanos, con alta especificidad y menor actividad cruzada	93.30	100	Magnaval *et al.,* 1991
IgG-TES-ELISA	IgG total específica en sueros humanos	97	36	Noordin *et al*., 2005
IgG1-TES-ELISA	Subclase IgG1 específica en sueros humanos	60	76	Watthanakulpanich *et al*., 2008
IgG2-TES-ELISA	Subclase IgG2 específica en sueros humanos	98	71	Watthanakulpanich *et al*., 2008
IgG3-TES-ELISA	Subclase IgG3 específica en sueros humanos	78	81	Watthanakulpanich *et al*., 2008
IgG4-TES-ELISA	Subclase IgG4 específica en sueros humanos	64	71	Watthanakulpanich *et al*., 2008
IgG4-rTES-ELISA (rTES-30USM)	Subclase IgG4 específica en sueros humanos	93.30	93.9	Mohamad *et al*., 2009
IgG4-rTES-ELISA (rTES-120)	Subclase IgG4 específica en sueros humanos	93.30	92	Mohamad *et al*., 2009
IgM/G-TES-ELISA (TES-58 y TES-68)	IgG o IgM específicas en sueros humanos	100	100	Peixoto *et al*., 2011
IgG-TCLA-ELISA	IgG total específica en sueros humanos	92	87	Yin *et al*., 2013
IgG-dTES-ELISA	IgG total específica en sueros humanos	100	100	Roldán et al., 2015
IgG-dTES-WB	IgG total específica en sueros humanos, sin reactividad cruzada con las fracciones de 32kDa, 55kDa y 70Kda de dTES	-	-	Roldán *et al*., 2015
Avidez de IgG	Medición del índice de avidez de IgG de seres humanos	44	83	Boldiš *et al*., 2015

IgG-DiM-BSA-ELISA	IgG total específica en sueros humanos	92	95	Elefant *et al*., 2016

S: Sensibilidad, E: Especificidad, TES = antígenos excretores y secretores de *Toxocara canis*. dTES = antígenos TES deglicosilados. rTES = antígenos TES recombinantes. WB = Western blotting. TCLA = antígenos de larva de *T. canis*. DiM-BSA = albúmina sérica bovina acoplada di-O-metilada.

Fuente: Ma *et al.,* 2017

También se están evaluando otras proteínas recombinantes de *T. canis* como posibles antígenos diagnósticos según Anderson *et al*. (2015) y Zhan *et al*. (2015). Además, la medición de las concentraciones de proteínas catiónicas de eosinófilos o la avidez de los anticuerpos IgG pueden sugerir infecciones activas o pasadas por T. canis (Hübner *et al*., 2001; Magnaval *et al*., 2001; Dziemian *et al*., 2008; Boldis *et al*., 2015). Sin embargo, es necesario validar exhaustivamente el rendimiento de cada uno de estos ensayos en diferentes países y condiciones.

4.6 Tratamiento del *Toxocara* spp.

4.6.1 Tratamiento de la toxocariosis en el hospedero definitivo

El tratamiento de la toxocariosis en el hospedero definitivo, ya sea en gatos o en perros generalmente implica el uso de antihelmínticos específicos para eliminar los parásitos. Lo principal es evitar que los cachorros o sus madres contaminen el medio ambiente y así infectan al humano produciendo en muchos casos de larva migrante visceral. Para ello diferentes investigadores realizan estudios para poder implementar nuevos protocolos más efectivos en gestantes y cachorros (Overgaauw y Van-Knapen, 2000; Traversa, 2012b). Aquí se describen algunos fármacos más usados para el tratamiento para ambas parasitosis.

Los principales fármacos más usados para controlar la toxocariosis en animales son benzimidazoles (fenbendazol, mebendazole), piperazina y pirantel para parásitos adultos (Macpherson, 2013); para tratar parásitos larvarios es más eficaz los benzimidazoles (Despommier, 2003). Otros fármacos usados como parte del tratamiento son la selamectina, nitroscanato, avermectinas y tetraimidazotiazoles (Levamisol) (Traversa, 2012b).

La desparasitación debe ser periódica en perros y gatos desde la 2 semanas y 3 semanas de vida respectivamente repitiendo 3 veces con intervalos de cada 2 semanas y luego cada 6 meses (Benenson, 1995).

En estudios realizados en gatos el pamoato de pirantel a razón de 20mg/kg de p.v. en pasta tiene una efectividad de 93.5% y la formulación granulada en 88.9% (Reinemeyer y De Novo, 1990).

Otros estudios realizados en perros han demostrado que la selamectina al 6% es efectivo al 100% contra nemátodos gastrointestinales (6 mg/kg c/30 días), siendo muy segura ya que no presenta efectos adversos (Liao, 2019; Lefkaditis, 2002).

Otro fármaco que se usa en perros es la ivermectina, se recomienda la dosis de 200 a 400 µg/kg para un eficaz resultado contra *Toxocara* spp. (Isea *et al*., 2011). Últimos estudios del uso de levamisol en perros disponibles en el mercado (Levamizol OLKAR 10% y Levamizol-plus 10%) indican efectividad de 100% a los 14 días del tratamiento (Yuskiv *et al.,* 2024)

Tabla 16. Principales fármacos antiparasitarios disponibles en el mercado

Principio activo	**Dosis**	**Frecuencia**	**Vía**	**Especie**	**Edad Mínima**	**Contraindicación**	**Referencias**
enbendazol	100mg/kg	Dosis única	Oral	Perro y Gato	Ninguna	No se han descrito	Oneto, 1996
	50mg/kg	3 días			Ninguna		
	20mg/kg	5 días			Ninguna		
	25mg/kg	40 días gest- 2º parto		Perro	Gestante		
	50mg/kg	40 días gest – 14 días del puerperio		Perro	Gestante		TroCCAP, 2019
Albendazol	25mg/kg	3 días	Oral	Perro	2 sem	No < de 2 sem. No gestantes.	Adams, 2003; Martínez, 2023
Febantel	10mg/kg	Por 3 días	Oral	Perro gato	Adultos	No usar en gestantes.	Papich, 2020
	15mg/kg				Cachorro y gatitos	No usar en animales con disfunción hepática o renal.	
Selamectina	6mg/kg	c/30 días	Tópica	Perro Gato	6 sem	No usar antes de 6 semanas.	Liao, 2019
	60mg/kg	Día 40º y 10º antes y 10º, 40º después del parto	Tópica	Perro	Gestante		Payne-Johnson, 2000, TroCCAP, 2019
Ivermectina	0.2-0.4 mg/kg	c/7 a 14 días	Oral SC	Gato	6 sem	No usar antes de 6 semanas	Papich, 2020
	0.5mg/kg	2 dosis c/ 15 días	Oral SC	Perro	6 sem	No Collie, raza con mutación del gen MDR1	Panigrahi *et al* 2016; Gagliardi *et al.*, 2015; Payne y Ridley, 1999; TroCCAP, 2019
	0.3mg/kg	0º, 30º, 60º día de gestación y 10ª después del parto	SC	Perro	Gestante	No antes de 6 sem.	
Pamoato de pirantel	14.4mg/kg (P)	dosis única (Adulto) P, G	Oral	Perro	2 sem	No se observaron	Liao, 2019; Adams, 2003; TroCCAP, 2019
	5mg/kg(P)	En Cachorro: 2,3,4,6,8,10 sem					
	20mg/kg(G)	Gatitos c/2 sem		Gato	4 sem		Reinemeyer, 1990

Ivermectina + Pamoato de Pirantel	200ug/kg 5mg/kg	dosis única	SC Oral	Perro	6 sem	No Collie No gatos	Isea *et al.,* 2011; Carvalho y Araújo, 2009
Fenbendazol + Pamoato de Pirantel	+ 5mg/kg + 20mg/kg	dosis única	Oral	Perro y Gato	6 sem		Papich, 2020; TroCCAP, 2019
Milbemicina oxima	0.5 mg/kg	c/4 sem hasta 26 sem	Oral	Perro	2 sem	No Collie, raza con mutación del gen MDR1. No antes de 6 sem.	Papich, 2020
	2 mg/kg	c/30 días		Gato	6 sem		
Piperazina	200mg/kg	c/2 sem – 3 meses luego c/3mes	Oral	Perro Gato	2 sem	No se observaron	De la Fe, 2006
Levamisol	5-8 mg/kg	dosis única	Oral	Perro	2 sem	No usar con pirantel	Papich, 2020; Yuskiv *et al.,* 2024
	4.4 mg/kg			Gato	4 sem		

P: Perro, G: Gato Fuente: Elaboración propia

4.6.2 Opciones de Tratamiento actual para personas infectadas con *Toxocar*a spp.

El tratamiento de la toxocariosis en humanos causada por *T. cati* o *T. canis* generalmente implica el uso de antihelmínticos para eliminar las larvas del parásito en el cuerpo humano. El fármaco más comúnmente utilizado es el albendazol, que se administra por vía oral durante un periodo de tiempo determinado (Ma *et al.,* 2018).

Tabla 17. Principales fármacos utilizados en el tratamiento de toxocariosis humana

Droga	Vía	Dosis	Indicación	Eficacia	Observaciones
Albendazol	Oral	400 mg dos veces al día por 5 días	LMV LMO?	Droga de elección	Con esteroideos
Mebendazol	Oral	200mg/kg dos veces al día por 5 días	LMV	Alternativa	(En casos graves
Tiabendazol	Oral	50mg/kg tres veces al día por 7 a 28 días	LMV LMO?	Alternativa	y con compromiso
Dietilcarbamazina	Oral	3mg/kg tres veces al día por 21 días	LMV LMO?	Alternativa	de SNC).
Prednisolona	Oral	30-60mg una vez al día	LMO	Droga de elección	Con triamcinolona.
Triamcinolona	Intra-vitreo	40 mg por semana (por 2 semanas)	LMO	Droga de elección	Con prednisolona.
Ivermectina	Oral	200 μ/kg dosis única	LMV?	Eficacia incierta	No se recomienda.
Tribendimina	Oral	400 mg dosis única (ascaridiasis y necatoriasis)	LMV? LMO??	Eficacia clínica en toxocariosis incierta pero potencial	Actividad específica contra *T. canis* según estudios en perros.
Nitazoxanida	Oral	500 mg dos veces al día (200 mg dos veces al día en niños de 4 a 11 años) por 3 días	LMV LMO?	Eficacia cínica en toxocariosis incierta pero potencial	Estudios en roedores han demostrado su actividad específica contra *T. canis.*

LMV: larva migrans visceral, LMO: larva migrans ocular, SNC: sistema nervioso central.
Fuente: Delgado O y Rodríguez-Morales AJ, 2009.

En algunos casos graves o complicados, puede ser necesario combinar el albendazol con

otros medicamentos como el corticoide prednisona (Tabla 17) para controlar la inflamación y reducir los síntomas relacionados con la infección (Fillaux *et al.,* 2014).

Es importante destacar que el tratamiento debe ser supervisado por un médico especialista en enfermedades infecciosas o parasitología. Además, se recomienda llevar a cabo una adecuada higiene personal y ambiental para prevenir nuevas infecciones y reducir los riesgos de reinfección (Ma *et al.,* 2018).

4.7 Estrategias de control dirigidas a la población de perros y gatos

La colaboración entre veterinarios, epidemiólogos y autoridades de salud pública es esencial para abordar eficazmente la prevención y el control de la toxocariosis. Las medidas para controlar la toxocariosis incluyen la desparasitación regular de perros, promover las practicas adecuadas de higiene, y la concienciación pública sobre los riesgos asociados con la contaminación por *Toxocara canis*.

A pesar del uso de fármacos altamente eficaces que se encuentran disponibles y las medidas de control implementadas por los propietarios y veterinarios, las infecciones de parásitos intestinales siguen siendo altas en animales de compañía (Alvarado-Borja *et al.,* 2023). En muchos países se han implementado programas de control reproductivo en perros con dueño y callejeros, así se ha logrado disminuir la cantidad de perros jóvenes. Estos programas tendrían un impacto positivo en la transmisión de *Toxocara canis*, debido a que el parásito es muy fecundo y de alta prevalencia en cachorros (Macpherson, 2013).

4.7.1 Prevención de la contaminación ambiental

La prevención de la contaminación ambiental con *Toxocara* spp., implica tomar medidas para evitar la propagación de los huevos del parásito en el medio ambiente (Overgaauw y Van-Knapen, 2013). Para ello se debe fomentar el buen manejo de las excretas, eliminando las heces antes que suceda la embrionación del mismo según Barriga (2002) y CFSPH (2005). Se deben retirar las heces de las áreas de juego infantil antes de que los huevos sean infectivos. Se puede lograr reducir la contaminación eliminando las heces en la basura común en lugar de en los desechos orgánicos, evitando así la eventual supervivencia de los huevos durante el proceso de compostaje (Morgan *et al.,* 2013; Nijsse *et al.,* 2015), incluso de ser posible se deben quemar las heces, enterrarlas o colocarlas en una bolsa y luego botarlas a la basura. Cuando ocurre la contaminación no existe una manera práctica de eliminar los huevos del suelo (CFSPH, 2005).

Se puede disminuir la contaminación en áreas públicas instaurando restricciones de gatos y perros sueltos, previniendo el ingreso de mascotas a área de esparcimiento infantil y

recolección de heces por parte del propietario (CFSPH, 2005). Para hospederos definitivos callejeros esto es inviable, por lo tanto, se puede suponer que los parques en áreas urbanas, especialmente aquellos que son accesibles para gatos y perros callejeros, están contaminados (Becker *et al.,* 2012; Ferreira *et al.,* 2017; O'Lorcain, 1994)

Se debe considerar la necesidad de tomar medidas efectivas como la reducción de animales callejeros, la recolección de heces por los propietarios, campañas de concientización y estrategias de control, con el fin de disminuir el riesgo alto para la salud animal y humana (Otero *et al.,* 2018).

4.7.2 Tratamiento antihelmíntico de cachorros y gatitos

La desparasitación debe ser periódica en cachorros y gatitos desde las 2ª y 3ª semanas de vida respectivamente repitiendo tres veces con intervalos de cada 2 semanas y luego cada 6 meses (Benenson, 1995).

En el caso de cachorros se recomienda administrar antihelmínticos quincenalmente desde 2 semanas de edad a 2 semanas post destete y luego mensualmente desde 2 semanas post destete a 6 meses de edad (ESCCAPE, 2021), por causa de la migración transplacentaria de las larvas somáticas que se reactivan durante la gestación y por ende una infección del feto llegando a desarrollarse hasta forma adulta en el mismo después de 16 días del nacimiento (Lloyd, 1983) con la consecuente contaminación del ambiente al eliminar altas cargas de huevos. Asimismo, debido a que existe una transmisión lactogénica en caninos, el cachorro puede infectarse con larvas a través de la leche por lo menos hasta 38 días de nacido (Zimmerman *et al*., 1985), otro autor indica hasta la 5ª semana de edad (42d) (Barriga, 1991).

En el caso de gatitos se recomienda la administración de antihelmínticos a partir de la 3ª semana de edad y luego cada 15 días ya que, aunque en ellos no ocurre la transmisión transplacentaria, pero si se produce la transmisión lactogénica con la consecuente eliminación de huevos al medio ambiente a partir de los 47 días después del nacimiento (Overgaauw y Van-Knapen, 2013).

4.7.3 Tratamiento antihelmíntico de perros y gatos adultos

En el caso de perros y gatos adultos se usa los fármacos como fenbendazol, albendazol, pamoato de pirantel, selamectina, ivermectina, mencionado en cachorros y gatitos (Tabla 13) pero con variaciones en la dosificación en el caso de febantel a razón de 10 mg/kg de p.v. vía oral por 3 días y pamoato de pirantel a razón 14.4mg/kg de p.v. dosis única por vía oral.

4.7.4 Tratamiento antihelmíntico de perras y gatas preñadas

Debemos considerar también evaluar un tratamiento en perras gestantes debido a la importancia de la infección prenatal. Según un estudio realizado ha sido efectiva el uso de ivermectina a razón de 0.3mg/kg de p.v. vía subcutánea en 0ºdía, 30ºdía, 60ºdía de la gestación y 10ºdía después del parto, reduciendo así la carga parasitaria en los cachorros y el nº de huevos expulsados al ambiente en un 100% (Payne y Ridley, 1999). Otro estudio indica que el uso de Moxidectina en gestantes a razón de 1mg/Kg de p.v. vía subcutánea en los días 40 y 55 de gestación fue 100% efectivo sobre *T. canis* es decir más efectivo que la ivermectina y doramectina (Kramer *et al*., 2006). Otro antiparasitario que puede usarse en perras gestantes es el Fenbendazol a razón de 25mg/kg de p.v. vía oral desde el día 40 de gestación hasta 2º día después del parto.

4.7.5 Directrices uniformes para el control y tratamiento de parásitos.

Como medidas de control para *Toxocara canis* también se debe incluir el tratamiento frecuente con antihelmínticos de gatos y perros iniciando a temprana edad, la higiene personal, la educación y la aplicación de las leyes para la eliminación de heces caninas y la legislación canina (Overgaauw y Van-Knapen, 2000; Despommier, 2003). La existencia de hospederos silvestres definitivos y paraténicos dificulta el control de *Toxocara canis.* El aumento de las poblaciones humanas y caninas, la migración de la población y el cambio climático incrementan la importancia de esta zoonosis. (Macpherson, 2013).

La prevención juega un papel crucial y se centra en desparasitar regularmente a los perros, mantener un entorno limpio y controlar el acceso de los animales a áreas potencialmente contaminadas. La atención veterinaria temprana y la adopción de medidas preventivas son esenciales para garantizar la salud y el bienestar de los perros afectados por *Toxocara canis* (Overgaauw y Van-Knapen, 2013; Macpherson, 2013).

La prevención es fundamental y se centra en desparasitar regularmente a los gatos, especialmente a las hembras gestantes y a los gatitos. Además, mantener un entorno limpio y controlar la exposición de los gatos a áreas potencialmente contaminadas ayuda a reducir el riesgo de infección por *Toxocara cati* (Overgaauw y Van-Knapen, 2013; Macpherson, 2013).

