



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN**

**HELMINTOS DE LOS PERROS Y GATOS DE LIBRE
RANGO EN UNA RESERVA NATURAL URBANA EN
CIUDAD DE MÉXICO Y SU RIESGO POTENCIAL
COMO AGENTES ZONÓTICOS**

TESIS Y EXAMEN PROFESIONAL

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA**

**PRESENTA:
VALERIA CAMACHO GILES**



**ASESORA: DRA. YOLANDA HORTELANO MONCADA
COASESOR: M.EN.C. LUIS GARCÍA PRIETO**

CUAUTITLÁN IZCALLI, ESTADO DE MÉXICO, 2024



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas

Tesis Digitales

Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©

PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Índice

Resumen	1
Introducción	2
Objetivo	3
Materiales y Métodos	3
Resultados	7
Discusión	17
Agradecimientos	19
Referencias.....	20
Apéndices y anexos.....	28

Resumen

En la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, ubicada al sur de la Ciudad de México, México, coexisten perros y gatos de libre rango con 148 especies de aves, 33 de mamíferos, 23 de reptiles y siete de anfibios, que representan un remanente de la fauna original del Altiplano Mexicano. El impacto negativo que perros y gatos tienen sobre la fauna local es inobjetable, sin embargo, el papel que estos vertebrados introducidos desempeñan como transmisores potenciales de enfermedades infecciosas para la fauna nativa y los humanos, es mucho menos entendida. La información sobre infecciones parasitarias en animales nativos e introducidos en esta localidad es escasa. Para aminorar esta falta de información, el objetivo de este estudio es caracterizar la fauna helmíntica de los perros y gatos de libre rango de la reserva ecológica. Entre 2018 y 2023 se estudiaron desde la perspectiva helmintológica 36 *Felis silvestris catus* y 7 *Canis lupus familiaris*. Los endoparásitos se obtuvieron del tracto digestivo y se identificaron a nivel de especie mediante evidencia morfológica y molecular. Los hospederos fueron parasitados por ocho especies de helmintos: en gatos se registraron los cestodos *Hydatigera taeniaeformis*, *Mesocostoides* sp., *Taenia rileyi* y el nematodo *Toxocara cati*, mientras que en perros se encontraron el cestodo *Taenia pisiformis* y los nematodos *Ancylostoma caninum* y *Uncinaria stenocephala*. La única especie compartida entre perros y gatos fue el cestodo *Dipylidium caninum*. Estos animales de libre rango actúan como hospederos definitivos de 5 especies que se sabe que tienen potencial zoonótico; su presencia en la zona puede generar un problema de salud pública y de salud animal si no se continúan los programas de control de poblaciones de perros y gatos.

Palabras clave: Endoparásitos, Depredadores introducidos, Salud pública y animal, Urbanización, Especies zoonóticas, Fauna invasora.

Introducción

La Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel (REPSA) pertenece a la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM). La REPSA es un gran ecosistema natural completamente rodeado de desarrollo urbano dentro de una de las ciudades más grandes y densamente habitadas del mundo: la Ciudad de México. La REPSA está habitada por fauna nativa y animales de libre rango, es decir, aquellos que fueron abandonados o nacieron en la categoría de abandono o viven libres para deambular [1]. Los animales de libre rango no reciben alimento ni atención médica [2] y representan un riesgo potencial, ya que desarrollan un comportamiento salvaje, convirtiéndose en animales oportunistas y hábiles depredadores que cazan animales silvestres en las áreas que invaden [3,4]. Además de verse amenazada por perros y gatos de libre rango, la fauna nativa también está expuesta a la pérdida y fragmentación de su hábitat [5, 6]. En 2008, se estimaba que dentro del REPSA vivían alrededor de 400 gatos de libre rango. Además, estos autores señalaron que cada año, entre 40 y 80 perros recién abandonados, perdidos o callejeros se suman a la población preexistente. Con la intención de revertir esta situación, entre 2012 y 2016 se implementaron programas de remediación de fauna de libre rango, en los cuales se capturaron 127 perros y 41 gatos dentro del REPSA [6]. Los animales en libertad desempeñan un papel importante en la ecología, distribución y propagación de enfermedades [3]. Su impacto negativo en la conservación de la biodiversidad nativa se ve amplificado por el potencial de transmisión de enfermedades, ya que actúan como huéspedes de varios grupos de organismos, incluidos virus, bacterias, protozoos y helmintos, algunos de los cuales pueden ser zoonóticos [2,7].

Objetivo

Debido a la falta de información sobre helmintos que afectan a perros y gatos en estado silvestre en la REPSA, el objetivo del presente estudio fue investigar su diversidad, con el fin de caracterizar su composición y detectar especies con potencial zoonótico.

Materiales y Métodos

La REPSA (19°18'21"; 19°20'11" N y 99°10'15"; 99°12'4" W), es un ecosistema conocido como matorral xerófilo de “palo loco”, dentro de una zona altamente urbanizada y representa uno de los últimos relictos del Ecosistema del Pedregal al sur de la Ciudad de México, valioso por conservar una alta biodiversidad en el Altiplano Mexicano [6]. El área total de la REPSA es de 237 ha, ocupando aproximadamente un tercio del campus principal de la UNAM. Esta se compone de 3 zonas núcleo (171 ha) y 13 zonas de amortiguamiento (66 ha) [8].

Los perros y gatos analizados en este estudio se obtuvieron a través de la Autorización para el manejo y control de especies exóticas, emitida por la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT) al personal de la REPSA, bajo los permisos del 09/F0-0079/06/18 y SGPA/DGVS/07077/21, 09/F0-0340/05/21. Todos los animales estudiados fueron sacrificados utilizando los métodos humanitarios establecidos según la NOM-033-SAG/ZOO-2014 [9]. En resumen, los mamíferos se anestesiaron (36 gatos y 7 perros) con una mezcla de ketamina (3-5 mg/kg) y xilazina (0,2-1 mg/kg), y se les practicó la eutanasia con una sobredosis de pentobarbital sódico vía intracardiaca (120-150 mg/kg); algunos ejemplares se mantuvieron congelados hasta su disección y otros se estudiaron recién sacrificados. Se examinó exhaustivamente el tracto gastrointestinal; el estómago y los intestinos fueron cortados longitudinalmente y analizados bajo el microscopio estereoscópico. Los helmintos recolectados se lavaron en solución salina al 0,85% y se fijaron en alcohol caliente al 70%. Los especímenes se separaron en morfotipos y se seleccionó al menos un ejemplar de cada morfotipo para estudios moleculares, cortando una porción de tejido de 5 mm de la región de las proglótidos en el caso de los cestodos y de la región media del cuerpo en los nematodos. Finalmente, los ejemplares fueron almacenados en viales con alcohol en diferentes porcentajes, según el estudio al que fueron sometidos posteriormente, es decir, en alcohol

al 70% para morfología y en alcohol absoluto para estudios moleculares. Los helmintos fueron procesados para su estudio de acuerdo a Lamothe-Argumedo [10]. Brevemente, las muestras utilizadas para estudios morfológicos se almacenaron en alcohol al 70%. Los cestodos se tiñeron con paracarmina de Meyer, hematoxilina de Delafield y tricrómica de Gomori, se aclararon con salicilato de metilo y se montaron en preparaciones permanentes con bálsamo de Canadá. Algunos escólices fueron digeridos artificialmente con una mezcla de pepsina y HCl para determinar las características específicas de los ganchos. Los nematodos fueron aclarados/transparentados con glicerina y lactofenol de Amann. Todas las medidas se dan en μm a menos que se indique lo contrario, incluido el intervalo, la media, la desviación estándar y el tamaño de la muestra entre paréntesis.

Las muestras estudiadas bajo microscopía electrónica de barrido (MEB) fueron almacenadas en alcohol 100% y posteriormente deshidratadas hasta el punto crítico con CO_2 , utilizando un Secador de Punto Crítico K850 (Emitech, Ashford, Inglaterra), luego recubiertas con una mezcla de oro/paladio con un sistema de cobertura modular Q150R (Ashford, Inglaterra), y examinado a 10 kV en un MEB Hitachi SU1015 (Hitachi, Tokio, Japón) en el Laboratorio Nacional de la Biodiversidad (LANABIO), Instituto de Biología, UNAM (IB-UNAM).

Especímenes representativos de cada especie de helmintos se sometieron a procedimientos moleculares, utilizando 2 mm de tejido de los helmintos para extraer ADN total utilizando el kit INVITROGEN siguiendo las instrucciones del fabricante; posteriormente, se amplificó la región mitocondrial citocromo C oxidasa subunidad 1 (cox1) y las regiones nucleares, espaciador interno transcrito (ITS) y la subunidad grande del ADN ribosomal (ADNr 28S) utilizando la PCR con los cebadores indicados en la Tabla 1; cada reacción consistió en 9.5 μL de H_2O , 3 μL de solución amortiguadora 5X, 0,2 μL de cada cebador, 0,1 μL de Taq polimerasa y 2 μL de ADN, totalizando un volumen de 15 μL . Cuando utilizamos pares adicionales de cebadores (como con NemF1 – F3 y NemR1 – R3) disminuimos 0,2 μL de H_2O por cada cebador adicional. Los parámetros generales de termociclado de la PCR incluyó una desnaturalización a 94 °C durante 5 min, seguido de 38 ciclos de 94 °C durante 30 s, 51 °C durante 30 s y 72 °C durante 1 min y un período de extensión final de 5 min a 72 °C. La etapa de alineación se modificó según los loci a amplificar (Tabla 1). Los productos de la PCR se visualizaron en un gel de agarosa al 1,4%. Las amplificaciones exitosas se purificaron utilizando placas de filtro CentriSep 96 (ThermoFisher Scientific, Pittsburgh, Pennsylvania) con Sephadex G-50 (Cytiva, Marlborough, Massachusetts). Las reacciones de secuenciación estuvieron

compuestas por 0,4 μL de BigDye Terminator v.3.1 (Applied Biosystems, Waltham, Massachusetts, EE. UU.), 2 μL de solución amortiguadora 5 $\times$, 4 μL de ddH₂O, 1 μL de cebador 10 μM y 3 μL de producto de PCR purificado (volumen total 10 μL). Las muestras se purificaron usando Sephadex G-50, luego se agregaron 25 μl de EDTA 0,5 mM a cada muestra y finalmente se secuenciaron en un secuenciador ABI-PRISM 3100 (Applied Biosystems® Waltham, Massachusetts) en LANABIO.

