
DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
DEPARTAMENTO DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA Y ANIMAL
MAESTRÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

**ESTUDIO DE ENDO Y ECTOPARÁSITOS, Y ALGUNAS BACTERIAS
EN ROEDORES SINANTRÓPICOS DEL CANAL NACIONAL EN LA
CIUDAD DE MÉXICO**

TESIS (IDÓNEA COMUNICACIÓN DE RESULTADOS)

Que para obtener el grado Maestro en Ciencias Agropecuarias

PRESENTA

M.V.Z. PABLO MIGUEL GÓMEZ IRIARTE



COMITÉ TUTORAL

DIRECTORA: DRA. CLAUDIA IRAIS MUÑOZ GARCÍA



CO-DIRECTOR: DR. DANIEL SOKANI SÁNCHEZ MONTÉS



ASESOR: DR. JOSÉ ANTONIO OCAMPO CERVANTES



Agradecimientos

Agradezco a todas las personas que formaron parte de este proyecto, al Consejo de Ciencia y Tecnología (CONACYT), a la Universidad Autónoma Metropolitana por su apoyo. Y al gobierno de la Ciudad de México del cual emana el “Proyecto Integral y Ejecución de Obra de Saneamiento del Canal Nacional”.

Maestría en Ciencias Agropecuarias - Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco.

Este proyecto fue realizado en:

- ☒ El Centro de Investigaciones Biológicas y Acuícolas de Cuernavaca (CIBAC), de la Universidad Autónoma Metropolitana.
- ☒ Laboratorio de Parasitología Veterinaria, de la Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco.
- ☒ Centro de Medicina Tropical, de la Universidad Nacional Autónoma de México.
- ☒ Museo de Zoología Alfonso L. Herrera, de la Universidad Nacional Autónoma de México.

El financiamiento para este proyecto fue otorgado por el Consejo de Ciencia y Tecnología (CONACYT), número de becario 1231894, durante el periodo 01/08/2022 – 31/07/2022.

Índice de abreviaturas:

- ADN → Ácido desoxirribonucleico
- ANP → Área natural protegida.
- IBUNAM → Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México.
- CDMX → Ciudad de México.
- CNHE → Colección nacional de helmintos.
- Chis. → Chiapas.
- CR → Condición reproductiva.
- Gto. → Guanajuato.
- Hgo. → Hidalgo.
- LBC → Largo a la base de la cola.
- LT → Largo total.
- Mich. → Michoacán.
- Mpb. → Millones de pares de bases.
- NL → Nuevo León.
- OMS → Organización Mundial de la Salud.
- PCR → Reacción en cadena de la polimerasa.
- Pue. → Puebla.
- S-MZFC → Colección de Siphonaptera del Museo de Zoología “Alfonso L. Herrera” de la Facultad de Ciencias
- Tab. → Tabasco.
- UAM → Universidad Autónoma Metropolitana.
- UNAM → Universidad Nacional Autónoma de México.
- Xoch. → Xochimilco.
- Yuc. → Yucatán.

Índice de figuras:

Figura 1. Vías de transmisión de patógenos.	16
Figura 2. Distribución de helmintiasis, en roedores múridos invasores en México, con énfasis en la CDMX.	23
Figura 3. Mapa mental del esquema de trabajo.	28
Figura 4. Ubicación geográfica del Canal Nacional, CDMX..	29
Figura 5. Roedores múridos invasores capturados a lo largo del Canal Nacional.	31
Figura 6. Procesamiento de ectoparásitos.	32
Figura 7. Procesamiento de endoparásitos.	35
Figura 8. Mapa mental, grupos de estudio.	36
Figura 9. <i>Polyplax spinulosa</i>	41
Figura 10. <i>Nosopsyllus fasciatus</i>	42
Figura 11. <i>Xenopsylla cheopis</i>	42
Figura 12. Frecuencia y riqueza de infestación con ectoparásitos en <i>Mus musculus</i>	43
Figura 13. Frecuencia y riqueza de infestación con ectoparásitos en <i>Rattus norvegicus</i>	44
Figura 14. Técnica de electroforesis.	48
Figura 15. <i>Moniliformis moniliformis</i>	49
Figura 16. <i>Hymenolepis diminuta</i>	50
Figura 17. <i>Rodentolepis nana</i>	51
Figura 18. <i>Hydatigera taeniaeformis</i> larvae.	52
Figura 19. <i>Notocotylus imbricatus</i>	53
Figura 20. <i>Calodium hepaticum</i>	54
Figura 21. <i>Eucoleus</i> sp.	54
Figura 22. <i>Nippostrongylus brasiliensis</i>	55
Figura 23. <i>Heterakis spumosa</i>	56
Figura 24. <i>Aspiculuris</i> sp.	57
Figura 25. <i>Syphacia obvelata</i>	58
Figura 26. Frecuencia y riqueza de infección con endoparásitos en <i>Mus musculus</i>	59
Figura 27. Frecuencia y riqueza de infección con endoparásitos en <i>Rattus norvegicus</i>	59