Desde la perspectiva de Una Sola Salud, que reconoce la interconexión entre la salud humana, animal y ambiental, el control de la toxocariosis en el Perú requiere un enfoque integral y colaborativo que involucre a diversas disciplinas y sectores que trabaje a nivel local, regional, nacional (CDC, 2024) reducir la carga de la toxocariosis y proteger la salud de los animales, personas y medioambiente. Los aspectos que debemos considerar para lograr este propósito son:

Vigilancia epidemiológica integrada: es fundamental establecer sistemas de vigilancia epidemiológica que monitoreen la prevalencia de la toxocariosis en animales y humanos, así como la carga parasitaria en el medio ambiente. Esto permitirá identificar áreas de alto riesgo y orientar las intervenciones de control. (Huapaya *et al.,* 2009; Hotez y Wilkins, 2009)

Educación y concientización: La educación pública sobre prácticas de higiene adecuadas, como el lavado de manos después del contacto con mascotas y la correcta eliminación de heces de mascotas, es importante para reducir la transmisión de *Toxocara* spp. de los animales a los humanos. Además, se debe seguir educando y fomentando cumplir la desparasitación regular de mascotas para prevenir la contaminación ambiental (Holland y Smith, 2006; Rubinsky-Elefant *et al*., 2010; Macpherson, 2010)

Control de la población de animales: Implementar programas de esterilización y control de la población de gatos y perros callejeros ayuda a reducir la cantidad de animales infectados que contribuyen a la propagación de la toxocariosis. Esto puede ser realizado en colaboración con organizaciones de bienestar animal y autoridades locales de nuestro país. (Gonzáles y Cárdenas, 2015; Villalobos y Céspedes, 2017; Vásquez, 2019).

Mejora de las condiciones sanitarias: La promoción de condiciones sanitarias adecuadas en áreas urbanas y rurales, incluida la gestión adecuada de residuos sólidos y el control de roedores, puede disminuir la contaminación ambiental con huevos de *Toxocara* spp. y reducir el riesgo de infección humana (Benavides y Paz-Soldán, 2016; Romero y Paredes, 2019)

Investigación y desarrollo de vacunas y tratamientos: Se necesitan más investigaciones para desarrollar vacunas efectivas contra la toxocariosis en animales y humanos, así como tratamientos más accesibles y eficaces para aquellos que ya están infectados (Macpherson, 2013; Overgaauw y Van-Knapen, 2013)

4.8 Retos para el control de la toxocariosis

El control de la toxocariosis humana presenta varios desafíos debido a la compleja naturaleza de la enfermedad. Algunos de los retos principales son realizar un diagnóstico preciso, ya que el diagnóstico de la toxocariosis humana es complicado y no existe una prueba definitiva para confirmarla. Los métodos actuales, como el análisis de sangre o el examen del tejido afectado, tienen limitaciones en términos de sensibilidad y especificidad (Fillaux *et al.,* 2013)

Otro reto es la concientización pública, en vista que muchas personas desconocen la toxocariosis y sus riesgos para la salud humana (Condori *et al.,* 2021), lo cual conlleva a un mal manejo de medidas preventivas necesarias para evitar la infección por *Toxocara* spp. y también un retraso en el diagnóstico y tratamiento adecuado.

Al ser especialmente los perros y gatos la principal fuente de infección para los humanos, el control efectivo requiere medidas como desparasitación regular, educación sobre higiene animal y promoción de la tenencia responsable de las mascotas, es fundamental educar a los propietarios sobre la importancia de desparasitar regularmente a sus mascotas, recoger adecuadamente las heces fecales y mantener un buen nivel de higiene en el entorno. Asegurar que los propietarios administren correctamente los antiparasitarios a sus mascotas es un reto importante. Algunas personas pueden olvidarse o no seguir adecuadamente el programa recomendado, lo que puede permitir la persistencia y propagación de la infección (Overgaauw y Nederland, 1997; Strube *et al.,* 2013; Rostami *et al.,* 2019b).

Los animales callejeros representan un desafío adicional para el control de la toxocariosis, ya que pueden albergar altas cargas parasitarias debido a su falta de cuidados médicos regulares. El control efectivo requiere programas específicos dirigidos hacia estas poblaciones con medidas como esterilización, desparasitación regular y educación sobre buenas prácticas sanitarias (Fischer, 2003; Holland y Smith, 2006; Macpherson, 2013).

La contaminación ambiental por huevos infectivos es una fuente importante de infección para humanos y animales domésticos. Es fundamental establecer protocolos efectivos para eliminar las heces fecales contaminadas con huevos parasitarios en parques públicos, jardines comunitarios o áreas donde se congreguen perros y gatos (Traversa, 2012a; Macpherson, 2013).

El tratamiento antiparasitario para la toxocariosis está disponible, pero puede no estar fácilmente accesible o ser costoso en algunas regiones, lo que dificulta su implementación generalizada (Overgaauw y Van-Knapen, 2013).

Para abordar estos retos requerirá una combinación efectiva entre mejores opciones diagnósticas, mayor conciencia pública sobre la enfermedad, educación continua sobre buenas prácticas sanitarias en relación con las mascotas, cumplimiento del tratamiento veterinario recomendado, programas específicos para animales callejeros e implementación rigurosa de protocolos ambientales destinados a reducir la carga parasitaria en áreas públicas frecuentadas por perros y gatos e implementación generalizada del tratamiento y medidas preventivas disponibles.

V. DISCUSIÓN

Alrededor del 50% de personas en países desarrollados viven al menos con un animal de compañía (Matchock, 2015); encabezado por perros y gatos en nuestros hogares, con un claro incremento poblacional a nivel mundial que supera los 700 millones en canes y alrededor de la mitad poblacional canina para el caso de felinos (Organisation for Animal Health, 2022; Shahbandeh, 2024), planteando graves problemas de salud pública, entre ellas zoonosis parasitarias como la Toxocariosis.

Estudios moleculares, señalan hasta el momento a *T. canis* y *T. cati* como únicas especies zoonóticas (Ziegler y Macpherson, 2019) y en ese sentido se han realizado diversas investigaciones a nivel mundial de toxocariasis animal en sus hospederos definitivos y según los últimos 10 años a nivel Latinoamericano Ecuador, Venezuela y Chile denotan las más altas prevalencia de *T. canis* con 73, 45.2 y 40% respectivamente (Tabla 5) Estos resultados se explican por la evaluación del 65% de animales callejeros, así como cachorros entre 1 y 6 meses de edad y familias rurales de nivel socioeconómico bajo, dedicados a la producción agropecuaria de subsistencia con escaso control sanitario de sus animales (González y Domínguez, 2018, Rey-Valeiron *et al.,* 2018; Opazo *et al.,* 2019).

En nuestro medio, en la presente revisión se identificaron prevalencias variables de toxocariosis animal (0.8 hasta 85%), principalmente centrados en perros y escasa investigación en gatos (Tabla 6), denotando altas tasas de infección de *T. canis* en Ica y Huánuco (73.77-54.8%, respectivamente), debido a la evaluación en centros veterinarios a perros jóvenes con enfermedad entérica que alcanzó el 58.6 % de animales a copro ELISA positiva a Parvovirosis y mediante coprología positiva a la detección de toxocariosis (Dávalos *et al.,* 2019). Asimismo, el estudio de Huerto (2015) en Huánuco se desarrolló en un centro poblado que evaluó 43.3% de cachorros.

Escasamente se describen sólo tres estudios referidos a gatos en el Perú, realizados en Lima metropolitana, Ayacucho y Puno (Tabla 5) (Vilca de Díaz y Anccasi 2013; Meza, 2022; Herencia, 2024) observándose una prevalencia superior al 50% en áreas rurales en estas dos últimas regiones comparada al 5.7% en entornos urbanos del distrito de Jesús María de Lima metropolitana, y estos resultados se deben a que entornos rurales posibilitan mayores oportunidades de infección que un urbano. Cabe señalar que la mayoría de estudios han centrado su atención en la infección por *T. canis*, sin embargo, estudios revelan también infección humana adquirida de gatos (Tadie *et al.,* 2010; Poulsen *et al.,* 2015).

Recientemente Rostami *et al.* (2019a) señala que la quinta parte (19%) de la población humana mundial es seropositiva a "*Toxocara* spp.", alcanzando tasas de infección de 27.8% en América del Sur, que resulta ser inferior al ser comparada con niveles altos de seroprevalencia en África (37.7%) y Sudeste Asiático (34.1%) debido posiblemente a países (Gabón, Ghana y Nigeria, Indonesia, Filipinas y Vietnam) densamente poblados que exhibieron tasas globales de infección más altas.

Los estudios de seroprevalencia de "*Toxocara* spp." en el Perú son escasos comparados a estudios observados en Brasil, México y Colombia (Tabla 9), este último junto con Honduras presentan la mayor seroprevalencia de toxocariosis humana en América Latina (Rostami *et al.,* 2019a; Hernández *et al.,* 2020). En nuestro medio los reportes de prevalencia se centralizan en Lima Metropolitana, Arequipa, Lambayeque y Loreto con amplias diferencias que varían de 0 a 96.3%. Esta variabilidad en los resultados se debe a diversos factores relacionados a una población heterogénea, prueba serológica empleada, condiciones geográficas y climáticas.

La población más vulnerable en la toxocariosis humana son los niños. Es así que muchos de los estudios en el mundo señalan a población pediátrica con el mayor riesgo de infección a *Toxocara* spp. (Guilherme *et al.,* 2013; Archelli *et al.,* 2014). En el Perú Maguiña *et al.* (1991) reportó por primera vez 3 casos clínicos pediátricos (< 5 años) con LMV entre 1987 y 1989; además Miranda-Sousa *et al. (*1999) los primeros casos de LMO entre 1990-1996 ambos en Lima. Desde entonces, entre los años 1997 y 2010 se han descrito más casos de pacientes con toxocariosis ocular que fueron atendidos en hospitales (Hospital Nacional Arzobispo Loayza, Hospital Nacional Cayetano Heredia, y el Instituto Nacional de Salud del Niño) (Ramírez *et al.,* 2010). Entre 2014 y 2016 se atendió paciente entre 11 y 20 años con problemas de agudeza visual, visión borrosa, lagrimeo y prurito ocular (Instituto de Medicina Tropical Daniel Alcides) (Cornejo, 2018).

Se ha señalado el suelo como la principal fuente de infección humana y es por ello que muchos estudios evalúan la contaminación ambiental con huevos de "*Toxocara* spp." en lugares públicos como parques, jardines y áreas recreativas de esparcimiento (Maleki *et al*., 2018). Los primeros estudios en el Perú se realizaron en los diferentes conos de Lima metropolitana y Callao en la década del 90; detectándose altas prevalencias en cono Este (41.1%), Norte (34.3%); Oeste (63%), Callao (37%) y Cono Sur (30%) (Serrano *et al*., 2000; Chávez *et al*., 2000; Virgilio La Rosa *et al*., 2001; López *et al*., 2005). Estos resultados se relacionaron al acceso de hospedero definitivo a los ambientes, condiciones favorables de humedad por el riego de áreas verdes, así como supervivencia y resistencia del huevo.

A raíz de estos primeros estudios en Lima metropolitana se replicaron en diferentes regiones de la sierra del Perú (Tabla 12) como Ayacucho, Abancay, Cusco, Huánuco, Ica, Piura, Puno, Tumbes, Junín, Lambayeque, Arequipa y Puno, estos 4 últimos exhibieron tasas de 100% de contaminación ambiental con huevos de "*Toxocara* spp." (Cuba, 2016; Quenaya, 2017; Tello, 2021; Caya, 2023). Estos resultados pueden deberse a falta de observación por parte de las autoridades encargadas de regular y aplicar la normativa vigente, reflejando el nulo cumplimiento de la aplicación del régimen jurídico de canes, también a la estación climática que fue realizado los estudios, siendo primavera la estación idónea para encontrar mayor positividad de *Toxocara* spp. (Tello, 2021; Caya, 2023)

En relación a los factores de riesgo se ha identificado la variable edad (< 1 año) como variable influyente en toxocariosis canina y felina (Hernández *et al.,* 2007; Gebremedhin *et al.,* 2020; Trillo *et al.,* 2023). Cachorros y gatitos menores de un año son particularmente vulnerables a la infección. Esto se debe a que existe una transmisión vertical pudiendo infectarse a través de una ruta transplacentaria y a través de la leche materna (Coati *et al*., 2004). En el caso de *T. canis*, las larvas pueden migrar a través de la placenta durante la gestación o a través de la leche durante la lactancia. Los animales jóvenes tienen sistemas inmunológicos inmaduros, lo que los hace menos capaces de desarrollar una respuesta efectiva contra la infección (Fisher, 2003; Smith, 2009; Overgaauw y Van-Knapen, 2013).

Otra variable identificada en la presente revisión se señala el sexo como factor de riesgo (Glickman y Schantz, 1981; Fisher, 2003; Smith, 2009; Overgaauw y Van-Knapen, 2013), las razones detrás de esta observación no están completamente claras, pero pueden incluir: el rol reproductivo, ya que las hembras, especialmente las gestantes, pueden tener una mayor carga parasitaria debido a la reactivación de larvas hipobióticas durante la gestación, lo que no ocurre en los machos (Glickman y Schantz, 1981; Overgaauw y Van-Knapen, 2013). Otro son los cuidados maternos: Las madres pueden ser una fuente directa de infección para sus crías a

través de la lactancia (Hernández *et al.,* 2007).

Salir a la calle es otra variable identificada por diversos autores (Fisher, 2003; Roddie *et al.,* 2009), ya que el acceso a áreas exteriores aumenta significativamente el riesgo de infección por *Toxocara* spp. debido a exposición a huevos de *Toxocara* spp. Los animales que deambulan al aire libre tienen más probabilidades de entrar en contacto con suelos contaminados con huevos de *Toxocara* spp. que son altamente resistentes y pueden sobrevivir en el ambiente durante largos períodos. La interacción con otros perros y gatos, especialmente aquellos no desparasitados, aumenta el riesgo de transmisión. (Nijsse *et al.,* 2016b).

Finalmente, algunos autores identificaron la variable, habitar en áreas rurales (Holland y Smith, 2006; Rubinsky-Elefant *et al*., 2010; Overgaauw y Van-Knapen, 2013), ya que puede incrementar el riesgo de toxocariosis debido a la mayor población de animales de granja y silvestres; las áreas rurales a menudo tienen una mayor densidad de animales, incluyendo perros y gatos callejeros, que pueden actuar como reservorios de *Toxocara* spp. Las prácticas agrícolas y la falta de infraestructura adecuada para la eliminación de excrementos animales contribuirían a la contaminación ambiental con huevos de "*Toxocara* spp." (Nijsse *et al.,* 2016b)

En relación a los principales factores de riesgo de la toxocariosis humana identificados se señala la edad (2 a 9 años), particularmente los niños son vulnerables a la toxocariosis debido a su comportamiento exploratorio, tienden a jugar en el suelo y poner objetos en su boca, lo que aumenta la probabilidad de ingerir huevos de "*Toxocara* spp." presentes en suelos contaminados según Smith *et al*. (2009) y Rubinsky-Elefant *et al*. (2010. Además, al presentar un sistema inmunológico inmaduro, conllevaría a una respuesta ineficaz contra larvas migratorias de *Toxocara* spp. (Rezaiemanesh *et al.,* 2019)

La ocupación es decir con alto riesgo de exposición, ha sido una de las variables identificadaos por Rezaiemanesh *et al. (*2019), ciertas ocupaciones conllevan un mayor riesgo de exposición a *Toxocara* spp.: como trabajadores agrícolas y de jardinería: estas personas tienen contacto frecuente con suelos potencialmente contaminados, aumentando el riesgo de infección (Macpherson, 2005; Smith *et al.,* 2009). Los veterinarios y técnicos de Laboratorio: como profesionales que trabajan directamente con animales y muestras biológicas de animales infectados también presentarían un mayor riesgo (Overgaauw y Van-Knapen, 2000; Despommier, 2003; Rubinsky-Elefant *et al.,* 2010).

También se ha identificado la higiene como factor de riesgo (incorrecto lavado de manos tras contacto con perros, gatos, tierra y geofagia), ya que una higiene inadecuada es un factor crítico en la transmisión de toxocariosis pues al no lavarse las manos adecuadamente después de

manipular perros, gatos o tierra contaminada puede facilitar la ingestión de huevos de *Toxocara* spp. y con respecto a la geofagia: la práctica de comer tierra, común en algunos niños, incrementaría significativamente el riesgo de infección con suelos contaminados con huevos de *Toxocara* spp. (Zibaei *et al*., 2022)

Otra variable que podemos encontrar es la alimentación de mascotas (con carne cruda), puede ser un factor importante para la transmisión de *Toxocara* spp, puede ser un factor importante para la transmisión de *Toxocara* spp. ya que la carne cruda puede contener larvas infectivas. (Zibaei *et al.,* 2022). Asimismo, el consumo de vísceras, especialmente hígado insuficientemente cocido, es otro factor de riesgo muchas veces implicado, ya que este órgano puede contener larvas de *Toxocara* spp., y el consumo insuficientemente cocido puede llevar a la infección humana. (Rezaiemanesh *et al.,* 2019)

Otra variable identificada según Rezaiemanesh *et al.,* 2019, fue habitar en áreas rurales: vivir en áreas rurales está asociado con un mayor riesgo de toxocariosis debido a la mayor exposición a huevos de *Toxocara* spp. Las áreas rurales suelen tener una mayor población de perros y gatos sin desparasitar, lo que aumenta la contaminación del suelo con huevos de *Toxocara* spp. y finalmente las condiciones de vida higiénicas suelen ser menos rigurosas en áreas rurales, aumentando el riesgo de transmisión.

Los principales factores asociados a la contaminación ambiental por *Toxocara* spp. que se identificaron fueron: estado de los parques (bien y medianamente conservados), esto debido a la temperatura y humedad adecuada que tendrían estos parques para la supervivencia del huevo y desarrollo posterior de la larva infectiva (L3) (Chávez *et al.,* 2000). Con respecto a la constitución granulométrica del suelo, se indica como factor de riesgo ya que dependiendo de su constitución el tipo de suelo arcilloso – lodoso brindaría mejores condiciones de humedad para la viabilidad y desarrollos del huevo de *Toxocara* spp. (Nunes *et al.,* 1994).

Los métodos de diagnóstico parasitológicos en animales emplean principalmente técnicas coproparasitológicas de flotación y en contaminación ambiental combinan técnicas de flotación y sedimentación (Tabla 11 y 14) (Willis, 1921; Quispe, 2022; Caya, 2023; Serrano *et al.,* 2000; Chávez *et al.,* 2000; Virgilio La Rosa *et al.,* 2001; López *et al.,* 2005). La alta frecuencia de *Toxocara* spp. en exámenes fecales y de contaminación ambiental podrían deberse a su alta fecundidad, de hasta 85,000 huevos por día, desempeñando un papel importante en su contaminación principalmente cachorros, además de su alta resistencia ambiental conferida por la cubierta gruesa de sus huevos (López-Osorio *et al.,* 2020).