Tabla 1. Cebadores utilizados para los procedimientos de amplificación y secuenciación incluyendo los parámetros de temperatura utilizados en la etapa de alineación para los genes utilizados para la identificación molecular de taxones de helmintos obtenidos en la fauna de libre rango de la REPSA, UNAM.

Locus	Cebador	Secuencia	Referencia	Temperatura de alineación	Taxa	
cox1	JB3	5' TTTTGTGGGCATCCTGAGGTTTAT 3'	[11]	51 °C 40s	Cestoda	
	JB4.5	5' TAAAGAAAGAACATAATGAAAATG 3'				
	PBI-COX1F_PCR (697-717)	5' CATTTTGCTGCCGGTCARCAYATGTTYTGRTTTTTTGG 3'	[12]		Cestoda	
	PBI-COXIR_PCR (1280 – 1294)	5' CCTTTGTGCGATACTGCCAAARTAATGCATDGGRAA 3'				
	NemF1_t1	5' tgtaaacgacggccagtCRACWGTWAATCAYAARAATATTGG 3'	[13]	45 °C40s (5x) – 51 °C 40s (35x)	Nematoda	
	NemF2_t1	5' tgtaaacgacggccagtARAGATCTAATCATAAAGATATYGG 3'				
	NemF3_t1	5' tgtaaacgacggccagtARAGTTCTAATCATAARGATATTGG 3'				
	NemR1_t1	5' caggaaacagctatgactAAACTTCWGGRTGACCAAAAAATCA 3'				
	NemR2_t1	5' caggaaacagctatgactAWACYTCWGGRTGMCCAAAAAYCA 3'				
	NemR3_t1	5' caggaaacagctatgactAAACCTCWGGATGACCAAAAAATCA 3'				
	28S	28z (28dd) (1129-1154)	5' AGACTCCTTGGTCCGTGTTTCAAGAC 3'	[14]	53 °C 35s	Cestoda Nematoda
		28y (28cc) (67-96)	5' CTAACCAGGATTCCCTCAGTAACGGCGAGT 3'			
501		5' –TCGGAAGGAACCAGCTACTA 3'	[15]	55 °C45s	Cestoda Nematoda	
504		5' –CAAGTACCGTGAGGGAAAGTTG 3'				
ITS	BD1	5' –GTCGTAACAAGGTTTCCGTA 3'	[11]	55 °C45s	Cestoda Nematoda	
	BD2	5' TATGCTTAAATTCAGCGGGT 3'				

La identificación de los cestodos a nivel morfológico se realizó siguiendo a Khalil et al. [16], y para los nematodos a Anderson et al. [17]. Además, se consultó la descripción original de cada especie. Los ejemplares colectados de cada especie de helminto se depositaron en la Colección Nacional de Helmintos (CNHE), IB-UNAM, y las secuencias de ADN están disponibles en GenBank. La caracterización de las infecciones con los parámetros: prevalencia, abundancia media, intensidad media y rango de intensidad, se

realizó de acuerdo con Bush et al. [18]. Los datos brutos asociados a este trabajo están disponibles en un archivo complementario (Tabla S1).

Resultados

De los 43 animales de libre rango examinados (36 gatos y 7 perros), todos colectados entre 2018 y 2023, 21 gatos y 7 perros se encontraron parasitados con helmintos; las especies de helmintos colectadas pertenecen al filo Platyhelminthes y Nematoda. En gatos, se registraron los cestodos *Hydatigera taeniaeformis*, *Mesocetoides* sp., *Taenia rileyi* y el nematodo *Toxocara cati*, mientras que, en perros, se encontraron el cestodo *Taenia pisiformis* y los nematodos *Ancylostoma caninum* y *Uncinaria stenocephala*. El cestodo *Dypilidium caninum* es la única especie compartida entre los gatos y perros examinados, y alcanza la prevalencia más alta en perros, mientras que el nematodo *T. cati* fue el más prevalente en gatos. Con la excepción de *Mesocetoides* sp. en los gatos, tanto la abundancia media como la intensidad media de helmintos fueron mayores en los perros Tabla 2.

Tabla 2. Parámetros de infección por helmintos en perros y gatos de libre rango de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel en la Ciudad de México, México.

Especies de helmintos	<i>Canis lupus familiaris</i>				<i>Felis silvestris catus</i>			
Cestoda	Prevalencia	Abundancia Media	Intensidad Media	Rango de Intensidad	Prevalencia	Abundancia Media	Intensidad Media	Rango de Intensidad
<i>Dipylidium caninum</i>	71.42	8.28	11.6	3-25	19.44	1.58	8.14	1-21
<i>Hydatigera taeniaeformis</i>					19.44	0.47	2.42	1-6
<i>Taenia pisiformis</i>	57.14	20.57	36	1-138				
<i>Mesocetoides</i> sp.					19.44	17.86	91.85	1-450
<i>Taenia rileyi</i>					11.11	0.19	1.75	1-4
Nematoda								
<i>Toxocara cati</i>					50	4.58	9.16	1-26
<i>Ancylostoma caninum</i>	42.85	4.85	11.33	5-22				
<i>Uncinaria stenocephala</i>	28.57	5.42	19	17-20				

Con base en los estudios morfológicos y moleculares realizados, a continuación se presentan las características diagnósticas de cada una de las 8 especies encontradas, discutiendo brevemente los criterios seguidos para su identificación:

Cestoda

Taeniidae

***Hydatigera taeniaeformis* Batsch, 1786**

Material: CNHE: 11833, 13003. Cox1 GenBank: OQ281682, OQ281678, PP574870; 28S GenBank: OQ413990.

Diagnóstico: Basado en 15 individuos. Escólex con róstelo armado con 2 coronas de 30–40 ganchos (35.5 ± 4.43 ; $n=5$), ganchos grandes 306 – 430 (420 ± 0.017 ; $n=7$; 52 ganchos); ganchos pequeños 250 – 270 (270 ± 0.010 ; $n = 6$; 57 ganchos) en longitud (Fig.1a – d). Número de testículos en los proglótidos maduros 278 – 544 (384.6 ± 81.94 ; $n = 6$; 15 proglótidos).

Observaciones: Los especímenes fueron identificados con base en el número y tamaño de ganchos grandes y pequeños en las 2 coronas del róstelo, de acuerdo con Esch y Self [19] para cánidos y félidos de EUA; Panti-May et al. [20,21] para roedores de México, y Lavikainen et al. [22] para roedores y gatos de varios países alrededor del mundo.

La búsqueda en blastn del gen cox1 da como resultado secuencias idénticas a *H. taeniaeformis* de Perú (OQ569222-OQ569229) encontradas en roedores [23]. Asimismo, existe una similitud relativamente alta (hasta 98%) con el resto de secuencias publicadas en GenBank de otras partes del mundo [22] corroborando la ocurrencia global de esta especie.

***Taenia pisiformis* Bloch, 1780**

Material: CNHE: 13001–2. CoxI GenBank: PP472462; 28S GenBank: PP574874.

Diagnóstico: Basado en 11 especímenes. Escólex con dos coronas de 42 – 46 ganchos (43.82 ± 1.40 ; $n= 11$) en el róstelo; los ganchos de la corona anterior 240 – 260 (250 ± 0.0060 ; $n= 11$; 129 ganchos) en longitud, y los ganchos de la segunda corona 140 – 150 (150 ± 0.0057 ; $n = 11$; 125 ganchos) en longitud (Fig.1e – h). Número de testículos en los proglótidos maduros 200 – 366 (275.77 ± 50.08 ; $n = 11$; 13 proglótidos). Proglótidos grávidos con 14 – 24 (19.17 ± 3.43 ; $n =3$; 6 proglótidos) ramas uterinas.

Observaciones: Las características morfológicas de los ganchos rostelares, cuyo número y tamaño concuerdan con los registrados por Riser [24] para este cestodo que parasita a felinos de EE. UU.; Verster [25] y Loos-Frank [26] para diferentes especies a nivel mundial y por Esch y Self [19] para cánidos y felinos de EE. UU., permitieron la identificación de esta especie. La búsqueda en blastn arrojó una baja similitud con las secuencias publicadas previamente tanto para *T. pisiformis* como para otras especies de

Taenia, con similitudes que van desde el 88% al 91% con el locus 28S. De la misma forma, la búsqueda de cox1 blastn resultó en la similitud más alta (92,04%) con una secuencia obtenida de un cisticerco de *T. pisiformis* de Polonia (MZ287426) encontrado en un conejo [27]. La amplia variación genética detectada en este estudio sugiere que esta especie de cestodo puede representar un complejo de más de una especie, o alternativamente, que las secuencias de ADN de *T. pisiformis* disponibles en Genbank son resultantes de una identificación morfológica errónea.