Índice de cuadros:

Cuadro 1. Taxonomía de <i>Mus musculus</i> y <i>Rattus norvegicus</i>	5
Cuadro 2. Características generales de <i>Mus musculus</i> y <i>Rattus norvegicus</i>	8
Cuadro 3. Parámetros reproductivos de <i>Mus musculus</i> y <i>Rattus norvegicus</i>	8
Cuadro 4. Ejemplo de factores que pueden influenciar la adquisición y distribución de parasitofauna.....	12
Cuadro 5. Ejemplo de enfermedades donde pueden intervenir los roedores (hospedador / reservorio).	15
Cuadro 6. Ejemplo de agentes patógenos reportados en ectoparásitos que albergan roedores sinantrópicos.	17
Cuadro 7. Lista ectoparásito – hospedador, reportado a nivel mundial.....	18
Cuadro 8. Lista ectoparásito – hospedador, reportados a en México.	19
Cuadro 9. Ejemplo de especies de <i>Bartonella</i> reportadas en la rata y el ratón.	20
Cuadro 10. Ejemplo de especies de <i>Rickettsia</i> reportadas en la rata y el ratón....	21
Cuadro 11. Lista helminto – hospedador, reportado a nivel mundial.....	24
Cuadro 12. Lista helminto – hospedador, reportados en México.	24
Cuadro 13. Primers (oligonucleótidos) empleados en este estudio.....	33
Cuadro 14. Registro de variables del hospedero.	40
Cuadro 15. Frecuencia, abundancia e intensidad de infestación con ectoparásitos.	44
Cuadro 16. Prueba Chi – cuadrada (X^2) corregida de Yates, comparación entre variables del hospedero y frecuencia de infestación con ectoparásito – fauna.	45
Cuadro 17. Comparación entre variables del hospedero y abundancia de infestación con ectoparásito – fauna, prueba U de Mann – Whitney.....	46
Cuadro 18. Índices de biodiversidad – ectoparásitos.	46
Cuadro 19. Números de depósito de ectoparásitos en la colección (S-MZFC).	47
Cuadro 20. Bacterias transmitidas por ectoparásitos.	48
Cuadro 21. Frecuencia, abundancia e intensidad de infección con helmintos.	60
Cuadro 22. Prueba Chi- cuadrada (X^2) corregida de Yates, comparación entre especie del hospedero y frecuencia de infección con endoparásito-fauna.	61
Cuadro 23. Prueba U de Mann – Whitney. Comparación entre variables del hospedero y abundancia de infección con endoparásito – fauna.....	62
Cuadro 24. Correlación de Spearman entre variables no categóricas del hospedero y endoparásito – fauna.	63
Cuadro 25. Índices de biodiversidad – endoparásitos.....	63
Cuadro 26. Números de depósito de endoparásitos en la colección (CNHE).	64

Índice de contenido:

Índice de abreviaturas:	IV
Índice de figuras:	V
I. INTRODUCCIÓN	1
II. LINEAMIENTOS.....	3
III. MARCO DE REFERENCIA	4
Taxonomía:	4
Generalidades del hospedero:	5
Origen y distribución:.....	10
Factores ecológicos:	11
IV. MARCO TEÓRICO	14
Vías de transmisión de patógenos:	15
Ectoparásitos:.....	16
Bacterias asociadas a vectores:.....	19
Endoparásitos:	21
V. METODOLOGÍA	27
Área de estudio:	28
Roedores:.....	29
Ectoparásitos:.....	30
Bacterias asociadas a vectores:.....	31
Endoparásitos:	33
Método estadístico:	34
VI. RESULTADOS.....	39
Ectoparásitos:.....	39
Bacterias asociadas a vectores:.....	46
Endoparásitos:	47
Evaluación entre endo y ectoparásitos:.....	64
VII. DISCUSIÓN	66
VIII. CONCLUSIÓN	75
Referencias bibliográficas:	77
Anexo: Actividades desarrolladas durante la maestría.....	93