Es importante resaltar que la mayoría de estudios relacionados a Contaminación

ambiental se centran en identificar la presencia de huevos de *Toxocara* spp. faltando por abordar el uso de técnicas moleculares que podrían arrojar más luz sobre la epidemiología real de la implicancia de *Toxocara canis* y *Toxocara cati,* Los felinos en ambientes donde encuentran protección, albergue y posibilidades de alimentación permanecen sin control sanitario y con incremento poblacional, interviniendo muchas veces la conducta humana en situaciones que pueden proveer algún cuidado de tenencia semiresponsable pero con un rol de transmisión de varias enfermedades zoonoticas. Según Maciag *et al.* (2022) el potencial zoonótico de *T. cati* no se conoce bien debido a la falta de datos disponibles debido a limitaciones de diagnóstico

Con respecto al diagnóstico para Toxocariosis humana debido a la ubicación del *Toxocara canis* en el tejido humano, es poco usado el diagnóstico directo (Fillaux y Magnaval, 2013) y la prueba de elección es ELISA indirecta (IgG-TES-ELISA) que usa los antígenos de excreción/secreción (TES) de la larva del parásito (Delgado y Rodríguez, 2009) la cual constituye una prueba altamente confiable debido a su sensibilidad del 97% y especificidad del 36% según Noordin *et al. (*2005). La prueba detecta anticuerpos IgG, que han permanecido con títulos altos después de meses o años después de la primoinfección. Western Blot es usada como prueba confirmatoria con el fin de descartar los falsos positivos (Magnaval *et al.,* 2001; De la Fé *et al.,* 2006). Independientemente de la prueba usada, se debe evaluar los niveles de anticuerpos contra *T. canis* en conjunto con los síntomas clínicos y el contexto epidemiológico donde el individuo se desenvuelve, con el propósito de determinar la etapa de infección del mismo (Archelli y Kozubsky, 2008).

En lo referente al tratamiento para toxocariosis animal, los benzimidazoles son los más usados. Se debe considerar aplicar un programa antiparasitario estratégico temprano en cachorros y gatitos: desde 2ª y 3ª semana de vida respectivamente y periódico: cada dos semanas hasta los 6 meses de edad con un antiparasitario de amplio espectro (CAPC, 2016) ya que los más jóvenes tienen mayor carga parasitaria debido a la transmisión transplacentaria y mamaria de *Toxocara canis* y por ende alto de contaminación ambiental por huevos embrionados (Lucio-Foster *et al.,* 2016). Por otro lado, también parte de la estrategia es aplicar tratamiento antiparasitario las perras preñadas, ya que aproximadamente en el día 20 de gestación, muchas de sus larvas latentes se reactivan por la influencia de la progesterona. Entre los días 43 y 47 de gestación, bajo la influencia de la progesterona y la prolactina, las larvas atraviesan la placenta e infectan a los fetos.

Desde la perspectiva de Una Sola Salud, se requiere un enfoque integral y colaborativo que involucre a diversas disciplinas y sectores de salud (CDC, 2024) para reducir la carga de la toxocariosis y proteger la salud de los animales, las personas y el medio ambiente. Algunos

aspectos que debemos considerar para lograr este propósito son: establecer sistemas de vigilancia epidemiológica que monitoreen la prevalencia de la toxocariosis en humanos y animales, así como la carga parasitaria en el medio ambiente. Esto permitirá identificar áreas de alto riesgo y orientar las intervenciones de control. (Huapaya *et al.,* 2009; Hotez y Wilkins, 2009)

La educación pública sobre prácticas adecuadas de higiene, como el lavado de manos después del contacto con mascotas y la correcta eliminación de heces de animales, es importante para reducir la transmisión de *Toxocara* spp. de los animales a los humanos. Además, se debe seguir educando y fomentando cumplir la desparasitación regular de mascotas para prevenir la contaminación ambiental. (Holland y Smith, 2006; Rubinsky-Elefant *et al*., 2010; Macpherson, 2010)

La implementación de programas de esterilización y control de la población de perros y gatos callejeros ayuda a reducir la cantidad de animales infectados que contribuyen a la propagación de la toxocariosis (Gonzáles y Cárdenas, 2015; Villalobos y Céspedes, 2017; Vásquez, 2019) junto con la promoción de condiciones sanitarias son medidas cruciales para reducir la propagación de la toxocariosis (Benavides y Paz-Soldán, 2016; Romero y Paredes, 2019). Además, la investigación en vacunas y tratamientos accesibles y eficaces es esencial para combatir esta infección de manera integral (Macpherson, 2013; Overgaauw y Van-Knapen, 2013). Aunque existen desafíos en la implementación de estas estrategias, los beneficios a largo plazo justifican los esfuerzos y recursos invertidos. Futuras investigaciones deberían enfocarse en mejorar la efectividad y accesibilidad de estas medidas para lograr un control sostenible de la toxocariosis.

En últimos estudios realizados en Perú para evaluar la contaminación de parques y su relación con programas de vigilancia sanitaria y su asociación con la clasificación sanitaria según Dirección de Higiene Alimentaria y Zoonosis (DHAZ) se encontraron prevalencias de 0.76% en la Molina y 66.7% en Abancay (Cáceres *et al.,* 2017; Malca *et al.,* 2019), las diferencias encontradas pueden estar relacionadas a las medidas sanitarias adoptadas por los municipios donde los parques amigables favorecen las condiciones para el desarrollo del parásito, condiciones de humedad, temperatura. Por otro lado, cabe señalar que estas medidas deben considerarse a nivel de otras regiones para que el manejo de tacho de basuras, las normas sanitarias en relación con las multas estén alineadas con la tenencia de mascotas y al no abandono de perros y gatos, ayudando a disminuir una fuente importante de contaminación de suelos.

VI. CONCLUSIONES

- Regiones del Perú que evidenciaron altas prevalencia en toxocariosis animal: Ica y Ayacucho (73.77 y 85%, respectivamente), toxocariosis humana: Lima (96.3%) y 100% de contaminación ambiental con huevos de *Toxocara* spp. en Junín, Lambayeque, Arequipa y Puno.
- Mundialmente se identifican principales factores de riesgo en toxocariosis animal: a) edad (< 1 año), b) sexo (hembra), c) salir a la calle y d) habitar en áreas rurales; en toxocariosis humana: a) edad (2 a 9 años), b) exposición (ocupación con alto riesgo), c) higiene (contacto con suelo, geofagia, contacto con perros o gatos e incorrecto lavado de manos), d) alimentación (con carne cruda, hígado insuficientemente cocido) y e) habitar en áreas rurales.
- Principales factores asociados a contaminación ambiental por *Toxocara* spp. son: estado de conservación de parques (bien y medianamente) y constitución granulométrica del suelo (arcillo-lodoso).
- Técnicas de diagnóstico recomendadas en la toxocariosis animal: coproparasitologicas (flotación); toxocariosis humana: serológicas (ELISA y Western Blot) y en contaminación ambiental con huevos de *Toxocara* spp.: concentración (flotación y sedimentación).
- Los benzimidazoles son empleados frecuentemente en el tratamiento de toxocariosis animal y requiere un manejo antihelmíntico estratégico en jóvenes (temprano y periódico).
- El control de la Toxocariosis en el Perú exige un enfoque de una sola salud que integre salud animal, salud humana y salud ambiental.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. ***Abedi B, Akbari M, KhodaShenas S, Tabibzadeh A, Abedi A, Ghasemikhah R, Moradi Y. 2021.*** The global prevalence of *Toxocara* spp. in pediatrics: a systematic review and meta-analysis. Clin Exp Pediatr 64: 575.
2. ***Adams RH. 2003.*** Farmacología y terapéutica veterinaria. 2ª ed. Zaragoza: Acribia SA. 1294p.
3. ***Aghaei S, Riahi SM, Rostami A, Mohammadzadeh I, Javanian M, Tohidi E, Foroutan M, Dooki ME. 2018.*** *Toxocara* spp. infection and risk of childhood asthma: a systematic review and meta-analysis. Acta Trop 182: 298-304. doi: 10.1016/j.actatropica.2018.03.022
4. ***Aguillón-Gutiérrez D, Meraz-Rodríguez Y, García-De La Peña C, Ávila-Rodríguez V, Rodríguez-Vivas R, Moreno-Chávez M. 2021.*** Prevalence of parasites in dog's feces of Gomez Palacio, Durango, Mexico. Abanico Vet 11: 1-16 doi:10.21929/abavet2021.39
5. ***Alegría L, Inuma S. 2016.*** Enteroparásitos de perros domésticos y factores socioepidemiológicos en el distrito de San Juan Bautista, Iquitos - Perú, 2016. Tesis de Bióloga. Iquitos: Univ. Nac. de la Amazonía Peruana. 91p.
6. ***Alexander U, Lim CW, Kim B, Hong E J, Kim HC, Park BK. 2018.*** Morphological and molecular characterization of *Toxocara tanuki* (Nematoda: Ascaridae) from Korean Raccoon Dog, *Nyctereutes procyonoides koreensis*. Korean J Parasitol 56: 567-575. doi: 10.3347/kjp.2018.56.6.567
7. ***Alho AM, Ferreira PM, Clemente I, Gracio MA, Belo S. 2021.*** Human Toxocariasis in Portugal-An Overview of a Neglected Zoonosis over the Last Decade (2010–2020). Infec Dis Rep 13: 938-948. doi: 10.3390/idr13040086

8. ***Alva R, Jara CA. 2018.*** Socioepidemiología de las helmintiasis intestinales en perros de casa (*Canis familiaris*) y los riesgos en la comunidad, Chiclayo, Perú, 2015-2018. REBIOL 37: 53-62.

9. ***Alvarado-Borja V, Valladares-Carranza B, Ortega-Santana C, Rivero-Pérez N, Bañuelos-Valenzuela R, Zaragoza-Bastida A, Velázquez-Ordoñez V. 2023.*** Infección por *Toxocara canis* y su importancia en la salud animal y en la salud pública: una revisión. Salud Tecnol Vet 11: 51-66.

10. ***Alvarado-Esquivel C. 2013a.*** Toxocariasis in waste pickers: a case control seroprevalence study. PLoS One 8: e54897. doi: 10.1371/journal.pone.0054897

11. ***Alvarado-Esquivel C. 2013b.*** *Toxocara* infection in Psychiatric inpatients: a case control Seroprevalence Study. PLoS One 8: e62606. doi: 10.1371/journal.pone.0062606

12. ***Alvarado-Esquivel C. 2014a.*** Seroepidemiology of toxocariasis in a rural Tepehuanos population from Durango, Mexico. J Helminthol 88: 173–6. doi: 10.1017/S0022149X12000880

13. ***Alvarado-Esquivel C, Hernández-Tinoco J, Sánchez-Anguiano LF. 2014b.*** *Toxocara* infection in gardeners: a case control seroprevalence study. Asian Pac J Trop Med. 7S1:S79–81. doi: 10.1016/S1995-7645(14)60207-8

14. ***Alvarado-Esquivel C, Hernández-Tinoco J, Sánchez-Anguiano LF, Cisneros-Martínez, JA. 2014c.*** Low seroprevalence of *Toxocara* infection in schizophrenic inpatients in durango, Mexico: a case control study. Int J Biomed Sci 10:269–271.

15. ***Alvarado-Esquivel C, Hernández-Tinoco J, Sánchez-Anguiano LF, Ramos-Nevárez A, Cerrillo-Soto SM, Guido-Arreola CA, Saenz-Soto L. 2015a.*** Detection of IgG against *Toxocara* in Sera of Employees of Meat Industry. Int J Biomed Sci 11: 152-156.

16. ***Alvarado-Esquivel C, Hernández-Tinoco J, Sánchez-Anguiano LF. 2015b.*** Seroepidemiología de *Toxocara* infección en pacientes con discapacidad visual y ceguera en Durango, México. J Clin Med Res7:176–181. doi: 10.14740/jocmr2032w

17. ***Alvares V, Rubinsky-Elefant G, Urbano M. 2011.*** Soil-Transmitted Helminthic Zoonoses in Humans and Associated Risk Factors. InTech. doi: 10.5772/23376

18. ***Anampa J, Sulca O. 2016.*** Contaminación de suelos con huevos de *Toxocara canis* en parques de recreación en el distrito de Ica, Perú. Tesis de Médico Cirujano. Ica: Univ. Nac. San Luis Gonzaga de Ica. 38p.

19. ***Anacleto L, Falcón N, Roldán W, Noé N, Espinoza Y. 2015.*** La práctica veterinaria con caninos domésticos como factor de riesgo para la exposición a *Toxocara canis* en Lima, Perú. Rev Inv Vet Perú *26*: 484-488. doi: 10.15381/rivep.v26i3.11166

20. ***Anderson JP, Rascoe LN, Levert K, Chantain HM, Reed MS, Rivera HN, McAuliffe I. 2015.*** Development of a luminex bead based assay for diagnosis of toxocariasis using recombinant antigens *Tc*-CTL-1 and *Tc*-TES-26. *PLoS Negl Trop Dis* 9: e0004168. doi: 10.1371/journal.pntd.0004168

21. **Antunes *AK, Demoliner M, Gras KG, Troian EA, Mallmann L, Filippi M, Rodrigues P, Rosado F. 2019.*** Soil Contamination of a Public Park by Human and Canine Mastadenovirus, as Well as Hookworms and *Toxocara* spp eggs. Rev Inst Med Trop São Paulo 61: e60. doi: 10.1590/S1678-9946201961060

22. ***Aparicio J. 2015.*** Prevalencia de toxocariasis y factores epidemiológicos que lo producen en los parques y áreas verdes de la ciudad de Sicuani provincia de Canchis, Región Cusco 2015. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Arequipa: Univ. Católica de Santa María. 86p.

23. ***Araujo Z, Brandes S, Pinelli E, Bochichio MA, Palacios A, Wide A. 2015.*** Seropositivity for ascariosis and toxocariosis and cytokine expression among the indigenous people in the Venezuelan Delta region. Rev Inst Med Trop Sao Paulo. 57: 47–55. doi: 10.1590/S0036-46652015000100007

24. ***Archelli S, Santillan GI, Fonrouge R, Céspedes G, Burgos L, Radman N. 2014.*** Toxocariasis: seroprevalence in abandoned-institutionalized children and infants. Rev Argent Microbiol 46: 3–6. doi: 10.1016/S0325-7541(14)70040-9

25. ***Archelli SM, Kozubsky LE, Gamboa MI, Osen BA, Costas ME, López MA. 2018.*** *Toxocara canis* en humanos, perros y suelos en ribera del Río de la Plata, provincia de Buenos Aires. Acta Bioquim Clin Latinoam 52: 441–9.

26. ***Arellano R., Osorio M, Napurí MC, León D, Falcón N. 2019.*** Indicadores demográficos de perros y gatos con dueño en el distrito de San Borja, Lima-Perú, 2017. Salud Tecnol Vet, 6: 72-80. doi: 10.20453/stv.v6i2.3461

27. ***Atitwa SC. 2018.*** How Many Dogs Are There In The World? WorldAtlas.com, World Atlas. Available at: https://www.worldatlas.com/articles/how-many-dogs-are-there-in-the-world.html. (Accessed 10 febrero 2024).

28. ***Avila HG, Sandon L, Anes PE, Meli S A, Giboin GA, Pérez VM, Periago MV. 2023.*** Environmental *Toxocara* spp. presence in crowded squares and public parks from San Juan Province, Argentina: A call for a "One Health" approach. Front Med 10:1102396. doi:10.3389/fmed.2023.1102396

29. ***Ayçiçek H, Yarsan E, Sarimehmetoglu HO, Tanyüksel M, Girginkardeşler N, Özyurt M. 2001.*** Efficacy of some disinfectants on embryonated eggs of *Toxocara canis.* Turk. J. Med Sci 31: 35–39.

30. ***Azam D, Ukpai OM, Said A, Abd-Allah GA, Morgan ER. 2012.*** Temperature and the development and survival of infective *Toxocara canis* larvae. Parasitology research, 110:649-656.

31. ***Aziz AA, Hassan AA, Elmahallawy EK, Elshahawy IS, Almuzaini AM. 2019.*** Prevalence and associated risk factors of *Toxocara* infection in dogs in northern and southern Egypt. Vet. Parasitol Reg Stud Reports 17: 100305. doi: 10.1016/j.vprsr.2019.100305.

32. ***Barriga O. 2002.*** Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos. Santiago: Germinal. 334 p.

33. ***Barutzki D, Schaper R 2011.*** Results of parasitological examinations of faecal samples from cats and dogs in Germany between 2003 and 2010. Parasitol Res. 109(Suppl 1): S45–S60. doi: 10.1007/s00436-011-2402-8.

34. ***Bastas M. 2023.*** Determinación de la presencia de huevos de *Toxocara* spp. en suelo y césped de los parques no cercados del distrito de Chorrillos en el año 2021. Tesis de Médico Veterinario Zootecnista. Lima: Univ. Científica del Sur. doi: 10.21142/tl.2023.3094

35. ***Beaver PC, Snyder CH, Carrera GM, Dent JH, Lafferty JW. 1952.*** Chronic eosinophilia due to visceral larva migrans: report of three cases. Pediatrics 9: 7-19. doi: 10.1542/peds.9.1.7

36. ***Becker AC, Rohen M, Epe C, Schnieder T. 2012.*** Prevalence of endoparasites in stray and fostered dogs and cats in Northern Germany. Parasitology Research, 111: 849-857.

37. ***Benavides M, Paz-Soldán V. 2016.*** Evaluación de la Gestión de Residuos Sólidos Municipales en Lima Metropolitana. Rev Peru Med Exp y Salud Pública 33: 98-104.

38. ***Benavides CJ, Vallejo DA, Astaiza JM, Bastidas YS, Portilla JA. 2017.*** Identificación de huevos de *Toxocara* spp. En Zonas Verdes De Conjuntos Cerrados Del Municipio De Pasto - Colombia. Biosalud 16: 44 - 52. doi: 10.17151/biosa.2017.16.2.5

39. ***Benenson AS. 1995.*** Control of communicable diseases manual. 16th ed. American Public Health Association: Washington.