***Taenia rileyi* Loewen, 1929**

Material: CNHE: 12997–98. Cox1 GenBank: PP574871.

Diagnóstico: Basado en 7 escólices con dos coronas de 34 – 46 (41.33 +/- 7.0710; n= 5) ganchos en el róstelo, ganchos grandes 220 – 240 (230 +/- 0.00538; n=6; 46 ganchos), y los ganchos pequeños 150 – 180 (170 +/- 0.00885; n= 4; 43 ganchos) (Fig.1i – l).

Observaciones: El número de ganchos y sus medidas se ajustan al amplio rango de variabilidad reportado para esta especie por diferentes autores en varios hospederos a lo largo de su distribución; de acuerdo a lo anterior, el número de ganchos reportados para *T. rileyi* oscila entre 36 y 46; el tamaño de los más grandes oscila entre 205 – 258 y los más pequeños entre 151 y 205 [21, 24, 26, 28, 29]. La búsqueda en blastn recuperó a *Taenia* sp. como primera coincidencia con un 90.38% de similitud, con especímenes recuperados de felinos silvestres de Colombia (MZ351293) [30]. Las secuencias generadas en el presente estudio representan la primera secuencia cox1 para esta especie de cestodo.

Dipylidiidae

***Dipylidium caninum* (Linnaeus, 1758) Leuckart, 1863**

Material: CNHE 10977, 11875. Cox1 GenBank: OQ281679; 28S GenBank: OQ401031

Diagnóstico: Basado en 21 especímenes con escólex con róstelo armado protusible con 75 – 90 (84 +/-7.93; n=7) ganchos, distribuidos en 3 – 6 hileras, la longitud de los ganchos oscila entre 0.006 – 0.015 (11 +/- 0.003; n= 3; 146 ganchos) (Fig.1m – o). Número de testículos en los proglótidos maduros 103 – 277 (195.62 +/- 42.66; n = 11; 71 proglotidos); dos juegos de genitales.

Los proglótidos grávidos contienen numerosas cápsulas ovígeras con 4 – 15 huevos cada una (7.69 +/- 2.08; n = 9; 31 cápsulas); el rango de diámetro de los huevos es de 1 – 3 (1.90 +/- 0.91; n = 9; 155 huevos).

Observaciones: Los especímenes adultos se identificaron con base en las características del róstelo, como tener ganchos espinosos uniformemente distribuidos en varias hileras, abertura vaginal posterior al saco del cirro y cada cápsula ovígera contiene una numerosa cantidad de huevos [16]. Estas características también han sido referidas como diagnósticas para la especie por Venard [31] en parásitos de perros y gatos de EE. UU.; para perros, gatos y humanos de México [32,33]; India [34-36]; China [37] y Portugal [38]; La búsqueda en blastn del gen *cox1* arrojó secuencias idénticas para *D. caninum* provenientes de ejemplares de Italia (MT806359) encontradas en zorros rojos [39]. De la misma manera, la búsqueda con el gen 28S arrojó secuencias idénticas para *D. caninum* de varias localidades de Europa, Sudáfrica y EE. UU. (MH040824- MH040861, MH045472- MH045481) encontradas en perros y gatos [40].

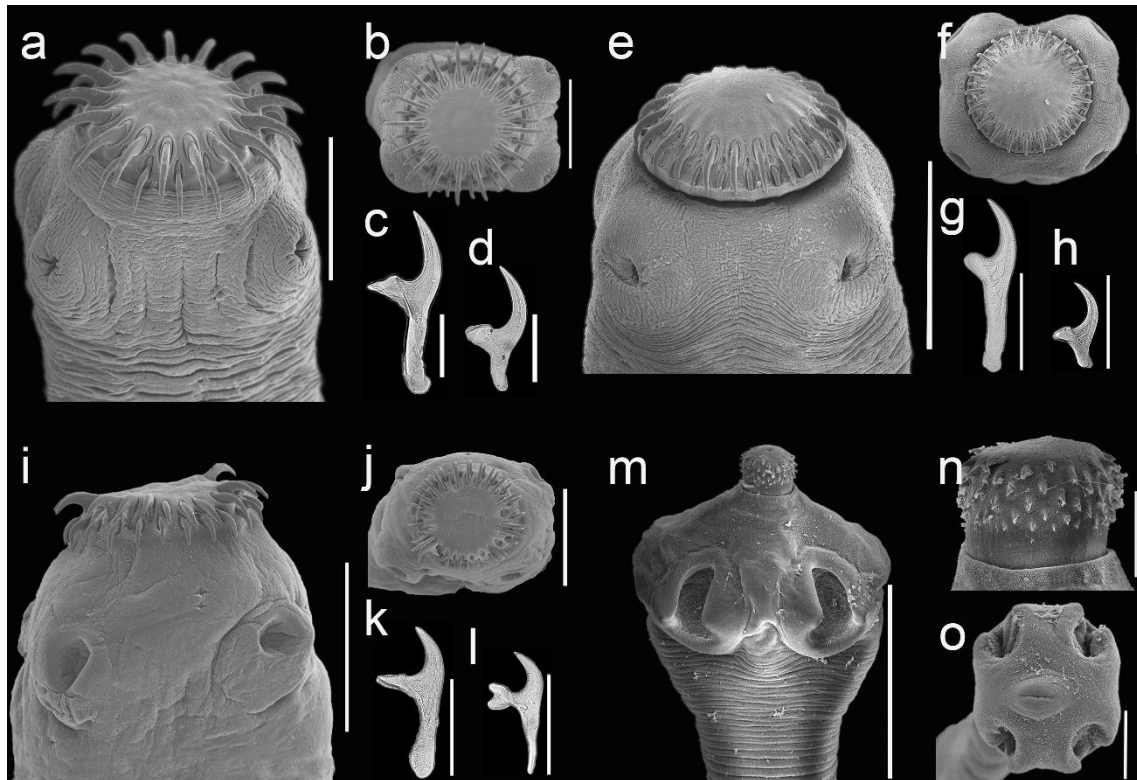


Fig 1 Microscopía electrónica de barrido y micrografías ópticas de cestodos encontrados en el tracto gastrointestinal de perros y gatos de libre rango de la REPSA. a) Escólex de *Hydatigera taeniaeformis*; b) vista apical; c y d, ganchos rostellares; e) Escólex de *Taenia pisiformis*; f) vista apical; g y h, ganchos rostellares; i) Escólex de *Taenia rileyi*; j) vista apical; k y l, ganchos rostellares; m) Escólex de *Dipylidium caninum*; n) róstelo armado; o) Escólex con róstelo invaginado.

Mesocestoididae

***Mesocestoides* sp.**

Material: CNHE: 12995–6. Cox1 GenBank: OQ281680, OQ281681; 28S GenBank: OQ343502. (Fig. 2).

Diagnóstico: Basado en 15 escólices no armados y 26 proglótidos. Escólex con 4 ventosas (Fig.2a, b).

Los proglótidos maduros contienen 38 – 51 (46.12 +/- 4.55; n= 8) testículos. Los proglótidos grávidos con órgano parauterino [(0.273 – 0.464 (0.35+/-0.05; n=15) de longitud por 0.209 – 0.382 (0.30+/-0.04; n=15) ancho, y 0.018 – 0.046 (0.03+/-0.01; n = 15) pared delgada]. Poro genital central.

Observaciones: Los gusanos adultos colectados en gatos de libre rango presentan características morfológicas diagnósticas del género *Mesocestoides*, como el saco del cirro y el conducto vaginal que se abre en un atrio genital hacia la superficie ventral de la línea media de los proglótidos; glándula vitelina bilobulada y el útero reemplazado por un solo órgano parauterino, esto según con Khalil et al. [16] y Caira y Jensen [41]. De acuerdo con Caira et al. [42], son válidas cuatro especies de *Mesocestoides*: *M. ambiguous* Vaillant, 1863 de África ex. *Viverra genetia*; *M. corti* Hoeppli, 1925 ex. *Mus musculus* de los EE. UU.; *M. melesi* Yanchep y Petrov, 1985 ex. *Meles* sp. de Bulgaria y *M. vogae* Edges 1991 ex. *Sceloporus occidentalis* de EE. UU. En México sólo se han descrito 2 especies: *M. vogae* ex *Canis lupus familiaris* [43] y *M. bassarisci* McCallum 1921 ex *Bassariscus astutus* [44], pero no se ha confirmado la validez de esta última [42].

Los análisis de las secuencias cox1 y 28S dieron como resultado un máximo de 91,47% y un 97,07% de identidad, respectivamente, con las secuencias depositadas en GenBank para especies de este género que parasitan roedores (NC_061204) de China [45], y mamíferos domésticos (MK239661) de Europa y África [46], respectivamente. A excepción de *M. ambiguous*, las secuencias de tres de las especies mencionadas anteriormente se han depositado en GenBank, pero ninguna coincide significativamente con las secuencias generadas en este estudio.