Resumen

A lo largo del Canal Nacional de la Ciudad de México, se capturaron dos especies de roedores sinantrópicos e invasores: la rata noruega (*Rattus norvegicus*) y el ratón doméstico (*Mus musculus*). El objetivo principal consistió en determinar comparativamente, la abundancia y riqueza de endo y ectoparásitos. Además, se evaluó si los ectoparásitos obtenidos eran potenciales vectores de los géneros bacterianos *Bartonella*, *Mycoplasma* y *Rickettsia*. Se obtuvieron parámetros morfométricos de los hospederos analizados, registrando: especie, edad, sexo, condición reproductiva, peso, longitud total y longitud a la base de la cola. Se evaluó su asociación con la presencia de especies de endo y ectoparásitos. Los resultados permiten concluir que tanto la abundancia y la riqueza de helmintos y ectoparásitos es mayor en *R. norvegicus* en comparación con *M. musculus*, siendo la especie un factor significativo. Además, se detectó la presencia de ADN de *Bartonella* y *Rickettsia* en la pulga *Xenopsylla cheopis* y *Bartonella* en el piojo *Polyplax spinulosa*. Los hallazgos también revelan la presencia de helmintos con potencial zoonótico como: los cestodos *Hymenolepis nana*, *Hymenolepis diminuta*, el nematodo *Calodium hepaticum* y el acantocéfalo *Moniliformis moniliformis*. La presencia de dichos agentes parasitarios representa un riesgo potencial de transmisión de enfermedades en la interfaz humano – animal doméstico – roedor sinantrópico en el entorno del Canal Nacional.

Palabras clave: roedor, sinantropía, parásitos y bacterias.

Abstract

Throughout the Canal Nacional of Mexico City, two species of synanthropic and invasive rodents were captured: the norway rat (*Rattus norvegicus*) and the house mouse (*Mus musculus*). The main objective was to comparatively determine the abundance and richness of endo and ectoparasites. Additionally, it was evaluated whether the ectoparasites obtained were potential vectors of the bacterial genera *Bartonella*, *Mycoplasma*, and *Rickettsia*. Morphometric parameters were obtained from the analyzed hosts, recording: species, age, sex, reproductive condition, weight, total length, and length at the base of the tail. Their association with the presence of helminth species and ectoparasites was evaluated. The results allow us to conclude that both the abundance and richness of endo and ectoparasites are greater in the *R. norvegicus* compared to *M. musculus*, in which the category “species of rodent” resulted a significant factor. Furthermore, the presence of DNA from *Bartonella* and *Rickettsia* was detected in the flea *Xenopsylla cheopis* and *Bartonella* in the louse *Polyplax spinulosa*. The findings also reveal the presence of helminths with zoonotic potential such as: the cestodes *Hymenolepis nana*, *Hymenolepis diminuta*, the nematode *Calodium hepaticum*, and the acanthocephala *Moniliformis moniliformis*. The presence of these parasitic agents represents a potential risk of disease transmission in the human – animal – rodent interface in the environment of the Canal Nacional.

I. INTRODUCCIÓN

El Canal Nacional, es un importante camino de agua prehispánico y el único cuerpo de agua no entubado de la Ciudad de México, actualmente declarado como área de valor ambiental con categoría de Bosque Urbano (Gobierno de la Ciudad de México, 2022). En tiempos prehispánicos el canal era conocido como “Huey Apantli”, “Gran Acequia”; era una vía de transporte para personas y productos agrícolas entre el sur (Xochimilco, Tláhuac y Chalco) y la cuenca de México (Tenochtitlan) (García *et al.*, 2019). Sin embargo, debido al descuido y deterioro del canal a lo largo de los años, se realizaron acciones para rescatarlo; una de estas acciones, el “Proyecto Integral y Ejecución de Obra de Saneamiento del Canal Nacional” busco transformar al canal en un parque lineal con tecnologías sustentables (Aguilar-Obregón, 2019); parte de su renovación incluyo la captura y remoción de fauna exótica e invasiva como el ratón doméstico (*Mus musculus*) y la rata noruega (*Rattus norvegicus*), ambos son roedores sinantrópicos presentes a lo largo del canal.