40. ***Beugnet F, Bourdeau P, Chalvet-Monfray K, Cozma V, Farkas R, Guillot J, Halos L, Joachim A, Losson B, Miro G, Otranto D, Renaud M, Rinaldi L. 2014.*** Parasites of domestic owned cats in Europe: co-infestations and risk factors. Parasit Vectors 7: 291 doi: 10.1186/1756-3305-7-291.

41. ***Bitencourt ML, Costa J, Temporim M, Freire IV. 2019.*** Diagnostic of gastrointestinal helminths in sands and canine feces from public locations in Alegre

city, Espírito Santo, Brazil. Braz J Vet Med 41: e104619. doi:10.29374/2527-2179.bjvm104619

42. ***Boldiš V, Ondriska F, Špitalská E, Reiterová K. 2015.*** Immunodiagnostic approaches for the detection of human toxocarosis. Exp Parasitol 159**:** 252–58.

43. ***Bolívar-Mejía A, Rodríguez-Morales AJ, Paniz-Mondolfi AE, Delgado O. 2013.*** Cardiovascular manifestations of human toxocariasis. Arch Cardiol Mexico 83: 120-129.

44. ***Bonilla-Aldana DK, Morales-Garcia LV, Badaracco JRU, Mosquera-Rojas MD, Alarcón-Braga EA, Hernandez-Bustamante EA, Delgado O. 2023.*** Prevalence of *Toxocara* eggs in Latin American parks: a systematic review and meta-analysis. Le Infezioni in Medicina 31: 329

45. ***Borges JB, De Assis ZM, Alves-Ribeiro BS, De Sá Moraes, Alves-Sobrinho AV, Casaro K, Trevizoli H, Rodrigues M, Assis I, De Souza DG. 2023***. Prevalence of intestinal Parasites, Risk Factors and Zoonotic Aspects in Dog and Cat Populations from Goaias, Brazil. Vet Sci 10: 492. doi:10.3390/vetsci10080492

46. ***Bowman DD. 2014.*** Georgis' Parasitology for Veterinarians. 11th Ed. Ciencias de la Salud Elsevier.

47. ***Bowman D. 2020a.*** History of *Toxocara* and the associated larva migrans. Adv. Parasitol. doi: 10.1016/bs.apar.2020.01.037

48. ***Bowman DD. 2020b.*** The anatomy of the third stage larva of *Toxocara canis* and *Toxocara cati.* Advances in Parasitol 109: 39-61.

49. **Braga *DA*, Conceição *EL*, Sabillón GA, Lopes *P*, Meira *PO*, Santana *VF*. *2021.*** Potentially zoonotic parasites in the soil of public squares in the city of Aracaju (Sergipe, Northeastern Brazil). Vet Parasitol Reg Studies Reports 26: 100619. doi:1016/j.vprsr.2021.100619

50. ***Breña JP, Hernández R, Hernández A, Castañeda IR, Espinoza Y, Roldán W, Ramirez C, Maguiña C. 2011.*** Toxocariosis humana en el Perú: aspectos epidemiológicos, clínicos y de laboratorio. Acta Méd Peruana 28: 228-236

51. ***Brunaska M, Dubinský P, Reiterova K. 1995.*** *Toxocara canis*: ultrastructural aspects of larval moulting in the maturing eggs. Int J Parasitol 25:683-690.

52. ***Cabral MT, Evers F, De Souza B, Pinto-Ferreira F, Breganó JW, Ragassi M, Rubinsky-Elefant G, Lemos R, Navarro IT, Mitsuka-Breganó R. 2021.*** Socioeconomic factors associated with infection by *Toxoplasma gondii* and *Toxocara canis* in children. Transbound Emerg Dis 69: 1589–95. doi: 10.1111/tbed.14129

53. ***Cáceres C, Bustinza R, Valderrama A. 2017.*** Contaminación con huevos de *Toxocara* spp. y evaluación sanitaria de parques en la ciudad de Abancay, Perú. Rev Inv Vet Perú 28: 376-386. doi: 10.15381/rivep.v28.i2.13064

54. ***Callán M. 2022.*** Identificación y frecuencia de parásitos intestinales con potencial zoonótico en caninos con propietario del caserío de PICUP, Independencia, Áncash, Perú. Tesis de Médico Veterinario Zootecnista. Lima: Univ. Científica del Sur. doi: 10.21142/tl.2022.2767

55. ***Calle L. 2019.*** Agentes intestinales parasitarios en perros (*Canis familiaris*) de un albergue del distrito del Callao. Tesis de Médico Veterinario. Lima: Univ. Alas Peruanas. 57p.

56. ***[CAPC] Companion Animal Parasite Council. 2016.*** Recommendations on Parasite Control—Hookworms. [Internet], [15 febrero 2024]. Disponible en: https://capcvet.org/guidelines/hookworms/

57. ***Cárdenas J, Infante, Lesmes KI, Torres MC, Alcantara-Neves NM, Jaramillo-Hernández DA. 2021.*** Evaluación de técnicas coprodiagnósticas para *Toxocara canis.* Rev Inv Vet Perú 32. 18861. 10.15381/rivep.v32i3.18861.

58. ***Cardona D, Acosta LD, Bertone CL. 2013***. Inequidades en salud entre países de Latinoamérica y el Caribe (2005-2010). Gac. Sanit. 27: 292-297. doi: 10.1016/j.gaceta.20 12.12.007.

59. ***Carvalho, RO, De Araújo JV. 2009***. Eficácia do fembendazol e do pamoato de pirantel sobre nematóides intestinais de cães. Rev Ceres 56: 303-307

60. ***Castrillón L, López-Diez L, Sanchez-Nodarse M, Sanabria-Gonzalez W, Henao-Correa E, Olivera-Angel M. 2018***. Prevalencia de presentación de algunos agentes zoonóticos transmitidos por caninos y felinos en Medellín, Colombia. Rev MVZ Córdoba 24: 7119–7126. doi:10.21897/rmvz.1524

61. ***Cavalcanti AUA, Boccolini CS. 2022.*** Desigualdades sociais e alimentação complementar na América Latina e no Caribe. Ciência & Saúde Coletiva 27: 619-630. doi: 10.1590/1413-81232022272.31862020

62. ***Caya C. 2023.*** Contaminación de parques públicos con huevos de *Toxocara canis* y cumplimiento del régimen jurídico de canes, distrito de Chupaca-2014. Tesis de Maestro en Salud Pública. Huancayo: Univ. del Centro del Perú. 97p.

63. ***[CDC] Centers for Disease Control and Prevention. 2024.*** One Health. Centers for Disease Control and Prevention Available online at: www.cdc.gov/onehealth/index.html (accessed March 13, 2024).

64. ***[CFSPH] The Center for Food Security & Public Health. 2005.*** Toxocariasis. Available online at: https://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/es/toxocariasis-es.pdf (accessed April, 2024)

65. ***Ceballos-Mago N, González CE, Chivers DJ. 2010.*** Impact of the pet trade on the Margarita capuchin monkey *Cebus apella margaritae.* Endang Species Res 12: 57–68. doi: 10.3354/esr00289

66. ***Cenepo DM. 2021.*** Poliparasitismo intestinal canino en el centro poblado Mitocucho y en el asentamiento humano Loma Blanca, Huánuco-2019. Tesis de Maestría en ciencias de la salud, con mención en salud pública y docencia universitaria. Huánuco: Univ. de Huánuco. 131p.

67. ***Cermeño J, Houda S, Salvador N, Salaverria C. 2016.*** Seroprevalencia y factores de riesgos asociados con la infección por *Toxocara canis* en la población de la laguna, estado Anzoátegui, Venezuela. Saber. 28: 62–72.

68. ***Cermeño J, Houda S, Salvador N. 2022.*** Seroprevalencia de anticuerpos IgG-anti *Toxocara canis* en pacientes infectados con el virus de inmunodeficiencia humana. Saber 34: 11-19. doi: 10.5281/zenodo.7696279

69. ***Chávez A, Casas E, Cajas J, Velarde J. 2000.*** Contaminación de parques públicos con huevos de *Toxocara* spp. en los distritos de la provincia constitucional del Callao y del cono sur de Lima metropolitana. Rev Inv Vet Perú 11: 52-57. doi:10.15381/rivep.v11i1.6795

70. ***Chávez VA, Casas AE, Serrano MM, Cajas UJ, Velarde OJ, La Rosa VV, López TJ. 2002.*** Riesgo de contraer enfermedades parasitarias en los parques públicos de Lima y Callao. Rev Inv Vet Perú 13 :84-91. doi: 10.15381/rivep.v13i2.7337

71. ***Chen J, Liu Q, Liu GH, Zheng WB, Hong SJ, Sugiyama H, Zhu XQ, Elsheikha HM. 2018***. Toxocariasis: a silent threat with a progressive public health impact. Infect Dis Poverty 7: 59. doi: 10.1186/s40249-018-0437-0.

72. ***Coati N, Schnieder T, Epe C. 2004.*** Vertical transmission of T*oxocara cati* Schrank 1788 (Anisakidae) in the cat. Parasitol research 92: 142-146.

73. ***Cociancic P, Zonta ML, Navone GT. 2018.*** A cross-sectional study of intestinal parasitoses in dogs and children of the periurban area of La Plata (Buenos Aires, Argentina): Zoonotic importance and implications in public health. Zoo Public Health *65*: e44-e53. doi:10.1111/zph.12408

74. ***Cociancic P, Deferrari G, Zonta ML, Navone GT. 2020.*** Intestinal parasites in canine feces contaminating urban and recreational areas in Ushuaia (Argentina). Vet Parasitol: Reg Stu Rep 21:100424.

75. ***Collantes P. 2017.*** Prevalencia de toxocariasis (*Toxocara canis*) en caninos (*Canis familiaris*) utilizando el método de flotación, en el distrito de Tarapoto. Tesis de Médico Veterinario. Tarapoto: Univ. Nac. de San Martín. 93p.

76. ***Condori LF, Falcón N, León D. 2021.*** Conocimiento y prácticas relacionada a accidentes por mordedura y zoonosis entre escolares de educación secundaria en el distrito de Calca, Cusco, Perú. Rev Cien Vet 37: 14-20

77. ***Condori RM. 2023.*** Prevalencia de huevos de *Toxacara canis* en heces de canes concurrentes a parques del distrito de Mariano Melgar, Arequipa 2022. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Arequipa: Univ. Católica de Santa María.106p.

78. ***Condori W. 2014.*** Prevalencia de helmintosis gastrointestinal en perros pastores de alpacas en la comunidad de Tingabamba-Sicuani. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Puno: Univ. Nac. del Altiplano. 67p.

79. ***Contreras GG. 2017.*** Prevalencia de *Toxocara canis* en caninos domésticos del distrito de Pataz, región La Libertad, Perú, enero-marzo 2016. Tesis Médico Veterinario Zootecnista. Trujillo: Univ. Priv. Antenor Orrego. 44p.

80. ***Conrad J, Norman J, Rodriguez A, Dennis PM, Arguedas R, Jiménez C, Hernandez SM. 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. Vet Sci 8: 65. doi:10.3390/vetsci8040065

81. ***Copa A. 2023.*** Prevalencia de huevos de *Toxocara canis* en parques de la ciudad de Puno. Tesis de Médico Veterinario Zootecnista. Puno: Univ. Nac. del Altiplano.

82. ***Cordero Del Campillo M. 2001.*** Parasitología veterinaria. McGraw-Hill Interamericana. España. 254-256.

83. ***Cornejo E. 2018.*** Estudio de seropositividad a *Toxocara* spp. en pacientes jóvenes con manifestaciones oculares atendidos en el Instituto de Medicina Tropical Daniel Alcides Carrión entre 2014 y 2016. Rev de Med Trop 34: 123-130.

84. ***Costa-Santos P, Maurente-Lehmann L, Lorenzi C, Hirsch C, Lima-Telmo P, Torres-Mattos G. 2015.*** The seropositivity of *Toxocara* spp. antibodies in pregnant women attented at the University Hospital in Southern Brazil and the factors associated with infection. PLoS One. 10: e0131058. doi: 10.1371/journal.pone.0131058

85. ***Cotrado K. 2017.*** Prevalencia de ectoparásitos y enteroparásitos en caninos (*Canis familiaris*) del distrito de Calana - Tacna 2016. Tesis de Médico veterinario y zootecnista. Tacna: Univ Nac Jorge Basadre Grohmann. 78p.

86. ***Cotrina A. 2015.*** Prevalencia de parásitos en caninos por el método de flotación con solución saturada de azúcar distrito de Olmos periodo setiembre-diciembre 2014. Tesina de Médico Veterinario. Lambayeque: Univ Nac Pedro Ruiz Gallo. 28p.

87. ***Cuadros J. 2017.*** Prevalencia de helmintos intestinales en canes (*Canis familiaris*) en dos distritos de la ciudad de Ayacucho, 2013. Tesis de Médico Veterinario. Ayacucho: Univ. Nac. de San Cristóbal de Huamanga. 76p.

88. ***Cuba GD. 2016.*** Prevalencia de la infestación por *Toxocara* spp. en los parques del pueblo joven Alto Libertad, distrito de Cerro Colorado, provincia y departamento de Arequipa 2015. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Arequipa: Univ Católica de Santa María. 94p.

89. ***Dávalos M, Galarza E, 2019.*** Asociación de *Toxocara canis* y parvovirus en *Canis familiaris* con problemas gástricos en la ciudad de Ica-Perú, 2017. Brazilian J Health Review *2*: 2986-2989 doi: 10.34119/bjhrv2n4-064

90. ***De Savigny DH, Voller A, Woodruff AW. 1979.*** Toxocariasis: serological diagnosis by enzyme immunoassay. J Clin Pathol 32: 284–88.

91. ***Delgado O, Rodríguez-Morales AJ. 2009.*** Aspectos clínico-epidemiológicos de la toxocariasis: una enfermedad desatendida en Venezuela y América Latina. Bol Mal Salud Amb 49: 1-33. Recuperado en 29 de abril de 2024, de http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1690-46482009000100001&lng=es&tlng=es.

92. ***Delgado R. 2022.*** Evaluación de coccideas entéricas y su relación con ascaridios en cánidos menores a un año de Junttuma, Tinta–Cusco. Tesis de Biólogo. Cusco: Univ Nac. de San Antonio Abad del Cusco. 95p.

93. ***De la Fé P, Ripoll BED, Alberto EB, Sotelo JA. 2006.*** *Toxocara canis* y síndrome larva migrans viceralis. REDVET 7: 1-42.

94. ***Despommier DD. 2003.*** Toxocariasis: Clinical aspects, epidemiology, medical ecology, and molecular aspects. Clin Microbiol Rev 16: 265-272.

95. ***Devera RA, Blanco YY, Amaya ID, Requena I, Tutaya R, González A, Rivas E. 2015.*** Infección por *Toxocara canis*: seroepidemiología en escolares de Ciudad Bolívar, estado Bolívar, Venezuela. Saber 27: 537-546.

96. ***Devera RA, Arias VD, Vera FJ, Amaya ID, Blanco YY. 2020.*** *Toxocara* spp. y otros helmintos en muestras de suelo de plazas y parques de Puerto Ordaz, Municipio Caroní, Estado Bolívar, Venezuela. Kasmera 48: e48231618. doi: 10.5281/zenodo.4276390

97. ***Díaz-Anaya AM, Pulido-Medellín MO, Giraldo-Forero JC. 2015.*** Nematodos con potencial zoonótico en parques públicos de la ciudad de Tunja, Colombia. Salud Pub México 57: 170-176.

98. ***Diaz KG, Haro RF. 2023.*** Infección por protozoos y helmintos intestinales zoonóticos en *Canis familiaris* de Cartavio, Ascope (Perú). Tesis de Biólogo-Microbiólogo. La Libertad: Univ. Nac. de Trujillo. 46p.

99. ***Domínguez RA, Yépez DM, Cedeño PP, Culcay IH, Gonzáles-Puetate IG. 2023.*** *Toxocara canis*, en la población canina: efecto, control y salud. LATAM Rev Latin Cien Soc Hum 4: 4364–4374. doi:10.56712/latam.v4i2.905

100. ***Dorny P, Devleesschauwer B, Stoliaroff V, Sothy M, Chea R, Chea B, Vercruysse J. 2015.*** Prevalence and associated risk factors of *Toxocara vitulorum* infections in buffalo and cattle calves in three provinces of central Cambodia. Korean J Parasitol 53: 197-200. doi: 10.3347/kjp.2015.53.2.197

101. ***Dryden MW, Payne PA, Ridley R, Smith V. 2005.*** Comparison of common fecal flotation techniques for the recovery of parasite eggs and oocysts. Vet Ther. 2005 Spring 6: 15-28.

102. ***Dziemian E, Zarnowska H, Kołodziej-Sobocińska M, Machnicka B. 2008.*** Determination of the relative avidity of the specific IgG antibodies in human toxocariasis. Parasite Immunol 30: 187–90.

103. ***Elefant GR, Roldán WH, Seeböck A, Kosma P. 2016.*** Evaluation of a di-O-methylated glycan as a potential antigenic target for the serodiagnosis of human toxocariasis. Parasite Immunol 38: 236–43.

104. ***El-Sayed NM, Ramadán MEE, Masoud NG. 2021.*** Un paso adelante hacia la seguridad alimentaria frente a agentes infecciosos parásitos. En: Babalola, OO (eds) Seguridad e inocuidad de los alimentos. Springer, Cham. doi: 10.1007/978-3-030-50672-8_40

105. ***El-Tras WF, Holt HR, Tayel AA, El-Kady NN. 2011.*** Risk of *Toxocara canis* eggs in stray and domestic dog hair in Egypt. Veterinary Parasitology 178: 319-323.

106. ***Enriquez C, Watanabe R, Vilca de Díaz F, Suárez F. 2019a.*** Prevalencia de enteroparásitos en cachorros comercializados en Puno, Perú. Rev Inv Vet Perú 30: 309-319

107. ***Enriquez GF, Macchiaverna NP, Argibay HD, Arias LL, Farber M, Gürtler RE, Garbossa G. 2019b.*** Polyparasitism and zoonotic parasites in dogs from a rural area of the Argentine Chaco. Vet Parasitol Reg Stud Reports 16: 100287. doi:10.1016/j.vprsr.2019.100287

108. ***[ESCCAP] European Scientific Counsel Companion Animal Parasites. 2021.*** Control de vermes en perros y gatos. Guía nº 01 6ª Edición. [Internet], [15 marzo 2024]. Disponible en: https://www.esccap.es/

109. ***Espinoza A. 2019.*** Parasitismo gastrointestinal por helmintos en cánidos de tres asentamientos humanos del distrito de Villa María del Triunfo - Lima. Tesis de Médico Veterinario. Univ. Alas Peruanas. 46p.