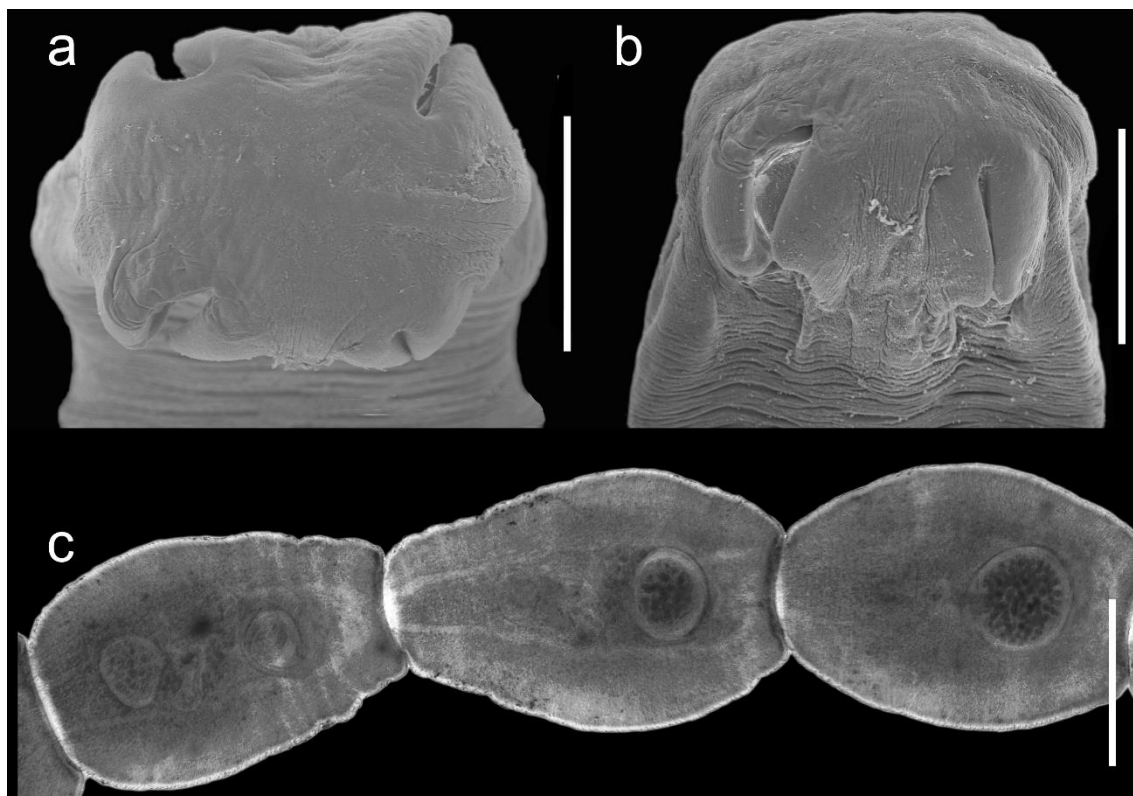


Fig. 2 Microscopía electrónica de barrido y micrografías ópticas de *Mesocestoides* sp. encontradas en el tracto gastrointestinal de gatos de libre rango de la REPSA. a) Escólex, vista apical; b) vista ventral; c) proglótidos grávidos (preparaciones teñidas).

Nematoda

Ascarididae

***Toxocara cati* (Schrank, 1788) Brumpt, 1927**

Material: CNHE: 11832. ITS GenBank: OQ256234; 28S GenBank: OQ343501

Diagnóstico: Basado en 28 especímenes (15 hembras y 13 machos). Ambos sexos con un par de alas cervicales, las cuales dan a la porción anterior del cuerpo una apariencia de flecha. La boca localizada anteriormente con 3 labios, un labio dorsal grande y dos más pequeños ventro-laterales. El labio dorsal tiene 2 papilas grandes; cada labio ventro-lateral tiene solo una. Crestas dentígeras dispuestas sobre el margen de cada labio. Hembras: cuerpo 4.5 – 8.2 mm (6.9 mm $\pm$ 1.21; n=12) largo por 0.88 – 2.04 mm (1.33 mm $\pm$ 0.36; n=12) ancho; distancia entre el ano y la porción anterior del cuerpo 0.43 – 0.64 mm (0.56 mm $\pm$ 0.07; n = 12). Machos: cuerpo 3.5 – 6 mm (5.2 mm $\pm$ 0.79; n = 11) largo por 0.81 – 1.48 mm (1.21 mm $\pm$ 0.22; n=11) ancho. Papilas genitales, distribuidas como sigue: 12 – 22 (17.75 $\pm$ 3.28; n=12) precloacales, 2 (n=12) adcloacales

y 4 (n=12) post cloacales. Espículas pares, 1.97 – 2.68 mm (2.19 mm +/- 0.22; n=13) (Fig.3a – c).

Observaciones: Los gusanos adultos colectados de los gatos de libre rango fueron identificados a un nivel específico basado en las características en los extremos anterior y posterior del cuerpo en machos y hembras. Los labios de la porción anterior estaban bien definidos en ambos sexos, un par de espículas y varias papilas cloacales en el extremo posterior de los machos. Todos estos rasgos concuerdan con los presentados en la redescrición de la especie realizada por Sprent [47] para parásitos de gatos de Australia; Gallas y Fraga [48] de felinos silvestres de Brasil; Radwan et al. [49] para cánidos y felinos de Egipto y Mekete [50] para gatos de Sudáfrica. La consulta de blastn de la secuencia 28S dio como resultado una similitud del 99,51 % con un espécimen encontrado en gatos silvestres de China (JN256994) [51], y del 100 % para ITS (MF592398) de un espécimen de Irán [52] encontrado en muestras de suelo con huevos de *Toxocara.sp.*

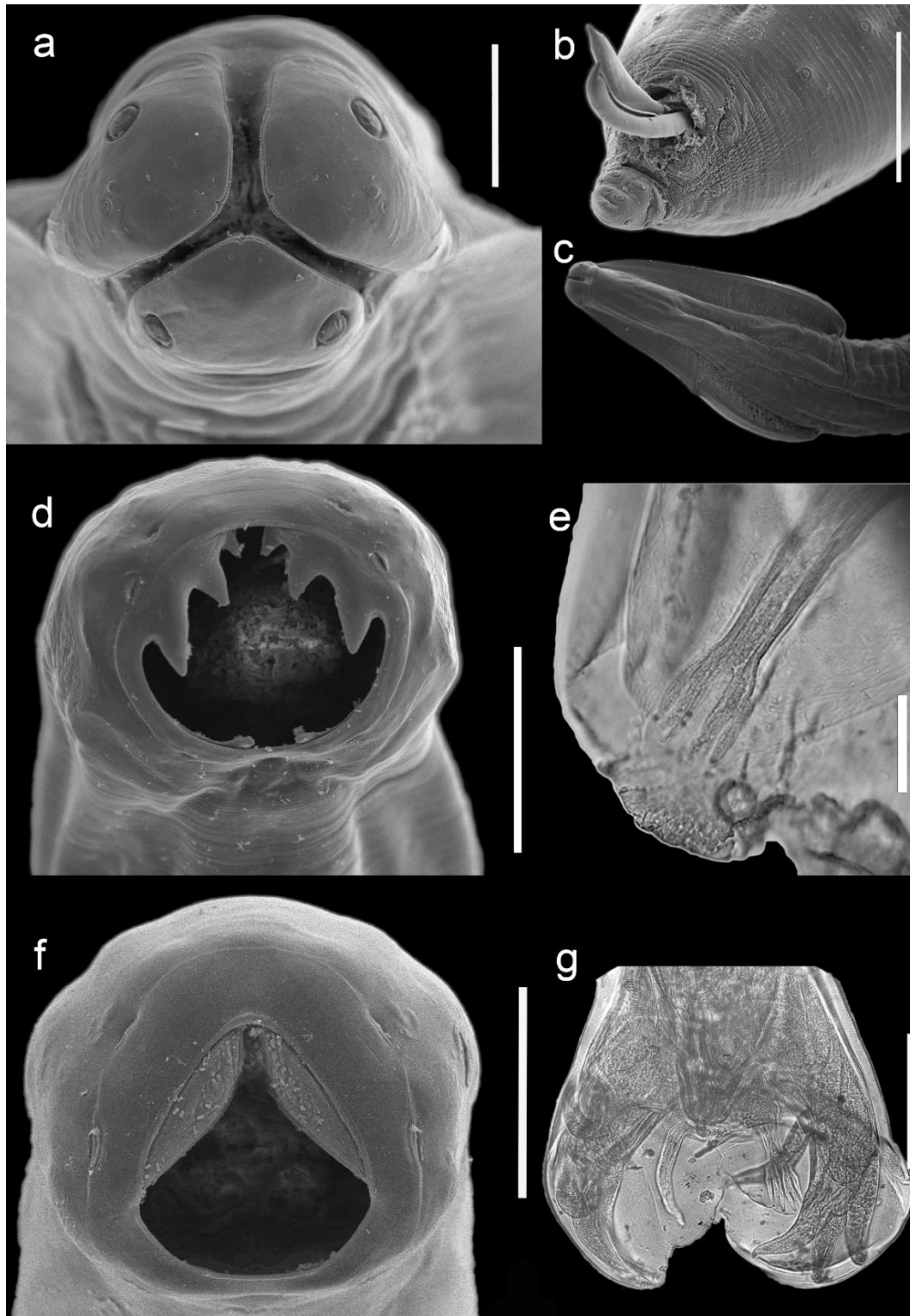


Fig 3 Microscopía electrónica de barrido y micrografías ópticas de nematodos encontrados en el tracto gastrointestinal de perros y gatos de libre rango de la REPSA. a) *Toxocara cati*, labios, vista apical; b) extremo posterior del macho, mostrando espículas; c) extremo anterior, vista ventral, mostrando alas laterales. d) *Ancylostoma caninum*, cápsula bucal, mostrando dientes; e) Bolsa copuladora, que muestra el rayo dorsal con 2 puntas terminales grandes y una corta (aclarada con lactofenol); f) Cápsula bucal de *Uncinaria stenocephala* que muestra placas quitinosas; g) Bolsa copuladora, mostrando rayo dorsal con 3 prolongaciones terminales del mismo tamaño (aclaradas con lactofenol).