110. ***Espinoza YA, Huapaya PH, Roldán WH, Jiménez S, Arce Z, López E*. 2008.** Evidências clínicas e serológicas de infecção por *Toxocara* em escolares do Distrito de Morrope, Lambayeque, Perú. Rev Inst Med Trop São Paulo 50: 101-105. doi: 10.1590/S0036-46652008000200007

111. ***Espinoza Y, Vildózola H, Jiménez S, Roldán W, Huapaya P, Villar C, Rojas C. 2016.*** Prevalencia estimada de toxocariosis humana en la región Lima. Anales Fac Med 77(1): 21-24. doi: 10.15381/anales.v77i1.11548

112. ***Euromonitor International. 2019.*** Pet Care in Latin America. Retrieved from https://www.euromonitor.com/pet-care-in-latin-america/report

113. ***Farfán D, Quispe R, Rivera A, Lloja L. 2019.*** Prevalencia de huevos de *Toxocara* spp. en áreas recreacionales del distrito Gregorio Albarracín Lanchipa y el nivel de contaminación (ligero, moderado, alto). Ciencia Desarrollo (24): 58-65. doi: 10.33326/26176033.2019.24.786

114. ***Fakhri Y, Gasser RB, Rostami A, Fan CK, Ghasemi SM, Javanian M, Moradi B. 2018.*** *Toxocara* eggs in public places worldwide - A systematic review and meta-analysis. Environmental Pollution. doi: 10.1016/j.envpol.2018.07.087

115. ***Faust C. 1938.*** Acritical study of clinical laboratory techniques for the diagnosis of protozoan cysts and helminth eggs in faeces. Am J Trop Med Hyg 18: 169-183.

116. ***Faust EC, Sawitz W, Tobie J, Ondom V, Peres C. Lincicome DR. 1939***. Comparative efficiency of various technics for the diagnosis of protozoa and helminths in feces. J Parasitol 25: 241-262.

117. ***Fernández M. 2018.*** Helmintos gastrointestinales zoonóticos en caninos de una zona urbano marginal del distrito de Ate. Tesis de Médico Veterinario. Lima: Univ. Alas Peruanas. 44p.

118. ***Fillaux J, Magnaval JF. 2013.*** Laboratory diagnosis of human toxocariasis. Vet Parasitol 193: 327-36. doi: 10.1016/j.vetpar.2012.12.028.

119. ***Fillaux J, Magnaval JF, Laborde-Balen G. 2014.***Toxocariasis and immunocompromised hosts: a systematic review. J Infect 68: 324-33.

120. ***Fisher M. 2003.*** *Toxocara cati*: an underestimated zoonotic agent. Trends in Parasitol 19: 167-170.

121. ***Fowler ME, Mikota SK. 2006.*** Biology, medicine, and surgery of elephants. 1ª ed. USA. Blackwell Publishing 596 doi:10.1002/9780470344484

122. **Frisancho J. 2016.** Presencia de huevos de *Toxocara* spp. en parques públicos de los distritos de la provincia de La Mar, Ayacucho-2015. Tesis de Médico Veterinario. Ayacucho: Univ. Nac. de San Cristóbal de Huamanga. 56p.

123. ***Gagliardi BR, Martínez AD, Tellechea HB, Sitjar QP, Llambí DS, Arruga LM. 2015.*** The search for the mdr1-1Δ mutation of the MDR1 gene in four canine breeds in Uruguay (preliminary study). Rev MVZ Córdoba 20: 4482-4487.

124. ***Gallardo J, Forlano M. 2015.*** Diagnóstico de huevos de *Toxocara* spp. del suelo en parques y plazas públicas de la ciudad de Barquisimeto, Estado Lara, Venezuela. Gac Cien Vet 20: 4-9.

125. ***Gallas M, Da Silveira EF. 2013.*** *Toxocara cati* (Nematoda, Ascarididae) in different wild feline species in Brazil: new host records. Biotemas 26: 117-125. doi: 10.5007/2175-7925.2013v26n3p117

126. ***Galvin TJ. 1964.*** Experimental *Toxocara canis* infections in chickens and pigeons. J parasitol 50: 124-127.

127. ***Gamboa MI. 2005.*** Effects of temperature and humidity on the development of eggs of *Toxocara canis* under laboratory conditions. J Helminthol. 79: 327-31; doi: S0022149X05000454.

128. ***García D, Málaga H, Rodríguez M. 2017.*** Contaminación de parques públicos (Jesús de Nazareno, Ayacucho-Perú) con huevo de *Toxocara*. Biotempo 14: 115-119. doi: 10.31381/biotempo.v14i2.1328

129. ***García-Rubio VG, Ojeda-Carrasco JJ, Aguilar-Marcelino L, Garfias CRB. 2023.*** Toxocariasis. One Health Triad, Unique Scientific Publishers, Faisalabad, Pakistán 3: 164-171.

130. ***Gasser RB. 2006.*** Molecular tools advances, opportunities and prospects. Vet Parasitol 136: 69–89.

131. ***Gasser RB. 2013.*** A perfect time to harness advanced molecular technologies to explore the fundamental biology of *Toxocara* species. Vet Parasitol 193: 353–64.

132. ***Gebremedhin EZ, Tola GK, Sarba EJ, Getaneh AM, Marami LM, Endale SS. 2020.*** Prevalence and risk factors of helminths' infection of dogs in three towns of west Shoa zone, Oromia regional state, Ethiopia. Vet. Parasitol. Reg. Stud and Reports 21: 100443. doi: 10.1016/j.vprsr.2020.100443.

133. ***Gibbons LM, Jacobs DE, Sani RA. 2001.*** *Toxocara malaysiensis* n. sp. (Nematoda: Ascaridoidea) from the domestic cat (*Felis catus Linnaeus*, 1758). J Parasitol 87: 660-665. doi: 10.1645/0022-3395(2001)087[0660:TMNSNA]2.0.CO;2

134. ***Gillespie SH. 1987.*** Human toxocariasis, a review. J Applied Bact 63: 473–479.

135. ***Glickman LT, Schantz PM. 1981.*** Epidemiology and pathogenesis of zoonotic toxocariasis. Epidemiologic Reviews 3: 230-250

136. ***Gomez-Puerta LA. 2014***. Primeros registros de *Hysterothylacium pelagicum* (Anisakidae) y *Toxocara alienata* (Toxocaridae) en el Perú. Rev Peru Bio 21: 171–4. doi: 10.15381/rpb.v21i2.9820

137. ***Gonza D. 2021.*** Prevalencia de huevos de *Toxocara canis*, mediante examen geoparasitológico en parques del centro poblado Andrés Araujo Morán - Tumbes, 2019. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Tumbes: Univ. Nac. de Tumbes. 79p.

138. ***González A, Cárdenas L. 2015.*** Control de la Población Canina en el Perú: Retos y Oportunidades. Rev Inv Vet Perú 26: 255-263.

139. ***Gonzáles F, Domínguez L. 2018.*** Prevalencia de *Toxocara* spp. en perros y niños de zonas urbanas en Ecuador. RECA 2: 100-103

140. ***Guarín-Patarroyo CE, Serrato MJ, and Sánchez-Cuerv FR. 2016.*** Determinación de huevos de *Toxocara canis* en suelo de tres parques públicos de Duitama (Boyacá). Cien Agric 13: 59-66

141. ***Guilherme EV, Marchioro AA, Araujo SM, Morais-Falavigna DL, Adami C, Falavigna-Guilherme G, Rubinsky-Elefant G, Falagvina-Guilherme AL. 2013.*** Toxocariasis in children attending a public health service pneumology unit in Paraná state, Brazil. Rev Inst Med Trop Sao Paulo 55: 189. doi: 10.1590/S0036-46652013000300009

142. ***Guzmán FS, Gonzales RL, Carrasco RU. 2019.*** Contaminación ambiental con huevos de *Toxocara* spp. en los parques públicos de la ciudad de Loja. RECA 3: 80-92.

143. ***Harbinder S, Bali HS, Arvinder K. 1997.*** Prevalence of *Toxocara* spp. eggs in the soil of public and private places in Ludhiana and Kellon area of Punjab, India. Epidémiologie et Santé Animale 31-32: 4-5

144. ***Haro I, Salazar P, Cabrera M. 1995.*** Diagnostico morfológico de las parasitosis. Méndez editores. 1995. México D. F.

145. ***Hendrix CM. 2023.*** Diagnostic parasitlogy for veterinary technicians. 6ª ed. Mosby. 432p.

146. ***Henke K, Ntovas S, Xourgia E, Exadaktylos AK, Klukowska-Rötzler J, Ziaka M. 2023.*** Who Let the Dogs Out? Unmasking the Neglected: A Semi-Systematic Review on the Enduring Impact of Toxocariasis, a Prevalent Zoonotic Infection. Int J Environ Res Public Health. 20: 6972. doi: 10.3390/ijerph20216972.

147. ***Heredia R, Romero C, Mendoza GE, Ponce M, Portal A, González L, Bautista LG. 2014.*** Ocurrence of *Toxocara canis* in students of veterinary and graphic design in a Mexican university. Acta Sci Vet 42: 1-6.

148. ***Herencia F. 2024.*** Prevalencia de helmintos gastrointestinales (Nemátodos y Céstodos) en felinos domésticos (*Felis catus*) de la Coop. de vivienda de trabajadores Sector Público-Ayacucho 2023. Tesis de Médico Veterinario. Ayacucho: Univ Nac de San Cristóbal de Huamanga. 99p

149. ***Hernández HW. 2019.*** Situación de las zoonosis ambientales en el Instituto Nacional de Salud del Niño, Lima-Perú, 2018. Segunda especialidad profesional en gestión ambiental. Lambayeque: Univ. Nacional Pedro Ruiz Gallo. 146p.

150. ***Hernández R, Núñez FÁ, Pelayo L. 2007.*** Potencial zoonótico de las infecciones por helmintos intestinales en perros callejeros de ciudad de La Habana. Rev Cubana Med Trop 59.

151. ***Hernández SA, Gabrie JA, Rodríguez CA, Matamoros G, Rueda MM, Canales M, Mergl R, Sanchez A. 2020.*** An integrated study of *Toxocara* infection in Honduran children: human seroepidemiology and environmental contamination in a coastal community. Trop Med Infect Dis 5: 135. doi:10.3390/tropicalmed5030135

152. ***Hoffman WA, Pons JA. Janer JL. 1934.*** The sedimentation-concentration method in *Schistosomiasis mansoni*. J Public Health 9:281-298.

153. ***Holland CV, Smith HV. 2006.*** *Toxocara*: The Enigmatic Parasite. CABI Publishing.

154. ***Holland CV. 2017.*** Knowledge gaps in the epidemiology of *Toxocara*: the enigma remains. Parasitol 144: 81-94. doi: 10.1017/S0031182015001407.

155. ***Holland CV. 2023.*** A walk on the wild side: A review of the epidemiology of *Toxocara canis* and *Toxocara cati* in wild hosts. Int J Parasitol Parasites Wildl 22: 216-228. doi: 10.1016/j.ijppaw.2023.10.008

156. ***Hotez PJ, Wilkins PP. 2009.*** Toxocariasis: America's Most Common Neglected Infection of Poverty and a Helminthiasis of Global Importance. PLoS Neglected Tropical Diseases 3: e400.

157. ***Huamán A, Jara CA. 2018.*** Prevalencia del parasitismo intestinal en *Canis familiaris* de dos zonas de Trujillo - Perú, 2015. REBIOL 36:33-39.

158. ***Huamán I. 2019.*** Determinación de parásitos intestinales zoonóticos de importancia en salud pública en perros (*Canis familiaris*) en el distrito de Santiago –La Ranchería. Ica - Perú 2017. Tesis de Magíster en Salud Pública. Ica: Univ. Nac. San Luis Gonzaga. 126p.

159. ***Huamaní W. 2014.*** Prevalencia de Helmintos intestinales en canes atendidos en la clínica veterinaria San Martín de Porres de la ciudad de Ayacucho, 2013. Tesis de Médico Veterinario. Ayacucho: Univ. Nac. de San Cristóbal de Huamanga. 56p.

160. ***Huapaya P, Espinoza Y, Roldán W, Jiménez S. 2009.*** Toxocariosis humana: ¿problema de salud pública?. Anales Fac Med 70: 283-290.

161. ***Hübner J, Uhlíková M, Leissová M. 2001.*** Diagnosis of the early phase of larval toxocariasis using IgG avidity. Epidemiol Mikrobiol Imunol 50: 67–70 (in Czech).

162. ***Huerto E. 2015.*** Relación de la prevalencia de enteroparásitos zoonóticos en perros (*Canis familiaris*) y el nivel de cultura ambiental orientado a mascotas en el centro poblado La Esperanza, Huánuco. Tesis de Doctor en Medio Ambiente y desarrollo sostenible. Huánuco: Univ. Nac. Hermilio Valdizán. 271p.

163. ***Iannacone J, Alvariño L, Cárdenas-Callirgos J. 2012.*** Contaminación de los suelos con huevos de *Toxocara canis* en parques públicos de Santiago de Surco, Lima, Perú 2007-2008. Neotrop Helminthol 6: 97-108

164. ***Isea G, Rodríguez IE, Urdaneta RA. 2011.*** Antihelmínticos en perros y gatos. Un enfoque farmacológico y toxicológico. Rev Centro Vet 48: 14-20.

165. ***Jackman J, Rowan AN. 2007.*** Free-roaming dogs in developing countries: the benefits of capture, neuter, and return programs. In: Salem DJ, Rowan AN, editors. The State of the Animals IV. Washington DC: Humane Society Press. 55–78.

166. ***Jacobs DE, Zhu X, Gasser RB, Chilton NB. 1997.*** PCR-based methods for identification of potentially zoonotic ascaridoid parasites of the dog, fox and cat. Acta Trop 68: 191–200.

167. ***Jaramillo-Hernández Dumar. 2024.*** Comprehensive Control of Toxocariasis in Communities. IntechOpen. doi: 10.5772/intechopen.1005054

168. ***Jin Y, Shen C, Huh S, Sohn WM, Choi MH, Hong ST. 2013.*** Serodiagnosis of toxocariasis by ELISA using crude antigen of *Toxocara canis* larvae. Korean J Parasitol 51: 433–39.

169. ***Juárez XS, Delgado M, Matteucci ED, Schiavino S, Pasinovich ME, García-Franco L, Cancellara AD. 2021.*** Toxocariasis en niños: análisis de 85 casos en un hospital pediátrico de Argentina. Rev Chilena Infectol 38: 761-767.

170. ***Khozime A, Mirsadraee M, Borji H. 2019.*** *Toxocara* sero-prevalence and its relationship with allergic asthma in asthmatic patients in north-eastern Iran. J Helm 93: 677-680.

171. ***Kim HC, Hong EJ, Ryu SY, Park J, Cho JG, Chae JS, Park BK. 2020.*** Morphological and Molecular Characterization of *Toxocara apodemi* (Nematoda:

Ascarididae) from Striped Field Mice, Apodemus agrarius, in Korea. Korean J Parasitol 58: 403-411. doi: 10.3347/kjp.2020.58.4.403

172. ***Kramer F, Hammerstein R, Stoye M, Epe C. 2006.*** Investigations into the Prevention of Prenatal and Lactogenic *Toxocara canis* Infections in Puppies by Application of Moxidectin to the Pregnant Dog. J Vet Med Series B 53: 218-223. doi:10.1111/j.1439-0450.2006.00948.x

173. ***Kurzweil C. 2018.*** Pet care market continues to grow in Brazil. In: Euromonitor International. [Internet], [09 setiembre 2018]. Disponible en: https://blog.euromonitor.com/2018/09/pet-care-market-continues-to-grow-in-brazil.html

174. ***Kyei G, Ayi I, Boampong JN, Turkson PK. 2015.*** Sero-Epidemiology of *Toxocara canis* Infection in Children Attending Four Selected Health Facilities in the Central Region of Ghana. Ghana Med J 49: 77-83. doi: 10.4314/gmj.v49i2.3.

175. ***Lara-Reyes E, Figueroa-Ochoa J, Quijano-Hernández I, Del Angel-Caraza J, Barbosa-Mireles MA, Victoria-Mora JM, Beltrán-León T. 2019.*** Frecuencia de parásitos gastrointestinales de perros en parques públicos de dos municipios vecinos del Estado de México. Nova 17: 75-81.

176. ***Le TH, Anh NT, Nguyen KT, Nguyen NT, Thuy do TT, Gasser RB. 2016.*** *Toxocara malaysiensis* infection in domestic cats in Vietnam— an emerging zoonotic issue? Infect Genet Evol 37: 94–98. doi:10.1016/j.meegid.2015.11.009

177. ***Lefkaditis M. 2002.*** Efficacy of selamectin against roundworms in dogs. Scientia Parasitol 238: 99-101.

178. ***Li MW, Zhu XQ, Gasser RB. 2006.*** The occurrence of *Toxocara malaysiensis* in cats in China, confirmed by sequence-based analyses of ribosomal DNA. Parasitol Res 99: 554–47.

179. ***Liao VP. 2019.*** Eficacia de una solución de Selamectina al 6% para el control de nemátodos gastrointestinales en caninos naturalmente infectados en un albergue en el distrito de Cieneguilla. Tesis de Médico Veterinario Zootecnista. Lima: Univ. Peruana Cayetano Heredia. 26p.

180. ***Lloyd S, Amerasinghe PH, Soulsby EJL. 1983.*** Periparturient immunosuppression in the bitch and its influence on infection with *Toxocara canis* J. Small Anim. Pract 24: 237-247

181. ***López-Gomez NM, Becerra-Gutierrez LK, Aguilar-Gamboa FR, Arriaga-Deza EV, Silva-Díaz H. 2019.*** Frecuencia y factores asociados a toxocariosis y toxoplasmosis en gestantes admitidas en un hospital del norte del Perú. Rev Exp Med Hosp Reg Lambayeque 5: 93–98. doi:10.37065/rem.v5i2.334

182. ***López TF, Chávez, VA, Casas AE. 2005.*** Contaminación de los parques públicos de los distritos de Lima Oeste con huevos de *Toxocara* spp. Rev Inv Vet Perú 16: 76-81. doi: 10.15381/rivep.v16i1.1543

183. ***López-Osorio S, Penagos-Tabares F, Chaparro-Gutiérrez J. 2020.*** Prevalence of *Toxocara* spp. in dogs and cats in South America (excluding Brazil). Adv Parasitol 109: 743-778. doi: 10.1016/bs.apar.2020.01.029

184. ***Lucio-Forster A, Mizhquiri JF, Mohammed HO, Kornreich BG, Bowman DD. 2016.*** Comparison of the prevalence of Toxocara egg shedding by pet cats and dogs in the U.S.A., 2011–2014. Vet Parasitol Reg Stud Reports 5: 1-13.

185. ***Ma G, Holland CV, Wang T, Hofmann A, Fan CK, Maizels RM, Gasser RB. 2018.*** Human toxocariasis. Lancet Infect Dis 18: e14–e24. doi:10.1016/s1473-3099(17)30331-6

186. ***Macchioni G. 2000.*** A new species, *Toxocara lyncis*, in the caracal (*Lynx caracal*). Parassitol 41: 529–532.

187. ***Maciag L, Morgan ER, Holland C. 2022.*** *Toxocara*: time to let cati 'out of the bag'. Trends Parasitol 38: 280-289. doi: 10.1016/j.pt.2021.12.006.

188. ***Macpherson CN. 2005.*** Human behaviour and the epidemiology of parasitic zoonoses. Int J Parasitol 35: 1319-1331.

189. ***Macpherson CN. 2013.*** The epidemiology and public health importance of toxocariasis: a zoonosis of global importance. Int J Parasitol 43: 999-1008.

190. ***Magnaval JF, Fabre R, Maurières P, Charlet JP, de Larrard B. 1991.*** Application of the western blotting procedure for the immunodiagnosis of human toxocariasis. Parasitol Res 77: 697–702.

191. ***Magnaval JF, Berry A, Fabre R, Morassin B. 2001.*** Eosinophil cationic protein as a possible marker of active human *Toxocara* infection. *Allergy* 56: 1096–1099.

192. ***Maguiña C, Hernández H, Gotuzzo E, Mendoza D, Echevarria J, Miranda P. 1991.*** Larva migrans visceral. Primer reporte en el Perú. Rev Med Hered 2 doi: 10.20453/rmh.v2i1.297

193. ***Maguiña C. 2010.*** Toxocariosis: un problema de salud pública en el Perú. Acta Med Perú 27: 224-225.

194. ***Maizels RM. 2013.*** *Toxocara canis:* molecular basis of immune recognition and evasion. Vet Parasitol 193: 365-374. doi: 10.1016/j.vetpar.2012.12.032

195. ***Málaga V. 2019.*** Prevalencia de huevos de *Toxocara* spp. en playas urbanas de la provincia de Islay, Arequipa, 2018. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Arequipa: Univ. Católica de Santa María. 68p.

196. ***Malca C, Chávez A, Pinedo R, Abad-Ameri D. 2019***. Contaminación con huevos de *Toxocara* spp. en parques públicos del distrito de La Molina-Lima y su relación con el programa de vigilancia sanitaria de parques y jardines. Rev Inv Vet Perú 30: 848-855 doi: 10.15381/rivep.v30i2.16089

197. ***Maleki B., Khorshidi A., Gorgipour M., Mirzapour A., Majidiani H, Foroutan M. 2018.*** Prevalence of *Toxocara* spp. eggs in soil of public areas in Iran: a systematic review and meta-analysis. Alexandria J Med 54: 97-101.

198. ***Manfredi A. 2017.*** Contaminación con Huevos de *Toxocara* spp. de los parques públicos del distrito de Villa el Salvador. Tesis de Médico Veterinario. Lima: Univ. Alas Peruanas. 48p.

199. ***Marchioro AA, Colli CM, Ferreira EC, Viol BM, Araújo SM, Falavigna-Guilherme AL. 2014.*** Risk factors associated with toxoplasmosis and toxocariasis in populations of children from nine cities in southern Brazil. J Helminthol. 89: 428-32. doi:10.1017/S0022149X14000212

200. ***Marini VN, Orsilles MA, Varengo HT. 2013.*** Toxocariosis: seroprevalencia y contaminación ambiental en dos comunas periurbanas de la ciudad de Córdoba, Argentina. Arch Alerg Inmunol Clín 44: 48-54 doi: 10.53108/AAIC/20132/0048-0054

201. ***Marroquín DD. 2015.*** Prevalencia de *Toxocara* spp. en los anexos de Yura Viejo, los Baños, la Estación y la Calera, distrito de Yura, provincia de Arequipa, departamento de Arequipa, 2014. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Arequipa: Univ. Católica de Santa María. 173p.

202. ***Martín UO, Giraldez E, Demonte MA, Mendicino D, Contini L, Barco M. 2014.*** Toxocariosis in different vulnerable groups of children in Argentina. Salud Ciencia 20: 492-497.

203. ***Martínez-Barbabosa I, Pimienta RJ, Ortiz H, Marcos JR, Venegas A, Fernández AM. 2018***. Presence of zoonotic helminths in cats (*Felis catus*) of condominiums in City of Mexico with special concern to *Toxocara cati* infection. Methods Microbiol Mol Biol 1: 1-4 doi: 10.31021/mmmb.20181102

204. ***Martínez-García, AM.*** **2023.** Comparación de la efectividad de 3 tratamientos nematicidas para el control de parasitosis gastrointestinales en perros. Protocolo de servicio Social. México: Universidad Autónoma Metropolitana. 21p

205. ***Martínez M, Montero J, Pineda A, Mijares V, Lares M, Catalano E, Ferrer E. 2018.*** Epidemiological, clinical and laboratory features of toxocariasis in school children from Aragua State, Venezuela. Trans Royal Soc of Trop Med Hygiene 112: 255–263. doi:10.1093/trstmh/try051

206. ***Matchock RL. 2015.*** Pet ownership and physical health. Curr Opin Psychiatr 28: 386–392.

207. ***Maung M. 1975.*** An ascaridoid nematode from a hippopotamus. Int J Parasitol 5: 431–9.

208. ***McNicholas J, Collis GM. 2001.*** Children's representations of pets in their social networks. Child Care Health Dev. 27: 279-94. doi: 10.1046/j.1365-2214.2001.00202.x.

209. ***Medina J. 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 Bióloga. Arequipa: Univ. Nac. de San Agustín de Arequipa. 83p.

210. ***Medina-Pinto RA, Rodríguez-Vivas RI, and Bolio-González ME. 2018.*** Nematodos intestinales de perros en parques públicos de Yucatán, México. Biomédica 38: 105-110.

211. ***Meléndez F. 2017.*** Prevalencia de *Toxocara canis* en perros atendidos en clínicas veterinarias y en perros callejeros del casco urbano de la ciudad de Pucallpa, Ucayali. durante los meses de octubre a diciembre del 2015. Tesis de Médico Veterinario. Pucallpa: Univ. Alas Peruanas. 49p.

212. ***Melín-Coloma M, Villaguala-Pacheco C, Lisboa-Navarro R, Landaeta-Aqueveque C. 2016***. Estudio de la presencia de huevos de *Toxocara* spp. en suelos de áreas públicas de la ciudad de Chillán, Chile. Rev Chil Infectol 33**:** 428-432. **d**oi: 10.4067/S0716-10182016000400007

213. ***Mendoza DL, Maldonado H. 2015.*** Optimización de una metodología para el aislamiento y detección molecular de huevos de *Toxocara canis* en muestras de suelo. Rev Ciencias 19: 41

214. ***Merigueti, YF, Santarém VA, Ramires LM, Da Silveira A, Da Costa LV, Nuci AL, De Paula TM. 2017.*** Protective and risk factors associated with the presence of *Toxocara* spp. eggs in dog hair. Vet parasitol 244: 39-43.

215. ***Merigueti YF, Giuffrida R, Silva RCD, Kmetiuk LB, Santos APD, Biondo AW, Santarém VA. 2022***. Dog and cat contact as risk factor for human toxocariasis: systematic review and meta-analysis. Front Public Health 10:854468. doi: 10.3389/fpubh.2022.854468

216. ***Meza SC. 2022.*** Frecuencia de parásitos gastrointestinales en felinos domésticos (*Felis catus*) en el distrito de Jesús María, Lima. Tesis de Veterinario Zootecnista. Lima: Univ. Peruana Cayetano Heredia. 38p.

217. ***Milburn CL, Ernst KF. 1953.*** Eosinophilia-hepatomegaly syndrome of infants and young children. Report of a case due to invasion of liver by nematode larvae. Pediatrics, 11: 358-367. doi: 10.1542/peds.11.4.358

218. ***Minaya A. 2016.*** Identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en canes de la SAIS Túpac Amaru en el distrito de Canchayllo, Jauja, Junín. Tesis de Médico Veterinario Zootecnista. Lima: Univ. Peruana Cayetano Heredia. 24p.

219. ***Miranda-Sousa AJ, Alzamora B, Maguiña C, Tobaru L, Yarleque C, Terashima, A, Gotuzzo E. 1999.*** Primer reporte en el Perú de toxocariasis ocular: análisis de 21 casos. Bol Soc Peru Med Interna 12: 20-8

220. ***Miranda E. 2014.*** Alta frecuencia de serología positiva contra *Toxocara* en un hospital pediátrico del Perú. Anales Fac Med 75: 223-226. doi:10.15381/anales.v75i3.9774

221. ***Miranda T. 2018.*** Contaminación por parásitos de importancia zoonótica en parques y plazas públicas del distrito de Miraflores, Arequipa, 2017. Tesis de Bióloga. Arequipa: Univ. Nac. de San Agustín de Arequipa. 90p.

222. ***Mircean V, Titilincu A, Vasile C. 2010.*** Prevalence of endoparasites in household cat (*Felis catus*) populations from Transylvania (Romania) and association with risk factors. Vet Parasitol 171: 163–166

223. ***Mohamad S, Azmi NC, Noordin R. 2009.*** Development and evaluation of a sensitive and specific assay for diagnosis of human toxocariasis by use of three recombinant antigens (TES-26, TES-30USM, and TES-120). J Clin Microbiol 47: 1712–17.

224. ***Montalvo E, Cipriano F, Marcelo E, Rosas D, Mines W, Capcha L, Iannacone, J. 2014.*** Factors associated with contamination of public parks (Huánuco, Perú) by *Toxocara canis* eggs and other endoparasites of zoonotic importance. Neotrop Helm 8: 259-268.

225. ***Moreira GM, Telmo Pde L, Mendonça M, 2014.*** Human toxocariasis: current advances in diagnostics, treatment, and interventions. Trends Parasitol 30: 456–64.

226. ***Morimatsu Y, Akao N, Akiyoshi H, Kawazu T, Okabe Y, Aizawa H. 2006.*** A familial case of visceral larva migrans after ingestion of raw chicken livers: appearance of specific antibody in bronchoalveolar lavage fluid of the patients. American J Trop Med Hyg 75: 303-306.

227. ***Morocoima A, Herrera L, Ruiz E, Córdova M, Ferrer E. 2021.*** Manifestaciones oculares de la toxocariasis en escolares del estado Anzoátegui en Venezuela. Rev Peru Med Exp Salud Pub. 38: 621–6. doi: 10.17843/rpmesp.2021.384.9322

228. ***Muñoz-Caro T, Sáez D, Aravena C. 2023.*** Determinación de parásitos intestinales en perros con dueño de la ciudad de Talca, Chile, y su asociación con variables epidemiológicas. Rev Inv Vet Perú 34: e23590. Doi:10.15381/rivep.v34i2.23590

229. ***Naidu TSV. 1981.*** Two new ascarid nematodes from vertebrate hosts from India. Folia Parasitol (Praha) 28: 327–34.

230. ***Naupay IA, Castro HJ, Tello AM. 2019.*** Prevalencia de parásitos intestinales con riesgo zoonótico en *Canis lupus familiaris* de la localidad de Retes, Lima, Perú. Rev Inv Vet Perú 30: 320-329. doi:10.15381/rivep.v30i1.15766

231. ***Nava-Cortés N, Romero-Nuñez C, Bautista-Gomez LG, Hernández-García PA, Heredia-Cárdenas R. 2015.*** Presence of anti-*Toxocara canis* antibodies and risk factors in children form the Amecameca and Chalco regions of Mexico. BMC Pediatr. 15: 65. doi:10.1186/s12887-015-0385-9

232. ***Negri EC, Santarém VA, Rubinsky-Elefant G, Giuffrida R.*** **2013.** Anti-*Toxocara* spp. antibodies in an adult healthy population: serosurvey and risk factors in Southeast Brazil. Asian Pac J Trop Biomed. 3: 211–6. doi: 10.1016/s2221-1691(13)60052-0.

233. ***Nichols RL. 1956.*** The etiology of visceral larva migrans: I. Diagnostic morphology of infective second-stage *Toxocara larvae.* J Parasitol *42*: 349-362. doi: 10.2307/3274518

234. ***Nijsse R, Mughini-Gras L, Wagenaar JA, Ploeger HW. 2016a.*** Recurrent patent infections with *Toxocara canis* in household dogs older than six months: a prospective study. Parasites & vectors 9: 1-11.

235. ***Nijsse R, Ploeger HW, Wagenaar JA, Mughini-Gras L.2016b.*** Prevalence and risk factors for patent *Toxocara* infections in cats and cat owners' attitude towards deworming. Parasitol Res 115: 4519-4525.

236. ***Noordin R, Smith HV, Mohamad S, Maizels RM, Fong MY. 2005.*** Comparison of IgG-ELISA and IgG4-ELISA for *Toxocara* serodiagnosis. Acta Trop 93: 57–62.

237. ***Nunes CM, Sinhorini IL, Ogassawara S. 1994.*** Influencia de la textura del suelo en la recuperación de huevos de *Toxocara canis* por un método de flotación. Parasitol veterinario. 53: 269-74. doi: 10.1016/0304-4017(94)90190-2

238. ***Nuntón J, Quintan H, Vivar E. 2013.*** Prevalencia de ectoparásitos y endoparásitos en *Canis familiaris* sacrificados en Tumbes; julio - diciembre, 2013. Rev Manglar 10: 93-97 doi:10.17268/manglar.2013.011

239. ***Nuñez C. 2022.*** Prevalencia de *Toxocara* spp. en parques públicos del distrito de Paita de la región Piura, año 2021. Tesis de Médico Veterinario. Huánuco: Univ. Nac. Hermilio Valdizán. 70p.

240. ***Öge H, Öge S, Gönül R, Yüksel H. 2014.*** Detection of *Toxocara* spp. eggs on the hair of stray dogs in Turkey. Vet Parasitol 205: 200-203.

241. ***Okulewicz A, Perec-Matysiak A, Buńkowska K. 2012.*** *Toxocara canis*, *Toxocara cati* and *Toxascaris leonina* in wild and domestic carnivores. Helminth 49: 3–10. doi: 10.2478/s11687-012-0001-6

242. ***Oliart-Guzmán H, Delfino BM, Martins AC, Mantovani SA, Braña AM, Pereira TM. 2014.*** Epidemiology and control of child toxocariasis in the western Brazilian Amazon - a population-based study. Am J Trop Med Hyg 90: 670–81. doi: 10.4269/ajtmh.13-0506

243. ***O'Lorcain P. 1994.*** Epidemiology of *Toxocara* spp. in stray dogs and cats in Ireland. J Helmin 68: 331–336.

244. ***Oneto M. 1996.*** Estudio parasitológico y eficacia antiparasitaria del fenbendazol en una muestra de treinta perros de la ciudad de Chillan. Tesis de Médico Veterinario. Concepción: Univ. de Concepción. 73p.

245. ***Opazo A, Barrientos C, María Sanhueza A, Urrutia N, Fernández I. 2019.*** Fauna parasitaria en caninos (*Canis lupus familiaris*) de un sector rural de la región central de Chile. Rev Inv Vet Perú 30: 330-338.

246. ***Orbezo S. 2016.*** Prevalencia de geohelmintiasis en caninos y comportamiento zoonótico, en el centro poblado "SUPTE San Jorge", Perú. Tesis de Ingeniero Zootecnista. Tingo María: Univ. Nac. Agraria de la Selva. 78p.

247. ***Oré F. 2017.*** Frecuencia de parásitos gastrointestinales en caninos (*Canis familiaris*) en la provincia de Maynas – Loreto. Tesis de Médico Veterinario Zootecnista. Lima: Univ. Peruana Cayetano Heredia. 25p.

248. ***Orlando-Indacochea N, Osejos-Merino M, Jaramillo-Véliz J, Saltos-Bury M, Alcívar-Cobeña J. 2018.*** Prevalencia de *Toxocara canis* y su incidencia zoonótica ambiental en niños de la ciudad de Jipijapa. Polo del Conocimiento 3: 29-57. doi:10.23857/pc.v3i8.591

249. ***Ortega-Pacheco A, Torres-Acosta JFJ, Alzina-López A, Gutiérrez-Blanco E, Bolio-González ME, Aguilar-Caballero AJ. 2015.*** Parasitic zoonoses in humans and their dogs from a rural Community of Tropical Mexico. J Trop Med 2015: 481086. doi: 10.1155/2015/481086

250. ***Otero D, Alho AM, Nijsse R, Roelfsema J, Overgaauw P, Madeira L. 2018.*** Environmental contamination with *Toxocara* spp. eggs in public parks and playground sandpits of Greater Lisbon, Portugal. Journal of Infection and Public Health. 11: 94-98.

251. ***Overgaauw PA, Nederland V. 1997.*** Aspects of *Toxocara* epidemiology: toxocarosis in dogs and cats. Critical reviews in microbiology 23: 233-251. doi:10.3109/10408419709115138

252. ***Overgaauw PA, Van-Knapen F. 2000.*** Dogs and nematode zoonoses. In Dogs, Zoonoses and Public Health. p213-256. doi:10.1079/9780851994369.0213

253. ***Overgaauw PA, Van-Knapen F. 2013.*** Veterinary and public health aspects of *Toxocara* spp. Vet Parasitol 193: 398-403

254. ***Oviedo-Vera AY, Chis Ster I, Chico ME, Silva MB, Salazar-Garcés LF, Alcantara-Neves NM. 2021.*** A prospective seroepidemiological study of toxocariasis during early childhood in coastal Ecuador: potential for congenital transmission and risk factors for infection. Parasites Vectors 14: 95. doi: 10.1186/s13071-020-04575-4.

255. ***Pacheco N. 2015.*** Prevalencia de toxocariasis en caninos en parques y jardines públicos del distrito de José Luis Bustamante y Rivero, Arequipa 2015. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Arequipa: Univ. Católica Santa María.156p.