Ancylostomatidae

***Ancylostoma caninum* (Ercolani, 1859)**

Material: CNHE: 12999. Cox1 GenBank: OQ290602; ITS GenBank: OQ256235, OQ256236.

Diagnóstico: Basado en 34 individuos (21 hembras y 13 machos). La entrada de la boca con un par de prominentes placas quitinosas provistas de tres pares de dientes ventrales. Hembras: cuerpo 0,4 – 1,5 mm (1,11 mm +/- 0,28; n = 20) longitud por 0,26 – 0,63 mm (0,49 +/- 0,11; n = 19) de ancho; vulva en el extremo posterior del cuerpo, que termina en una espina; distancia entre el ano y la cola 0,15 – 0,25 mm (0,21 mm +/- 0,03; n=19). Machos: cuerpo 0,2 – 1,1 mm (0,96 mm +/- 0,25; n=11) de largo por 0,29 – 0,50 mm (0,39 mm +/- 0,05; n=12) de ancho. Cuerpo que termina en una bolsa copuladora; rayos ventrolateral y lateroventral fusionados en la mitad de su longitud desde el origen en la base de la bolsa; rayos laterales con un tronco común; Los rayos externos-dorsales se bifurcan desde la base de los rayos dorsales, formando dos lóbulos laterales. Rayo dorsal dividido en dos ramas con cada rama terminando en tres digitaciones de diferente tamaño; espículas de igual tamaño, 0,73 – 0,96 mm (0,77 mm +/- 0,10; n = 10) (Fig.3d, e).

Observaciones: Los gusanos adultos colectados de los perros de libre rango estudiados aquí se identificaron a un nivel específico basado en las características de los extremos anterior y posterior del cuerpo de ambos sexos, principalmente en la cápsula bucal armada con tres pares de dientes ventrolaterales y los rayos dorsales de la bolsa copuladora bifurcada, características que de acuerdo con los presentados en la redescrición de la especie realizada por Burrows [53] para perros y gatos de EE. UU., y Uppal et al. [54] para perros de la India. La consulta del blastn del gen ITS da como resultado una similitud del 100% con los especímenes encontrados en perros y gatos de Australia (KP844730) [55] y 100% con gen cox1 con un espécimen encontrado en zorro gris (*Urocyon cinereoargenteus*) de México (MZ821647) [56].

***Uncinaria stenocephala* (Raillet, 1884) Froelich, 1789**

Material: CNHE: 13000. Cox1 GenBank: PP574872, PP574873; 28S GenBank: PP472461

Diagnóstico: Basado en 38 ejemplares (20 hembras y 18 machos). Cápsula bucal que se distingue por la presencia de un par de placas laterales quitinosas con márgenes redondeados. Hembras: cuerpo 0,7 – 1,1 mm (0,84 mm +/- 0,110; n=19) de largo por 0,26

– 0,36 mm (0,31 mm $\pm$ 0,030; n=7) de ancho; distancia entre la vulva y el extremo anterior del cuerpo 5,01– 7,23 mm (5,95 mm $\pm$ 0,98; n=4), y entre ano y cola 0,16 – 0,23 mm (0,19 mm $\pm$ 0,018; n=19). Machos: cuerpo 0,6 – 0,9 mm (0,78 $\pm$ 0,098; n=18) de largo por 0,30 – 0,25 mm (0,28 $\pm$ 0,019; n=9) de ancho. Bolsa copuladora con lóbulos laterales semiovalados; rayo dorsal bifurcado distalmente, cada rama termina en tres puntas de tamaño similar. Espículas de igual tamaño 0,76 – 0,68 mm (0,70 mm $\pm$ 0,047; n=13) (Fig.3f, g)

Observaciones: Los gusanos adultos colectados de los perros de libre rango estudiados se identificaron a un nivel específico basado en las características de los extremos anterior y posterior del cuerpo en hembras y machos, rasgos que concuerdan con los presentados en la redescrición de la especie realizada por Górski et al. [57] para cánidos de Polonia y la reinterpretación de Random [58] encontradas en perros, zorros y tejones de EE.UU. La secuencia obtenida para el gen 28s mostró un 100% de similitud en comparación con las larvas de esta especie de nematodo (MT343056) por Karadjian, provenientes de Francia [59]. Las secuencias del gen cox1 generadas en nuestro estudio representan las primeras para esta especie de nematodo.

Discusión

La ecología de invasión ocupa un papel importante en la biología de la conservación, porque las especies invasoras se han convertido en la segunda causa más importante de pérdida de especies [60]. Las especies hospederas estudiadas aquí se consideran invasoras, y se han extendido por todo el mundo y viven en constante interacción con animales nativos (mamíferos, aves, reptiles, etc.), lo que favorece la transmisión e intercambio de parásitos y otros patógenos [60].

En México [56] y en otros lugares ha sido reportada la presencia de parásitos como *D. caninum*, *A. caninum*, *T. cati* y *Mesocostoides* sp., en vida silvestre [39,45,51], lo que sugiere que los vertebrados nativos de la REPSA pueden ser parasitados por algunas de las especies que hemos registrado en perros y gatos, aunque hasta la fecha no existen estudios sistemáticos que lo confirman.

Un número considerable de especies de parásitos intestinales, cuyos hospederos definitivos son perros y gatos, tienen la capacidad de infectar a humanos [61]. Según Salyer et al. [62] y Rhaman et al. [63], alrededor del 60% de las enfermedades infecciosas emergentes humanas tienen un origen zoonótico. Entre las enfermedades tropicales desatendidas, Xiao et al. [64] y Sapp y Bradbury [65] consideran que las helmintiasis zoonóticas son los patógenos más comunes en humanos; estos autores estiman que ellos representan una carga mundial de morbilidad mayor que infecciones como la malaria y la tuberculosis. Basado en los resultados obtenidos en este estudio, cinco de las ocho especies de helmintos identificadas (*D. caninum*, *Mesocostoides* sp. y las tres especies de nematodos) tienen potencial zoonótico [66]. Las rutas de transmisión que siguen los helmintos para infectar a sus hospederos definitivos son variables, ya que puede ser mediante la ingestión directa de huevos o larvas alojadas en hospederos intermediarios (en el caso de cestodos y otros helmintos), o en nematodos por penetración cutánea, vectores y en general, por contaminación ambiental [32]. Como es sabido, las 5 especies de cestodos que aquí se reportan fueron reclutadas por gatos y perros mediante la ingestión de hospederos intermediarios como artrópodos (en dipilidiasis), roedores y lagomorfos (para los tenidos) y vertebrados en general (en el caso de *Mesocostoides* sp.) [41]. Dos de las tres especies de nematodos (*A. caninum* y *U. stenocephala*) infectan a los perros por vía percutánea, mientras que *T. cati* ingresa a los gatos por ingestión de huevos o por vía transmamaria [17]. Los seres humanos pueden infectarse accidentalmente con estos helmintos por las mismas vías, excepto por la vía transmamaria. Sin embargo, a

pesar de no ser el hospedero natural de estos helmintos, las enfermedades causadas por estas especies pueden tener un impacto en la salud pública. Por ejemplo, Rostami et al. [67] estimaron que la seroprevalencia global para la toxocariasis humana es del 19%. Para las infecciones causadas por gusanos ganchudos se han registrado valores del 32% a nivel mundial. García-Agudo et al. [68] realizaron una revisión de casos de dipilidiasis en niños en todo el mundo, informando 16 casos en los últimos 20 años desde 1994. En el caso de *Mesocestoides* spp., según Fuentes et al. [69] se han reportado 27 casos en humanos en seis países.

Taeniidae está conformado por una amplia variedad de especies, muchas de las cuales pueden causar infecciones en humanos; sin embargo, las especies reportadas en este estudio (*T. pisiformis*, *H. taeniaeformis* y *T. rileyi*) no han sido registradas como zoonóticas, porque los hospederos intermediarios involucrados en sus ciclos biológicos no están incluidos en la dieta humana en condiciones regulares [70].

La mayoría de los estudios en poblaciones humanas detectan infecciones por helmintos mediante exámenes coproparasitoscópicos, por lo que su nivel de precisión en términos de la identidad taxonómica de los parásitos no es alto, particularmente en gusanos ganchudos y tenidos. Esto resalta la importancia de confirmar la identidad de las especies de los helmintos a través de diversas fuentes de información; particularmente la disponibilidad de secuencias de ADN asociadas con identificaciones morfológicas robustas, ya que facilitan el diagnóstico reduciendo los márgenes de error.