256. ***Palomino JG, Jara CA. 2023.*** Contaminación de suelos de parques públicos del distrito de Virú (Perú) con huevos de *Toxocara* spp. REBIOL 43: 125-130. [Internet], [15 febrero 2024]. Disponible en: https://revistas.unitru.edu.pe/index.php/facccbiol/article/view/5521

257. ***Panigrahi PN, Gupta AR, Patra RC, Mohanty BN, Maiti A, Sahoo GR. 2016.*** Comparative anthelmintic efficacy of ivermectin delivered through different routes in gastrointestinal nematode infected dogs. J Parasit Dis. Mar 40: 46-51. doi: 10.1007/s12639-014-0441-7.

258. ***Papich MG. 2020.*** Papich Handbook of Veterinary Drugs-E-Book. Elsevier Health Sciences.

259. ***Parra OI, Vivaz LF, Alape MY. 2017.*** Eficacia de tratamientos contra parásitos gastrointestinales en caninos atendidos en la Clínica de la Universidad de la Amazonia, Colombia. REDVET 18: 1-16 [Internet], [23 Abril 2024]. Disponible en: https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=63651263007

260. ***Park SJ, Jang CW, Kim YK, Seo YH, Kim KH, Kwon TG, Bae JH. 2021.*** Toxocariasis-Associated Acute. Perimyocarditis with Cardiogenic Shock: A Case Report. Am J Case Rep 22: e930573. doi:10.12659%2FAJCR.930573

261. ***Payne PA, Ridley RK. 1999.*** Strategic use of ivermectin during pregnancy to control *Toxocara canis* in greyhound puppies. Vet Parasitol. 85: 305-12. doi: 10.1016/s0304-4017(99)00124-7.

262. ***Payne-Johnson M, Maitland TP, Sherington J, Shanks DJ, Clements PJ, Murphy MG, McLoughlin A, Jernigan AD, Rowan TG. 2000.*** Efficacy of selamectin

administered topically to pregnant and lactating female dogs in the treatment and prevention of adult roundworm (*Toxocara canis*) infections and flea (*Ctenocephalides felis felis)* infestations in the dams and their pups. Vet Parasitol. 91: 347-358.

263. ***Peixoto PL, Nascimento E, Cançado GG. 2011.*** Identification of candidate antigens from adult stages of *Toxocara canis* for the serodiagnosis of human toxocariasis. Mem Inst Oswaldo Cruz 106: 200–06.

264. ***Pereira LC, Elefant GR, Nóbrega YM, Vital T, Nitz N, Gandolfi L. Pratesi R, Hecht M. 2016a.*** *Toxocara* spp. seroprevalence in pregnant women in Brasília. Brazil. Rev Soc Bras Med Trop 49: 641–3. doi: 10.1590/0037-8682-0106-2016.

265. ***Pierangeli N, Giayetto A, Manacorda A, Barbieri l, Soriano S, Veronesi A, Pezzani B, Minvielle M, Basualdo J. 2003***. Estacionalidad de parásitos intestinales en suelos periurbanos de la ciudad de Neuquén, Patagonia, Argentina. Trop. Med. Int. Health. 8: 259-263.

266. ***Poma R, Alvarado A, Bernal N, Pallarico N, and Alanes L. 2018.*** Presencia de huevos de *Toxocara* spp. en plazas con parques de la ciudad de El Alto, Bolivia. Rev Estud Agro-Vet 2: 234-241.

267. ***Poulsen CS, Skov S, Yoshida A, Skallerup P, Maruyama H, Thamsborg SM, Nejsum P. 2015.*** Differential serodiagnostics of *Toxocara canis* and *Toxocara cati* is it possible? Parasite Immunol 37: 204–207. doi: 10.1111/pim.12181.

268. ***Prestes-Carneiro LE, Rubinsky-Elefant G, Ferreira AW, Araujo PR, Troiani C, Zago SC, Kaiahara M, et al 2013.*** Seroprevalence of toxoplasmosis, toxocariasis and cysticercosis in a rural settlement, Estado de Sao Paulo, Brasil. Pathog Glob Health 107: 88-95. doi: 10.1179/2047773213Y.0000000079

269. ***Prociv P. 1989a.*** *Toxocara pteropodis* and visceral larva migrans. Parasitol Today 5: 106-109. doi: 10.1016/0169-4758(89)90047-1

270. ***Prociv P. 1989b.*** Some comments on the validity of *Toxocara cynonycteridis* (Parona, 1889). Int J Parasitol 19: 445-446. doi: 10.1016/0020-7519(89)90101-X

271. ***Prociv P. 1990.*** Aberrant migration by *Toxocara pteropodis* in flying-foxes -Two case reports. J Wildl Dis 26: 532-534. doi: 10.7589/0090-3558-26.4.532

272. ***Puertas I. 2022.*** Determinación de la contaminación por huevos de *Toxocara canis* en parques no cercados según su estado de conservación en el distrito de Independencia. Tesis de Médico Veterinario Zootecnista. Lima: Univ. Científica del Sur. doi: 10.21142/tl.2022.2222

273. ***Pulcha-Ugarte R, Figueroa-Vásquez V, Lazo-Porras M, Maguiña-Vargas C. 2021.*** Infección por *Toxocara canis* en niños de una escuela pública de Iquitos, Perú. Rev Peru Med Exp Salud Pub 38: 363-364. doi:10.17843/rpmesp.2021.382.7580

274. ***Puma M. 2016.*** Determinación de la prevalencia de *Toxocara* spp. en los suelos de los parques públicos de la urb. Víctor A. Belaúnde, distrito de Cerro Colorado, región Arequipa, 2016. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Arequipa: Univ. Católica Santa María. 107p.

275. ***Puylaert FA. 1967.*** Un nouvel ascaride, *Toxocara canarisi* spp. n. parasite de *Felis* (*Leptailurus) seerval* Schreber (Vermes-Nematoda). Revue de Zoologie et de Botanique Africaines 76: 235–243.

276. ***Quattrocchi G, Nicoletti A, Marin B, Bruno E, Druet-Cabanac M, Preux PM. 2012.*** Toxocariasis and epilepsy: systematic review and meta-analysis. PLoS Negl Trop Dis. 6: e1775. doi: 10.1371/journal.pntd.0001775

277. ***Quenaya V. 2017.*** Toxocariosis canina y contaminación de parques de la ciudad de Juliaca con huevos de *Toxocara* spp. Tesis de Médico Veterinario Zootecnista. Puno: Univ. Nac. del Altiplano, Puno. 49p.

278. ***Quilès F, Balandier JY, Capizzi-Banas S. 2006.*** In situ characterisation of a microorganism surface by Raman microspectroscopy: the shell of Ascaris eggs. Anal Bioanal Chem 386: 249–255 doi: 10.1007/s00216-006-0638-4

279. ***Quispe L. 2022.*** Determinación de *Toxocara canis* en parques públicos de la ciudad de Ica en el año 2016. Tesis de Maestro en Salud Pública. Lima: Univ. Privada San Juan Bautista. 47p.

280. ***Rabanal R. 2019.*** Helmintos en heces de caninos (*Canis familiaris*) obtenidos de las plazas públicas de la provincia de Canta, Lima. Tesis de Médico Veterinario. Lima: Univ. Alas Peruanas. 38p.

281. ***Ramírez-Rubio L, García-Cueto OR, Tinoco-Gracia L, Quintero-Núñez M, Cueto-González SA, and Trasviña-Muñoz E. 2019.*** Frecuencia de huevos de *Toxocara canis* en parques públicos de Mexicali, Baja California, México. Rev Int Cont Amb 35: 589-595.

282. ***Rasmussen LN, Dirdal M, Birkebaek NH. 1993.*** "Covert toxocariasis" in a child treated with low-dose diethylcarbamazine. Acta Paediatric 82: 116-118. doi:10.1111/j.1651-2227.1993.tb12537

283. ***Rai SK, Uga S, Wu Z, Takahashi Y, Matsumura T. 1997***. Use of polymerase chain reaction in the diagnosis of toxocariasis: an experimental study. Southeast Asian J Trop Med Public Health 28: 541–44.

284. ***Reinemeyer CR, De Novo RC. 1990.*** Evaluation of the efficacy and safety of two formulations of pyrantel pamoate in cats. Am J Vet Res 51: 932-4.

285. ***Rendón D, Quintana E, Door I, Vicuña F, León D, Falcón N. 2018.*** Parámetros demográficos en la población de canes y gatos domésticos en asentamientos humanos del distrito de Ventanilla, Callao-Perú. Rev Inv Vet Perú 29: 217-225.

286. ***Requena E. 2015.*** Nivel de contaminación de los parques recreacionales con huevos de *Toxocara canis* en el distrito La Esperanza, Trujillo, Perú, enero-marzo, 2015. Tesis de Médico Veterinario Zootecnista. Trujillo: Univ. Privada Antenor Orrego. 54p.

287. ***Rey-Valeiron C, Dietes Y, Chávez-Oberto V, Vicente J, Pérez K, García V. 2018.*** Infecciones y factores de riesgo con helmintos intestinales zoonóticos en cachorros atendidos por servicios veterinarios gubernamentales en el municipio Libertador, Caracas, Venezuela. Rev Cient Fac Cienc Vet 28: 274.

288. ***Rezaiemanesh MR, Afzalaghaee M, Hamidi S, Eshaghzadeh A, Paydar M, Hejazi SH. 2019.*** Prevalence of toxocariasis and its related risk factors in humans, dogs and cats in northeastern Iran: a population-based study. Trans R Soc Trop Med Hyg 113: 399-409.

289. ***Roberts JA. 1990.*** The life cycle of *Toxocara vitulorum* in Asian buffalo (*Bubalus bubalis*). Int J Parasitol 20: 833-840. doi: 10.1016/0020-7519(90)90020-N

290. ***Robertson ID, Irwin PJ, Lymbery AJ, Thompson RC. 2000.*** The role of companion animals in the emergence of parasitic zoonoses. Int J Parasitol. 30: 1369-1377. doi: 10.1016/s0020-7519(00)00134-x.

291. ***Roddie G, Stafford P, Holland C, Wolfe A 2008.*** Contamination of dog hair with eggs of *Toxocara canis.* Veterinary parasitology 152: 85-93.

292. ***Rodríguez MD, Duménigo-Ripoll BE, Brito-Alberto E, Aguilar-Sotelo J. 2006.*** *Toxocara canis* y Síndrome Larva Migrans Visceralis (*Toxocara canis* and syndrome larva Migrans Visceralis). REDVET 7: 1–42.

293. ***Rojas TO, Romero C, Heredia R, Bautista LG, Sheinberg G. 2017.*** Identification of *Toxocara* spp. eggs in dog hair and associated risk factors. Vet World 10: 798–802.

294. ***Roldán WH, Espinoza YA, Huapaya PE. 2010.*** Diagnóstico de la toxocarosis humana. Rev Perú Med Exp Salud Pub. 27: 613–20.

295. ***Roldán WH, Elefant GR, Ferreira AW. 2015.*** Deglycosylation of *Toxocara* excretory-secretory antigens improves the specificity of the serodiagnosis for human toxocariasis. Parasite Immunol 37: 557–67.

296. ***Romero D, Paredes R. 2019.*** Control de Roedores y su Impacto en la Salud Pública en Lima. Rev Salud Pública Perú 36: 356-362.

297. ***Romero-Nuñez C, Mendoza-Martínez GD, Yañez-Arteaga S, Ponce-Macotela M, Bustamante-Montes P, Ramírez-Durán N. 2013a.*** Prevalence and risk factors

associated with *Toxocara canis* infection in children. Sci World J 2013: 572089. doi: 10.1155/2013/572089

298. ***Romero-Núñez C, Yañez-Arteaga S, Mendoza-Martínez GD, Bustamante-Montes LP, Ramírez-Durán N. 2013b***. Contaminación y viabilidad de huevos de *Toxocara* spp. en suelo y heces colectadas en parques públicos, calles y perros En Toluca, México. Rev Cient 23: 475-479.

299. ***Rostami A, Riahi SM, Holland CV, Taghipour A, Khalili-Fomeshi M, Fakhri Y, Gasser RB. 2019a.*** Seroprevalence estimates for toxocariasis in people worldwide: A systematic review and meta-analysis. PLoS neglected tropical diseases 13: e0007809. doi:10.1371/journal.pntd.0007809

300. ***Rostami A, Ma G, Wang T, Koehler AV, Hofmann A, Chang BCH, Macpherson, CNL, Gasser RB. 2019b.*** Human Toxocariasis – A Look at a Neglected Disease through an Epidemiological 'Prism'. Infec Gen Evol 74: 104002.

301. ***Rostami A, Riahi SM, Hofmann A, Ma G, Wang T, Behniafar H, Taghipour A, Fakhri Y, Spotin A, Chang BCH, Macpherson CNL, Hotez PJ, Gasser RB. 2020.*** Global prevalence of *Toxocara* infection in dogs. Adv in Parasitol 109: 561-583

302. ***Rubinsky-Elefant G, Hirata CE, Yamamoto JH, Ferreira MU. 2010.*** Human toxocariasis: Diagnosis, Worldwide Seroprevalences and Clinical Expression of the Disease. Acta Trop 115: 4-16.

303. ***Rupay V. 2017.*** Contaminación de parques públicos, jardines de casa y heces de canes con huevos de *Toxocara* spp. en la ciudad de Huanta, Ayacucho, 2015. Tesis de Médico Veterinario. Ayacucho: Univ. Nac. de San Cristóbal de Huamanga. 53p.

304. ***Salinas P, Matamala M, Schenone H. 2001.*** Prevalencia de hallazgo de huevos de *Toxocara canis* en plazas de la Región Metropolitana de la ciudad de Santiago, Chile. Bol. Chil Parasitol 57: 102-105.

305. ***Sanmartín M L, Alvarez F,Gij{on H, Iglesias R, Estévez J, López-Román R. 1992.*** A scanning electron microscope study of *Toxocara genettae* Warren, 1972 (Ascaridae), with data on morphometric variation. Folia Parasitologica, 39: 355-367.

306. ***Sarmiento-Rubiano LA, Ruiz JP, Sarmiento MC, Becerra J. 2018.*** Parásitos intestinales en perros y gatos con dueño de la ciudad de Barranquilla, Colombia. Rev Inv Vet Perú 29: 1403–1410. Doi:10.15381/rivep.v29i4.15348

307. ***Sheather AL. 1923.*** The detection of intestinal protozoa and mange parasites by a flotation technique. J Comparative Tech 36: 266-275. doi: 10.1016/S0368-1742(23)80052-2

308. ***Schnieder T, Laabs EM, Welz C. 2011.*** Larval development of *Toxocara canis* in dogs. Vet Parasitol 175: 193-206. doi: 10.1016/j.vetpar.2010.10.027.

309. ***Schoenardie ER, Scaini CJ, Brod CS, Pepe MS, Villela MM, McBride AJ, Borsuk S, Berne MEA. 2013.*** Seroprevalence of *Toxocara* infection in children from southern Brazil J Parasitol 99: 537–9. doi: 10.1645/GE-3182

310. ***Segovia JM, Torres J, Miquel J, Llaneza L, Feliu C. 2001.*** Helminths in the wolf, *Canis lupus*, from north-western Spain. J Helmin 75: 183–192. doi:10.1079/JOH200152

311. ***Serrano M, Chávez A, Casas E. 2000.*** Contaminación de parques públicos del cono este con huevos de *Toxocara* spp. Rev Inv Vet Perú 11: 82–87. doi: 10.15381/rivep.v11i1.6815

312. ***Shahbandeh M. 2024.*** Global dog and cat pet population 2018. Hamburg, Germany: Statista.

313. ***Sierra M.F, Daprato B, Kunic M, López CM, Sommerfelt IE. 2016.*** Presencia de huevos de Toxocara spp. en el pelaje de caninos callejeros y domésticos. InVet 18: 75-80

314. ***Sihuayro M. 2013.*** Prevalencia de huevos de *Toxocara* spp. en el pelaje de perros en la ciudad de Tacna, Perú. Rev Inv Vet Perú 24: 101-107.

315. ***Silva-Cadore P, Zhang L, De Lima-Lemos L, Lorenzi C, De Lima-Telmo P, Costa-Dos Santos P, Torres-Mattos G, Sracol-Vignol F, Prietsch S, Aires-Berne ME, Scaini CJ. 2016.*** Toxocariasis and childhood asthma: A case-control study. J Asthma 53: 601–606. doi: 10.3109/02770903.2015.1064951

316. ***Silva MB, Amor ALM, Santos LN, Galvão AA, Oviedo Vera AV, Silva ES, Barbosa CG, Gonçalves MS, Cooper PJ, Figueiredo CA, Ribeiro RC, Alcântara-Neves NM. 2017.*** Risk factors for *Toxocara* spp. seroprevalence and its association with atopy and asthma phenotypes in school-age children in a small town and semi-rural areas of Northeast Brazil. Acta Trop 174: 158-164. doi: 10.1016/j.actatropica.2016.04.005.

317. ***Sivajothi S, Reddy BS. 2018.*** Detection of *Toxocara canis* eggs in dog hair. Journal of Parasitic Diseases 42: 68-71.

318. ***Smith HV, Noordin R. 2006.*** Diagnostic limitations and future trends in the serodiagnosis of human toxocariasis. *Toxocara*: the enigmatic parasite. CABI 89-112. doi: 10.1079/9781845930264.0089

319. ***Smith H, Holland C, Taylor M, Magnaval JF, Schantz P, Maizels R. 2009.*** How common is human toxocariasis? Towards standardizing our knowledge. Trends Parasitol 25: 182-8. doi: 10.1016/j.pt.2009.01.006.

320. ***Soto D. 2019.*** *Toxocara canis* en parques públicos del distrito de Pachacamac. Tesis de Médico Veterinario. Lima: Univ. Alas Peruanas. 39p.

321. ***Strube C, Heuer L, Janecek E. 2013.*** *Toxocara* spp. infections in paratenic hosts. Vet Parasitol 193: 375-389. doi: 10.1016/j.vetpar.2012.12.033

322. ***Strube C, Mehlhorn, H. 2021.*** Dog parasites endangering human health. 1ª ed. Springer Cham. 291p doi:10.1007/978-3-030-53230-7

323. ***Su HH, Su Yc, Huffman MA. 2013.*** Leaf swallowing and parasitic infection of the Chinese lesser civet Viverricula indica in northeastern Taiwan. Zoo Stu 52: 22

324. ***Talledo M. 2022.*** Contaminación con huevos de *Toxocara* spp. en parques de una ciudad del norte del Perú. Tesis de Médico Cirujano. Chiclayo: Univ. San Martin de Porres. 31p.