En conclusión, los riesgos potenciales de enfermedades zoonóticas que poseen los perros y gatos dentro de REPSA proporcionan información adicional para apoyar la continuidad de los programas de control; Asimismo, es necesario concientizar a la sociedad sobre los daños que la fauna nociva (perros y gatos) causa a las especies nativas y el riesgo de transmisión de infecciones parasitarias al ser humano. En este sentido, tanto perros como gatos pueden ser transmisores de otros patógenos como lo son bacterias [71], virus [3] y artrópodos [72]. La falta de conciencia sobre estos importantes temas en el público en general y por parte de los tomadores de decisiones impide el control de las zoonosis parasitarias, ya que las acusaciones de maltrato y crueldad hacia los animales domésticos son comunes [73]. En realidad, los animales de libre rango causan grandes daños al ecosistema, incluidos a los animales nativos de estos ecosistemas, por lo que es necesario que dichos grupos (tomadores de decisiones y el público general) consideren una visión más holística del efecto de la eliminación de animales de libre rango. Ramos-Rendón et al. [5] demostró cuán efectivos son los programas de control de estos animales invasores

en la REPSA; tras la aplicación de estos programas, determinaron no sólo el aumento de algunas poblaciones de animales nativos, sino también la reaparición de otros como la zorra gris (*U. cinereoargenteus*), que no tenía registros en la zona desde hace años. La divulgación de los hallazgos de este trabajo es relevante para alertar al público en general sobre las consecuencias del abandono de la fauna doméstica en ecosistemas naturales, particularmente en reservas urbanas como la REPSA, que es un ambiente altamente antropizado donde alrededor de 270.000 personas cohabitan con estas especies cada día [6].

Agradecimientos

Agradecemos a los siguientes miembros del Laboratorio Nacional de la Biodiversidad (LANABIO): María Berenit Mendoza Garfias por su ayuda para la obtención micrografías de MEB; Laura Margarita Márquez Valdelamar, Nelly López y Andrea Jiménez por su asistencia en los procedimientos moleculares. Cameron Clay, M. Sc. Biology, Virginia Commonwealth University, Forest Ecologist, por la revisión de la ortografía y gramática del manuscrito en su versión en inglés. Georgina Ortega-Leite brindó importantes referencias bibliográficas. Este artículo es un requisito para obtener el título de licenciatura de VCG en Medicina Veterinaria y Zootecnia, expedido por la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, UNAM.

Referencias

1. Hsu Y, Severinghaus LL, Serpell JA. Dog keeping in Taiwan: its contribution to the problem of free-roaming dogs. J. Appl Anim Welf Sci. 2003; 6(1):1–23.
https://doi.org/10.1207/S15327604JAWS0601_01 PMID:12795855
2. Mendoza-Roldan JA, Otranto D. Zoonotic parasites associated with predation by dogs and cats. Parasit Vectors. 2023 Feb 6;16:55 <https://doi.org/10.1186/s13071-023-05670-y>
3. Suzán G, Ceballos G. The role of feral mammals on wildlife infectious disease prevalence in two nature reserves within Mexico City limits. J Zoo Wildl Med. 2005 Sep; 36(3):479–484.
<https://doi.org/10.1638/04-078.1> PMID:17312768.
4. Hortelano-Moncada Y, Ramos-Rendón AK, Gil-Alarcón G, Landeta-Solis LJ, Vilchis-Conde JM, Flores-Martínez JJ, et al. Diet of free-ranging cats (*Felis silvestris catus*) and dogs (*Canis lupus familiaris*) in an urban ecological reserve in Mexico City. Rev Mex Biodiver. 2024 Mar 4; 95 <https://doi.org/10.22201/ib.20078706e.2024.95.5280>
5. Ramos-Rendón AK, Gual-Sill F, Cervantes FA, Gonzáles-Salazar C, García-Morales R, Martínez-Meyer E. Assessing the impact of free-ranging cats (*Felis silvestris catus*) and dogs (*Canis lupus familiaris*) on wildlife in a natural urban reserve in Mexico City. Urban Ecosyst. 2023 Jun 2; 26:1341–1354. <https://doi.org/10.1007/s11252-023-01388-y>
6. Zambrano L, Rodríguez S, Pérez M. Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel: Atlas de Riesgos. México City: Universidad Nacional Autónoma de México; 2016.
7. Pacheco-Coronel N. Estudio piloto de la frecuencia de parásitos en mamíferos ferales y silvestres en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel de la UNAM, México. M.Sc. Thesis, Universidad Nacional Autónoma de México. 2010. Available from:
https://tesiunam.dgb.unam.mx/F/3ASY5TP3A1BGIV6UHTEDEUJ62RBFVDV96UG8NGEKK4J6VAA7V42-13826?func=full-set-set&set_number=099581&set_entry=000002&format=999
8. Lot-Helgueras A. 25 años de la Reserva del Pedregal de San Ángel. Ciencias. 2008; 1(91):30–32
9. SEMARNAT (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales) Norma Oficial Mexicana NOM-033-SAG/ZOO-2014. Métodos para dar muerte a los animales domésticos y silvestres. 2015 Aug 26 [25 Jan 18] In: Diario Oficial de la Federación. Available from :
https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5405210&fecha=26/08/2015#gsc.tab=0.

10. Lamothe-Argumedo R. Manual de técnicas para preparar y estudiar los parásitos de animales silvestres. Mexico City: AGT Editor;1997.
11. Bowles J, McManus DP. Rapid discrimination of *Echinococcus* species and strains using a polymerase chain reaction-based RFLP method. Mol Biochem Parasitol. 1993 Feb; 57:231–239. [https://doi.org/10.1016/0166-6851\(93\)90199-8](https://doi.org/10.1016/0166-6851(93)90199-8) PMID: 8094539.
12. Scholz T, de Chambrier A, Kuchta R, Littlewood DIJ, Waeschenbach A. *Macrobothriotaenia ficta* (Cestoda: Proteocephalidea), a parasite of sunbeam snake (*Xenopeltis unicolor*): example of convergent evolution. Zootaxa. 2013; 3640:485–499. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3640.3.12> PMID:26000432
13. Proseer SWJ, Velarde-Aguilar MG, León-Régagnon V, Hebert PDN. Advancing nematode barcoding: A primer cocktail for the cytochrome c oxidase subunit I gene from vertebrate parasitic nematodes. Mol Ecol Resour. 2013 Nov; 13(6):1108–1115. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.12082> PMID:23433320.
14. Simon C, Franke A, Martin A. The polymerase chain reaction: DNA extraction and amplification. In: Hewitt GM, Johnston AW B, Young JPW, editors. Molecular Techniques in Taxonomy. Springer-Verlag; 1991.pp.329–355.
15. Smythe AB, Nadler SA.Molecular phylogeny of *Acrobelloides* and *Cephalobus* (Nematoda: Cephalobidae) reveals paraphyletic taxa and recurrent evolution of simple labial morphology. Nematol. 2006 Dec; 8(6):819–836. <http://dx.doi.org/10.1163/156854106779799178>
16. Khalil LF, Jones A, Bray RA. Key to the Cestode Parasites of Vertebrates. Wallingford: Cab International; 1994.
17. Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S. CIH keys to the nematodes parasites of vertebrates: Archival volume. Wallingford: Commonwealth Agricultural Bureaux;2009.
18. Bush AO, Lafferty KD, Lotz JM, Shostak AW. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. J Parasitol. 1997 Aug; 83(4):575–583. PMID:9267395
19. Esch GW, Self JT. A critical study of the taxonomy of *Taenia pisiformis* Bloch, 1780; *Multiceps multiceps* (Leske, 1780); and *Hydatigera taeniaeformis* Batsch, 1786. J Parasitol. 1965 Dec; 51(6):932–937. PMID:5848820

20. Panti-May JA, Hernández-Betancourt SF, García-Prieto L. *Hydatigera taeniaeformis* (Cestoda: Taeniidae) in the Yucatán squirrel *Sciurus yucatanensis* (Rodentia: Sciuridae), Mexico. *Therya*. 2019 May-Aug; 10(2):179–182. <https://doi.org/10.12933/therya-19-740>
21. Panti-May JA, Moguel-Chin WI, Hernández-Mena DI, Cárdenas-Vargas MH, Torres-Castro M, García Prieto L, et al. Helminths of small rodents (Heteromyidae and Cricetidae) in the Yucatan Peninsula, Mexico: an integrative taxonomic approach to their inventory. *Zootaxa*. 2023 Oct 18; 5357(2):205–240. <https://doi.org/10.11646/ZOOTAXA.5357.2.3> PMID: 38220646
22. Lavikainen A, Iwaki T, Haukisalmi V, Konyaev SV, Casiraghi M, Dokuchaev NE, et al. Reappraisal of *Hydatigera taeniaeformis* (Batsch, 1786) (Cestoda: Taeniidae) sensu lato with description of *Hydatigera kamiyai* n.sp. *Int J Parasitol*. 2016 May; 46 (5-6):361–374. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijpara.2016.01.009> PMID:26956060
23. Gómez-Puerta LA, Vargas-Calla A, García-Leandro M, Jara-Vila J, Rojas-Anticona W, Pacheco JJ, et al. Identification of wild rodents as intermediate hosts for *Hydatigera taeniaeformis* in Peru. *Parasitol Res*. 2023 Aug; 122(8):1915–1921. <https://doi.org/10.1007/s00436-023-07892-6> PMID:37272976
24. Riser NW. The hooks of Taenioid cestodes from North American felids. *Am Mid Nat*. 1956; 56(1):133–137
25. Verster A. A taxonomic revision of the genus *Taenia* Linnaeus, 1758 s. str. *Onderstepoort J Vet Res*. 1969; 36(1):3–58.
26. Loos-Frank B. An up-date of Verster's (1969) 'Taxonomic revision of the genus *Taenia* Linnaeus' (Cestoda) in table format. *Syst Parasitol*. 2000 Mar; 45(3):155–83. <https://doi.org/10.1023/a:1006219625792> PMID:10768761
27. Samorek-Pieróg M, Karamon J, Brzana A, Bilska-Zajac E, Zdybel J, Cencek T. Molecular confirmation of massive *Taenia pisiformis* cysticercosis in one rabbit in Poland. *Pathogens*. 2021 Aug 14;10(8):1029. <https://doi.org/10.3390/pathogens10081029> PMID:34451493
28. Mollhagen T. The Cysticercus of *Taenia rileyi* Loewen, 1929. *Proc Helminthol Soc Wash*. 1979;46 (1):98–101.
29. Rausch RL. Morphological and biological characteristics of *Taenia rileyi* Loewen, 1929 (Cestoda: Taeniidae). *Can J of Zool*. 1981 Apr; 59(4): 653–666. <https://doi.org/10.1139/z81-095>

30. Uribe M, Payán E, Brabec J, Vélez J, Taubert A, Chaparro-Gutiérrez JJ, et al. Intestinal parasites of neotropical wild jaguars, pumas, ocelots, and jaguarundis in Colombia: Old friends brought back from oblivion and new insights. *Pathogens*. 2021 Jun 30; 10(7):822.
<https://doi.org/10.3390/pathogens10070822> PMID: 34209062
31. Venard CE. A study of *Dipylidium caninum* (L.) Including an analysis of normal variation in the species together with the morphology and bionomics of larval stages. PhD Thesis, New York University. 1936.
32. Lamothe-Argumedo R, García-Prieto L. Helminthiasis del hombre en México. Tratamiento y Profilaxis. Mexico City: AGT Editor; 1988
33. Cabello RR, Ruiz AC, Feregrino RR, Romero LC, Feregrino RR, Zavala JT. *Dipylidium caninum* infection. *BMJ Case Rep*. 2011 Nov 15; <https://doi.org/10.1136/bcr.07.2011.4510> PMID: 22674592
34. Ramana KV, Rao SD, Rao R, Mohanty SK, Wilson CG. Human Dipylidiasis: A case report of *Dipylidium caninum*. Infection from Karimnagar. *Online J Health Allied Scs*. 2011 Apr-Jun; 10(2):28. URL: <http://www.ojhas.org/issue38/2011-2-28.htm>
35. Narasimham MV, Panda P, Mohanty I, Sahu S, Padhi S, Dash M. *Dipylidium caninum* infection in a child: A rare case report. *Indian J Med Microbiol*. 2013 Jan-Mar; 31(1):82–84.
<https://doi.org/10.4103/0255-0857.108738> PMID: 23508438
36. Sivajothi S, Reddy BS. Morphological study on gravid segments of *Dipylidium caninum* and management of dipylidiosis in dogs. *J Adv Parasitol*. 2018; 5(4):56–58.
<http://dx.doi.org/10.17582/journal.jap/2018/5.4.56.58>
37. Jiang P, Zhang X, Liu DR, Wang ZQ, Cui J. A human case of zoonotic dog tapeworm, *Dipylidium caninum* (Eucestoda: Dilepidiidae), in China. *Korean J Parasitol*. 2017 Feb 28; 55(1):61–64. <https://doi.org/10.3347/kjp.2017.55.1.61> PMID: 28285500
38. Rousseau J, Castro A, Novo T, Maia C. *Dipylidium caninum* in the twenty-first century: epidemiological studies and reported cases in companion animals and humans. *Parasit Vectors*. 2022 May 10; 15(1):131. <https://doi.org/10.1186/s13071-022-05243-5> PMID: 35534908
39. Citterio CV, Obber F, Trevisiol K, Dellamaria D, Celva R, Bregoli M et al. *Echinococcus multilocularis* and other cestodes in red foxes (*Vulpes vulpes*) of northeast Italy, 2012–2018.

- Parasit Vectors. 2021 Jan 7;14(1):29. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04520-5> PMID: 33413547
40. Labuschagne M, Beugnet F, Rehbein S, Guillot J, Fourie J, Crafford D. Analysis of *Dipylidium caninum* tapeworms from dogs and cats, or their respective fleas - Part 1. Molecular characterization of *Dipylidium caninum*: genetic analysis supporting two distinct species adapted to dogs and cats. Parasite.2018; 25:30. <https://doi.org/10.1051/parasite/2018028> PMID: 29806592
 41. Caira JN, Jensen K. Planetary Biodiversity Inventory (2008–2017): Tapeworms from vertebrate Bowels of the earth. University of Kansas, Natural History Museum, Special Publication No. 25, Lawrence;2017.
 42. Caira, JN, Jensen K, Barbeau E. Global Cestode Database.;2022 [cited 2024 Jan 24]: World Wide Web. Available from: www.tapewormdb.uconn.edu
 43. Eguia-Aguilar PA, Cruz-Reyes A, Martínez-Maya JJ. Ecological analysis and description of the intestinal helminths present in dogs in Mexico City. Vet Parasitol. 2005 Jan 20; 127(2):139–146. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2004.10.004> PMID:15631907
 44. McCallum GA. Studies in helminthology. Zoopathologica. 1921; 1(6):247–248
 45. Wu YD, Dai GD, Li L, Littlewood DTJ, Ohiolei JA, Zhang LS, et al. Expansion of Cyclophyllidea biodiversity in rodents of Qinghai-Tibet Plateau and the “Out of Qinghai-Tibet Plateau” hypothesis of Cyclophyllideans. Front. Microbiol. 2022 Feb 7; 13:747484. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.747484>
 46. Heneberg P, Georgiev BB, Sitko J, Literák I. Massive infection of a song thrush by *Mesocestoides* sp. (Cestoda) tetrathyridia that genetically match acephalic metacestodes causing lethal peritoneal larval cestodiasis in domesticated mammals. Parasites Vectors. 2019 May 14; 12:230. <https://doi.org/10.1186/s13071-019-3480-1> PMID: 31088533
 47. Sprent JFA. The life history and development of *Toxocara cati* (Schränk 1788) in the domestic cat. Parasitol. 1956 May; 46(1-2):54–78. <https://doi.org/10.1017/S0031182000026342> PMID:13322456
 48. Gallas M, Fraga da Silveira E. *Toxocara cati* (Schränk, 1788) (Nematoda, Ascarididae) in different wild feline species in Brazil: new host records. Biotemas.2013 May 16; 26(3):117–125. <http://dx.doi.org/10.5007/2175-7925.2013v26n3p117>

49. Radwan NA, Khalil AI, El Mahi RA. Morphology and occurrence of species of *Toxocara* in wild mammal populations from Egypt. *Comp Parasitol.* 2009; 76(2): 273–282, <https://doi.org/10.1654/4367.1>
50. Mekete TG. Aspects of the morphology, life cycle and epidemiology of *Toxocara* species and *Toxascaris leonine*. M.Sc.Thesis, University of the Free State. 2003. Available from: <https://scholar.ufs.ac.za/items/340a2262-bf23-433a-8b71-c5511d1f6b80>
51. Li Y, Niu L, Wang Q, Zhang Z, Chen Z, Gu X, et al. Molecular characterization and phylogenetic analysis of ascarid nematodes from twenty-one species of captive wild mammals based on mitochondrial and nuclear sequences. *Parasitology.* 2012 Sep; 139(10):1329–1338. <https://doi.org/10.1017/S003118201200056X> PMID:22716963
52. Choobineh M, Mikaeili F, Sadjjadi SM, Ebrahimi S, Iranmanesh S. Molecular characterization of *Toxocara* spp. eggs isolated from public parks and play grounds in Shiraz, Iran. *J Helminthol.* 2019 May; 93(3):306–312. <https://doi.org/10.1017/S0022149X18000354> PMID:29733009.
53. Burrows RB. Comparative Morphology of *Ancylostoma tubaeforme* (Zeder, 1800) and *Ancylostoma caninum* (Ercolani, 1859). *J Parasitol.* 1962 Oct; 48(5):715–718. <https://doi.org/10.2307/3275261> PMID:14017192.
54. Uppal HS, Bal MS, Singla LD, Kaur P, Sandhu BS. Morphometric and scanning electron microscopy based identification of *Ancylostoma caninum* parasites in dog. *J Parasit Dis.* 2017 Jun; 41(2):517–522. <https://doi.org/10.1007/s12639-016-0841-y> PMID:28615871.
55. Šlapeta J, Dowd SE, Alanazi AD, Westman ME, Brown GK. Differences in the faecal microbiome of non-diarrheic clinically healthy dogs and cats associated with *Giardia duodenalis* infection: impact of hookworms and coccidian. *Int J Parasitol.* 2015 Aug; 45(9–10):585–594. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijpara.2015.04.001> PMID:25934152
56. Panti-May JA, Hernandez- Mena DI, Ruiz-Piña HA, Vidal-Martinez VM. Occurrence of *Ancylostoma caninum* from a gray fox *Urocyon cinereoargenteus* in southeastern México. *Helminthol.* 2022 Sep 3; 59(2):204–209. <https://doi.org/10.2478/helm-2022-0016> PMID:36118373
57. Górski P, Radowska A, Jaros D. Molecular and morphological comparison of hookworms from genus *Uncinaria* invading red fox (*Vulpes vulpes*) and dog (*Canis familiaris*). *Wiad Parazytol.* 2006; 52(4):317–320. PMID:17432625