325. ***Tavassoli M, Javadi S, Firozi R, Rezaei F, Khezri AR, Hadian M. 2012.*** Hair contamination of sheepdog and pet dogs with *Toxocara canis* eggs. Iranian J Parasitol 7: 110.

326. **T*ello K. 2021.*** Contaminación de parques y jardínes del distrito de la Victoria con huevos de *Toxocara* spp. provincia de Chiclayo, 2019. Tesis de Médico Veterinario. Lambayeque: Univ. Nac. Pedro Ruiz Gallo. 73p.

327. ***Tinoco-García L. Barreras-Serrano A, López-Valencia G. 2007.*** Frecuency of *Toxocara canis* eggs in public parksog urban area of Mexicali, B.C. Mexico. J Animal Vet Adv 6: 430-434.

328. ***Traversa D. 2012a.*** Pet Infections Control in the Tropics: The Challenge of Parasitic Zoonoses. Trends in Parasitology 28: 132-140.

329. ***Traversa D. 2012b.*** Pet roundworms and hookworms: a continuing need for global worming. Parasites & Vectors 5: 91.

330. ***Traversa D, Di Regalbono AF, Di Cesare A, La Torre F, Drake J, Pietrobelli, M. 2014.*** Environmental contamination by canine geohelminths. Parasites & Vectors 7:1-9

331. ***Trillo-Altamirano MDP, Carrasco AJ, Cabrera R. 2003.*** Prevalencia de helmintos enteroparásitos zoonóticos y factores asociados en *Canis familiaris* en una zona urbana de la ciudad de Ica, Perú. Parasitol Latin 58: 136–141.

332. ***[TroCCAP] Consejo Tropical para el Control de los Parásitos en los Animales de Compañía. 2019.*** Directrices para el diagnóstico, tratamiento y control de endoparásitos caninos en los trópicos. 2º ed. [Internet], [15 mayo 2024]. Disponible en: https://www.troccap.com/2017press/wp-content/uploads/2019/07/TroCCAP_Canine_Endo_Guidelines_Spanish-_Ver2_.pdf

333. ***Ubirajara CRC, Santos KKF, Lima TARF, Alves LC, Carvalho GA, Ramos RAN. 2022.*** Gastrointestinal parasites in dogs and cats in line with the One Health'approach. Arquivo Bras Med Vet Zoot 74: 43-50. doi:10.1590/1678-4162-12355

334. ***Uga S, Matsuo J, Kimura D, Rai SK, Koshino Y, Igarashi K. 2000.*** Diferenciación de huevos de *Toxocara canis* y *T. cati* mediante microscopía óptica y electrónica de barrido. Parasitol Vet 92: 287–294.

335. ***Ulloque-Badaracco JR, Hernandez-Bustamante EA, Alarcón-Braga EA, Huayta-Cortez M, Carballo-Tello XL, Seminario-Amez RA, Benites-Zapata VA. 2023.*** Seroprevalence of human toxocariasis in Latin America and the Caribbean: a systematic review and meta-analysis. Frontiers in Public Health, 11: 1181230. doi: 10.3389/fpubh.2023.1181230.

336. ***Ureta A. 2018.*** Seroprevalencia contra toxocariasis humana en médicos veterinarios en centros de atención veterinaria en la ciudad de Arequipa. Tesis de maestro en Salud Pública con mención en Epidemiología y Demografía. Arequipa: Univ. Nac. de San Agustín de Arequipa. 119p.

337. ***Valdez C. 2017.*** Prevalencia de *Toxocara canis* en los parques del distrito de Sachaca, provincia y departamento de Arequipa 2015. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Arequipa: Univ. Católica de Santa María.74p.

338. ***Vargas C, Torres P, Jercic MI, Lobos M, Oyarce A, Miranda JC, Ayala S. 2016.*** Frequency of anti-*Toxocara* spp. antibodies in individuals attended by the centro de salud familiar and environmental contamination with *Toxocara canis* eggs in dog feces, in the coastal Niebla town, Chile. Rev Inst Med Trop Sao Paulo 58: 62. doi: 10.1590/S1678-9946201658062

339. ***Vargas AI, Castro N, Enriquez I, Portillo JJ, Barraza CL, Gaxiola SM. 2020.*** Prevalence and Viability of *Toxocara* spp. eggs in Soil of Public Parks in Northwestern Mexico. Iran J Parasitol 15: 96-203.

340. ***Vásquez C. 2019.*** Evaluación de Programas de Control de la Población de Gatos en Lima Metropolitana. Rev Salud Pública Perú 36: 210-217.

341. ***Venjakob PL, Thiele G, Clausen PH, Nijhof AM. 2017.*** *Toxocara vitulorum* infection in German beef cattle. Parasitol Res 116: 1085-1088. doi:10.1007/s00436-017-5393-2

342. ***Velarde J. 2000.*** Contaminación de parques públicos con huevos de *Toxocara* spp. en los distritos de la provincia constitucional del Callao y del cono sur de Lima metropolitana. Rev. Inv Vet. Perú 11: 52-57. doi:10.15381/rivep.v11i1.6795

343. ***Velásquez LM. 2023.*** Prevalencia de parásitos gastrointestinales en perros domésticos (*Canis lupus familiaris*) mediante examen coprológico en el centro poblado de Casa Blanqueada–Tumbes 2023. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Tumbes: Univ. Nac. de Tumbes. 52p.

344. ***Vicente JJ, de Oliveira Rodrigues H, Gomes DC, Pinto RM. 1997.*** Nematóides do Brasil. Parte V: nematóides de mamíferos. Rev Bras Zool 14: 1–452. doi: 10.1590/S0101-81751997000500001

345. ***Vilca de Díaz FV, Anccasi MM. 2013.*** Enteroparásitos en perros (C*anis familiaris*) y gatos (*Felis catus*) de la provincia de Puno. Rev. Investig. Altoandin. 15: 117–122.

346. ***Vílchez M. 2023.*** Determinación de la prevalencia de *Toxocara canis* en plazas, parques y jardines públicos del distrito de Uchumayo, provincia y región de Arequipa 2022. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Arequipa: Univ. Católica de Santa María. 66p.

347. ***Villalobos A, Céspedes M. 2017.*** Impacto de los Programas de Esterilización en la Población de Perros Callejeros en Lima, Perú. Rev Peru Med Exp y Salud Pública 34: 323-329.

348. ***Villón M. 2018.*** Parasitosis intestinal en caninos que acuden a la veterinaria posta Oasis en Villa El Salvador, agosto 2017. Tesis de Tecnólogo Médico. Lima: Univ. Alas Peruanas. 63p.

349. ***Virgilio La Rosa V, Chávez A, Casas E. 2001.*** Contaminación de parques públicos del Cono Norte con huevos de *Toxocara* spp. Rev Invest Vet Perú 12: 116-121.

350. ***Waindok P, Kann S, Aristizabal A, Dib JC, Strube C. 2021.*** *Toxocara* seroprevalence and risk factor analysis in four communities of the Wiwa, an indigenous tribe in Colombia. Microorganisms. 9:1768. doi:10.3390/microorganisms9081768

351. ***Wapenaar W, Barkema HW, O'Handley R. 2013.*** Fecal shedding of *Toxocara canis* and other parasites in foxes and coyotes on Prince Edward Island, Canada. J Wild Dis 49: 394–397. doi: 10.7589/2012-04-113

352. ***Warren EG. 1970a.*** Estudios sobre la morfología y taxonomía de los géneros *Toxocara stiles,* 1905 y *Neoascaris travassos,* 1927. Zool Anz 185: 393–442.

353. ***Warren EG. 1970b.*** Observations on the life-cycle of *Toxocara mackerrasae*. Parasitol 60: 239-253. doi:10.1017/S0031182000078082

354. ***Werner A. 1782.*** "Ueber die wuermer im menschen." Göttingen, Vandenhoeck und Ruprecht.

355. ***Wilder HC. 1950.*** Nematode endophthalmitis. En: Trans. Am. Acad. Ophthalmol. Otolaryngol 55: 99-109.

356. ***Willis HHA. 1921.*** A simple levitation method for the detection of hookworm ova. Med J Aust, 8: 375-376.

357. ***Won KY, Kruszon-Moran D, Schantz PM, Jones JL. 2008.*** National seroprevalence and risk factors for zoonotic *Toxocara* spp. infection. American J tropical Med Hyg 79: 552-557

358. ***Watthanakulpanich D, Smith HV, Hobbs G, Whalley AJ, Billington D. 2008.*** Application of *Toxocara canis* excretory-secretory antigens and IgG subclass antibodies (IgG1-4) in serodiagnostic assays of human toxocariasis. Acta Trop 106: 90–95.

359. ***Wolfe A, Wright IP. 2003.*** Human toxocariasis and direct contact with dogs. Veterinary Record 152: 419-422.

360. ***Yamaguti S. 1941.*** Studies on the helminth fauna of Japan. Part 35. Mammalian nematodes, II. Jpn J Zool 21: 409–439.

361. ***Yuskiv ID, Tishyn OL, Yuskiv LL. 2024.*** Efficacy of levamisole against nematode infestations in dogs. Ukrainian J Vet Agr Sci 7: 87-93. Doi: 10.32718/ujvas7-1.14

362. ***Zhan B, Ajmera R, Geiger SM, et al. 2015.*** Identification of immunodominant antigens for the laboratory diagnosis of toxocariasis. Trop Med Int Health 20: 1787–96.

363. ***Zibaei M. 2017.*** Helminth infections and cardiovascular diseases: *Toxocara* species is contributing to the disease. Curr Cardiol Rev 13: 56-62.

364. ***Zibaei M, Sefiddasht PK, Firoozeh F, Miahipour A, Bahadory S. 2022.*** Serosurvey of anti-*Toxocara* antibodies and associated risk factors in domestic dogs and cats owners in Karaj, Alborz Province of Iran. Ann Agric Environ Med 29: 50-55

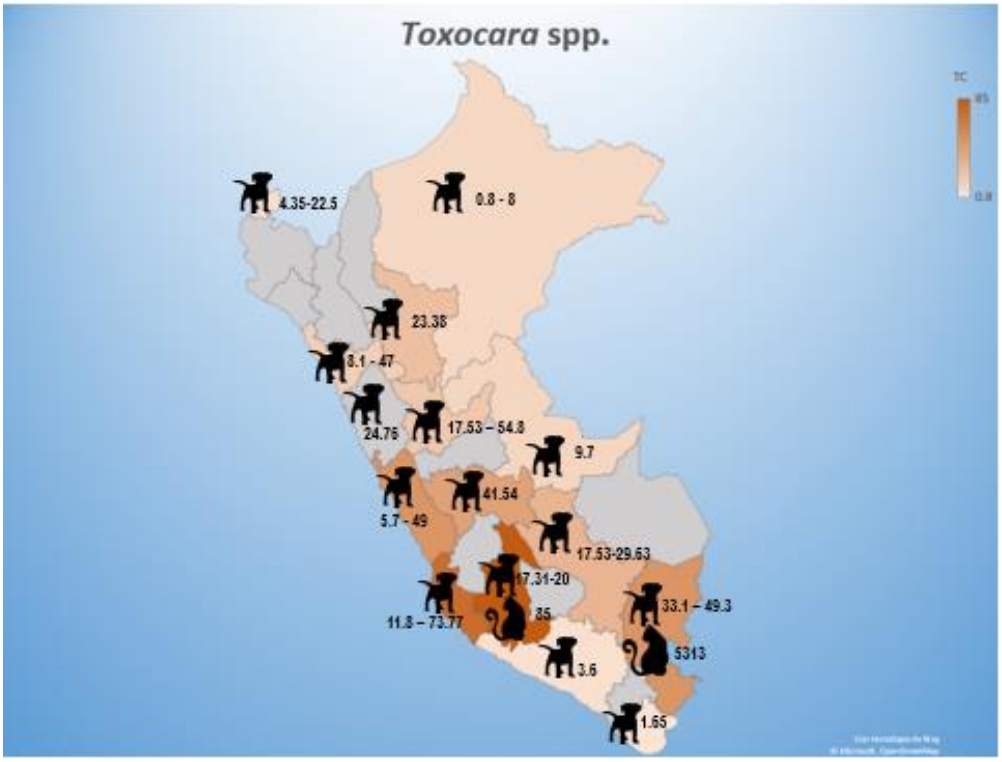
365. ***Ziegler MA, Macpherson CN. 2019.*** *Toxocara* and its species. CABI Reviews 14: 1-27. doi: 10.1079/PAVSNNR201914053

366. ***Zhu XQ, Gasser RB. 1998.*** Single-strand conformation polymorphism (SSCP)-based mutation scanning approaches to fingerprint sequence variation in ribosomal DNA of ascaridoid nematodes. Electrophoresis 19: 1366–1373.

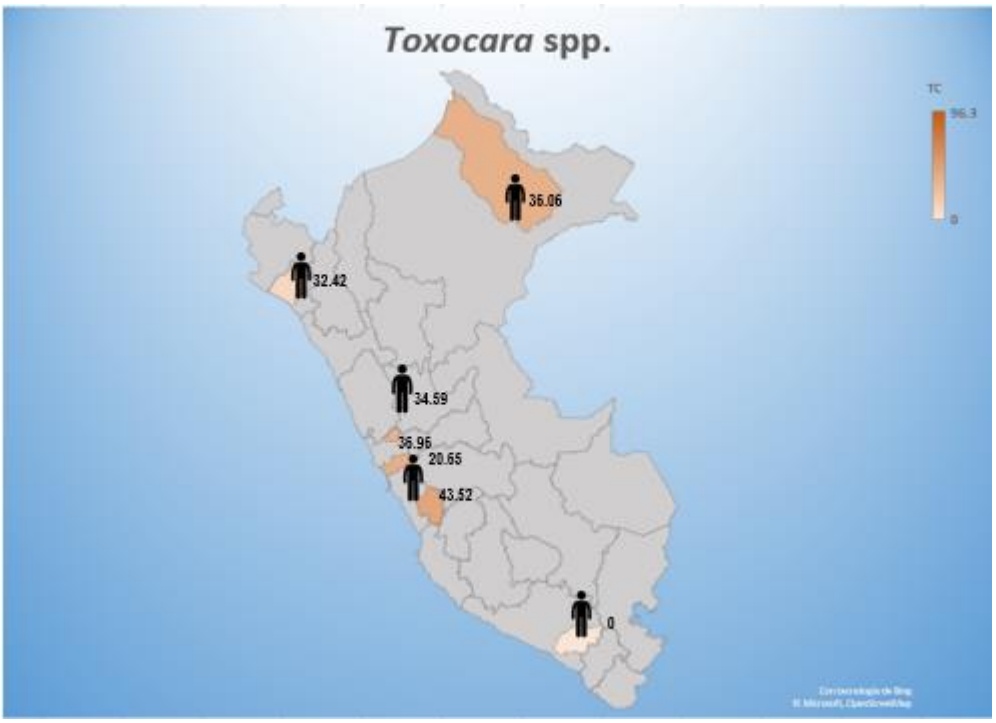
367. ***Zhu XQ, Jacobs DE, Chilton NB, Sani RA, Cheng NA, Gasser RB. 1998***. Molecular characterization of a *Toxocara* variant from cats in Kuala Lumpur, Malaysia. *Parasitology* 117: 155–164.

368. ***Zuñiga G. 2019.*** Frecuencia de parásitos gastrointestinales de caninos en el distrito de Mollebaya, Arequipa, Perú, 2018. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Arequipa: Univ. Católica de María. 114p.

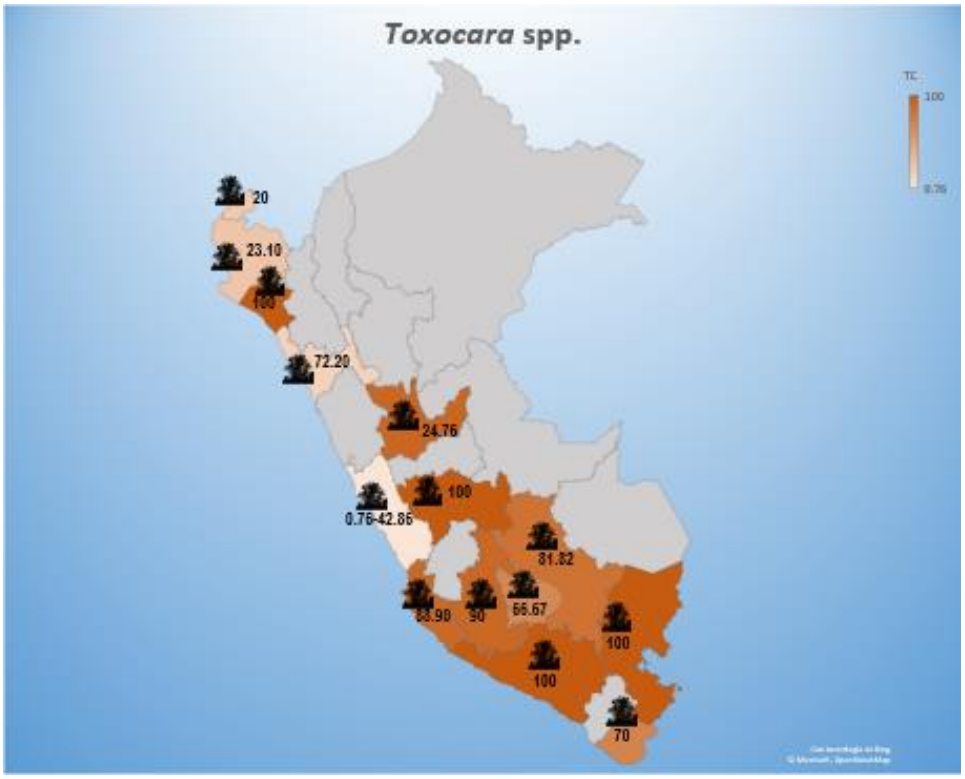
VIII. ANEXOS



Anexo 1. Distribución de *Toxocara* spp. en animales según reportes por departamentos del Perú.



Anexo 2. Distribución de *Toxocara* spp. en humanos según reportes por departamentos del Perú.



Anexo 3. Distribución de *Toxocara* spp. en el ambiente según reportes por departamentos del Perú.