58. Ransom BH. Hookworms of the genus *Uncinaria* of the dog, fox, and badger. Proc USA Nat Mus. 1924; 65(2533): 1–5
59. Karadjian G, Kaestner C, Laboutière L, Adicéam E, Wagner T, John A, et al. A two-step morphology-PCR strategy for the identification of nematode larvae recovered from muscles after artificial digestion at meat inspection. Parasitol Res. 2020 Dec; 119(12):4113–4122.
<https://doi.org/10.1007/s00436-020-06899-7> PMID:32979104
60. Landaeta-Aqueveque C, Henríquez, A, Cattán P. Introduced species: domestic mammals are more significant transmitters of parasites to native mammals than are feral mammals. Int J Parasitol. 2014 May; 44 (3–4):243–249. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijpara.2013.12.002>
PMID:24486999
61. Robertson ID, Thompson RC. Enteric parasitic zoonoses of domesticated dogs and cats. Microbes Infect. 2002 Jul; 4(8):867–73. [https://doi.org/10.1016/s1286-4579\(02\)01607-6](https://doi.org/10.1016/s1286-4579(02)01607-6)
PMID:12270734
62. Salyer SJ, Silver R, Simone K, Barton BC. Prioritizing zoonoses for global health capacity building—themes from one health zoonotic disease workshops in 7 countries, 2014–2016. Emerg Infect Dis. 2017 Dec; 23(13):S55–S64. <https://doi.org/10.3201/eid2313.170418>
PMID:29155664
63. Rahman MT, Sobur MA, Islam MS, Ievy S, Hossain MJ, El Zowalaty ME, et al. Zoonotic diseases: etiology, impact, and control. Microorganisms. 2020 Sep 12; 8(9):1405.
<https://doi.org/10.3390/microorganisms8091405> PMID: 32932606
64. Xiao N, Yao JW, Ding W, Giraudoux P, Craig PS, Ito A. Priorities for research and control of cestode zoonoses in Asia. Infect Dis Poverty. 2013 Aug 1; 2:16. <https://doi.org/10.1186/2049-9957-2-16> PMID: 23915395
65. Sapp SGH, Bradbury RS. The forgotten exotic tapeworms: a review of uncommon Cyclophyllidae. Parasitol. 2020 Apr; 147(5):533–58. <https://doi.org/10.1017/S003118202000013X>
PMID:32048575
66. Hubbert WT, McCulloch WF, Schnurrenberger P. Diseases transmitted from animals to man. Springfield: Charles C Thomas; 1975.
67. Rostami A, Riahi SM, Holland CV, Taghipour A, Khalili-Fomeshi M, Fakhri Y, et al. Seroprevalence estimates for toxocariasis in people worldwide: A systematic review and meta-

- analysis. PLoS Negl Trop Dis. 2019 Dec 19; 13(12):e0007809.
<https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0007809> PMID:31856156.
68. García-Agudo L, García-Martos P, Rodríguez-Iglesias M. *Dipylidium caninum* infection in an infant: a rare case report and literature review. Asian Pac J Trop Biomed. 2014 May 26; 4 (Suppl 2): S565–S567. <https://doi.org/10.12980/APJTB.4.2014APJTB-2014-0034>
 69. Fuentes MV, Galán-Puchades MT, Malone JB. Short report a new case report of human *Mesocestoides* infection in the United States. Am J Trop Med Hyg. 2003 May; 68(5):566–567. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.2003.68.566> PMID:12812347
 70. Qingqiu Z, Xiaohui S, Xu W, Xiaodong W, Xiaoming W, Youzhong D, et al. Taeniid cestodes in Tibetan foxes (*Vulpes ferrilata*) detected by copro-PCR: Applications and challenges. Int J Parasitol Parasit Wildl. 2020 Jul 8; 12:242–249. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2020.06.008> PMID: 32714830.
 71. Arenas P, Gil-Alarcón G, Sánchez-Montes S, Soto-Trujillo MP, Fernandez-Figueroa E, Rangel-Escareño C. Molecular detection of *Bartonella*, *Ehrlichia* and *Mycoplasma* in feral dogs of El Pedregal de San Ángel Ecological Reserve in México City. Rev Bras Parasitol Vet. 2019 Sep 11; 28(4):728–734. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612019085> PMID: 31721928
 72. Santoyo-Colín V, Sánchez-Montes S, Salceda-Sánchez B, Huerta-Jiménez H, Alcántara-Rodríguez V, Becker I, et al. Urban foci of murine typhus involving cat fleas (*Ctenocephalides felis felis*) collected from opossums in Mexico City. Zoonoses Public Health. 2021 Feb; 68(1):1–7. <https://doi.org/10.1111/zph.12770> PMID:33280264
 73. Cruz-Reyes A. Fauna feral, fauna nociva y zoonosis. In: Lot A, Cano-Santana Z, editors. Biodiversidad del ecosistema del Pedregal de San Ángel, 1st edn: Universidad Nacional Autónoma de México; 2009.pp. 455–463.

Apéndices y anexos

S1. Datos brutos de los helmintos registrados en los gatos y perros de libre rango de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel

Animal	Especies	Parasitos	Colecta de fecha	Helmintos							
				Cestoda					Nematoda		
				Hydatigera taeniaeformis	Taenia pisiformis	Taenia rileyi	Dipylidium caninum	Mesocestoides sp.	Toxocara cati	Ancylostoma caninum	Uncinaria stenocephala
1	Felis silvestris catus	Yes	12/05/2020	-	-	-	-	-	13	-	-
2	Felis silvestris catus	No	15/07/2020	-	-	-	-	-	-	-	-
3	Felis silvestris catus	Yes	08/10/2020	6	-	-	-	-	-	-	-
4	Felis silvestris catus	Yes	21/10/2020	-	-	-	-	1	26	-	-
5	Felis silvestris catus	Yes	22/10/2020	1	-	-	1	-	1	-	-
6	Felis silvestris catus	Yes	01/12/2020	-	-	4	-	1	12	-	-
7	Felis silvestris catus	No	10/12/2020	-	-	-	-	-	-	-	-
8	Felis silvestris catus	No	12/01/2021	-	-	-	-	-	-	-	-
9	Felis silvestris catus	Yes	29/03/2021	-	-	-	-	-	13	-	-
10	Felis silvestris catus	No	29/03/2021	-	-	-	-	-	-	-	-
11	Felis silvestris catus	Yes	01/04/2021	-	-	1	-	-	14	-	-
12	Felis silvestris catus	Yes	05/04/2021	-	-	-	-	-	14	-	-
13	Felis silvestris catus	No	08/04/2021	-	-	-	-	-	-	-	-
14	Felis silvestris catus	No	17/05/2021	-	-	-	-	-	-	-	-
15	Felis silvestris catus	No	25/05/2021	-	-	-	-	-	-	-	-
16	Felis silvestris catus	No	03/06/2021	-	-	-	-	-	-	-	-
17	Felis silvestris catus	No	16/06/2021	-	-	-	-	-	-	-	-
18	Felis silvestris catus	No	17/07/2021	-	-	-	-	-	-	-	-
19	Felis silvestris catus	No	22/07/2021	-	-	-	-	-	-	-	-
20	Felis silvestris catus	No	15/08/2021	-	-	-	-	-	-	-	-
21	Felis silvestris catus	No	13/10/2021	-	-	-	-	-	-	-	-

22	Felis silvetris catus	Yes	13/10/2021	1	-	-	-	-	-	-	-
23	Felis silvetris catus	Yes	26/10/2021	3	-	-	-	29	8	-	-
24	Felis silvetris catus	No	17/12/2021	-	-	-	-	-	-	-	-
25	Felis silvetris catus	Yes	15/11/2022	-	-	-	21	-	6	-	-
26	Felis silvetris catus	Yes	24/11/2022	-	-	-	9	-	-	-	-
27	Felis silvetris catus	Yes	26/04/2022	-	-	-	11	-	1	-	-
28	Felis silvetris catus	No	26/04/2022	-	-	-	-	-	-	-	-
29	Felis silvetris catus	Yes	27/04/2022	-	-	-	10	-	1	-	-
30	Felis silvetris catus	Yes	05/05/2022	-	-	-	-	-	8	-	-
31	Felis silvetris catus	Yes	15/06/2022	1	-	-	4	-	9	-	-
32	Felis silvetris catus	Yes	15/06/2022	-	-	-	-	3	5	-	-
33	Felis silvetris catus	Yes	16/06/2022	1	-	-	1	-	4	-	-
34	Felis silvetris catus	Yes	21/06/2022	-	-	-	-	157	17	-	-
35	Felis silvetris catus	Yes	22/06/2022	-	-	1	-	450	9	-	-
36	Felis silvetris catus	Yes	22/06/2022	4	-	1	-	2	4	-	-
37	Canis lupus familiaris	Yes	13/10/2022	-	-	-	3	-	-	-	-
38	Canis lupus familiaris	Yes	11/11/2022	-	-	-	-	-	-	22	-
39	Canis lupus familiaris	Yes	24/03/2022	-	2	-	-	-	-	-	-
40	Canis lupus familiaris	Yes	24/03/2022	-	-	-	25	-	-	-	-
41	Canis lupus familiaris	Yes	01/04/2023	-	3	-	5	-	-	7	18
42	Canis lupus familiaris	Yes	06/04/2023	-	1	-	11	-	-	5	20
43	Canis lupus familiaris	Yes	17/04/2023	-	138	-	14	-	-	-	-
			Total	17	144	7	115	643	165	34	38
			MEB	4	5	1	7	1	6	3	3
			Tinción	2	12	2	30	60	N/A	N/A	N/A
			Digestión	4	6	2	3	N/A	N/A	N/A	N/A
			Molecular	10	4	7	2	3	5	3	3
			Aclarados	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	154	31	35