Su presencia representa un riesgo en la transmisión de enfermedades, ya que pueden ser hospedadores definitivos, intermediarios o reservorios de una amplia gama de patógenos (bacterias, virus, helmintos y protozoarios) (Panti-May *et al.*, 2021), muchos de ellos zoonóticos y potencialmente transmisibles a los animales domésticos, por ejemplo, los parásitos *Rodentolepis nana* (la cestodosis más frecuente en humanos) y el metacestodo de *Taenia taeniaeformis*, son transmitidas al humano y al gato doméstico respectivamente, con un impacto potencial en su salud (Panti-May *et al.*, 2021). Además, pueden albergar ectoparásitos como piojos, ácaros y pulgas; tales como: *Xenopsylla cheopis* y *Polyplax spinulosa*, los cuales pueden ser potenciales vectores en la transmisión de patógenos de importancia médica, por ejemplo: bacterias de los géneros *Bartonella* y *Rickettsia* (Sánchez-Montes *et al.*, 2019).

A pesar de su importancia como reservorios de patógenos, en México existen pocos estudios sobre *M. musculus*, *R. norvegicus* y los patógenos que albergan. Los mayores esfuerzos de investigación se han concentrado en el estado de Yucatán

(Panti-May *et al.*, 2021). Sin embargo, en la Ciudad de México, no se han realizado estudios recientes, y aunque existen algunos publicados en forma de tesis, estos se enfocan principalmente en la detección del parásito *Trichinella spiralis* (Cerecero, 1943a, b; Mazzoti y Alcántar, 1954; De la Rosa y Priego, 2000; Blanco-Pineda, 2004).

II. LINEAMIENTOS

JUSTIFICACIÓN

Los roedores sinantrópicos *Mus musculus* y *Rattus norvegicus* son hospedadores intermediarios, definitivos y reservorios de una amplia gama de patógenos. Además, pueden albergar ectoparásitos como piojos, ácaros y pulgas, los cuales pueden ser potenciales vectores en la transmisión de patógenos de importancia médica. Por lo tanto, su presencia y potencial transmisión de enfermedades, a personas y animales a lo largo de Canal Nacional de la Ciudad de México, representa un riesgo para la salud. Es así, que la identificación de helmintos, ectoparásitos y bacterias asociadas cobra relevancia, para gestionar de manera efectiva este riesgo.

HIPÓTESIS

Existen diferencias en la abundancia y la riqueza de endo y ectoparásitos entre los roedores sinantrópicos *Mus musculus* y *Rattus norvegicus* colectados a lo largo del Canal Nacional de la Ciudad de México.

OBJETIVOS

General: caracterizar endo, ectoparásitos y algunas bacterias asociadas a los ectoparásitos encontrados y analizar su asociación con algunas variables en los roedores sinantrópicos colectados.

Específicos:

- ☒ Determinar la riqueza y abundancia de especies de endo y ectoparásitos.
- ☒ Analizar la asociación entre endo, ectoparásitos y las variables: especie, sexo, condición reproductiva (gestante / lactante), edad (juvenil / adulto), peso, longitud total y longitud a la base de la cola.

III. MARCO DE REFERENCIA

A lo largo de la historia, la coexistencia entre los seres humanos y diversas especies de roedores ha sido una constante, dando lugar a la adaptación y evolución de algunos roedores para prosperar en entornos antropogénicos. Un ejemplo destacado de esta adaptación son los roedores comensales o sinantrópicos (del griego *sýn* “junto, con” y *ántrōphos* “hombre”) y hace referencia a la habilidad que posee un organismo para adaptarse, desarrollarse y reproducirse tanto en un entorno silvestre (sin efecto antropogénico) como en un ambiente con efecto antropogénico, es decir, alterado o modificado por la acción del hombre (Torres-Castro, 2017).

A nivel mundial, los principales representantes son: el ratón doméstico (*Mus musculus*), la rata noruega (*Rattus norvegicus*) y la rata negra (*Rattus rattus*). Otras especies de roedor consideradas sinantrópicas incluyen la rata de la polinesia (*Rattus exulans*), la rata de campo del Himalaya (*Rattus nitidus*) y la rata de Turkistán (*Rattus turkestanicus*) (Feng y Himsworth, 2014). En México y, específicamente en la Ciudad de México, se han reportado tres especies de roedores sinantrópico e invasores: *M. musculus*, *R. norvegicus* y *R. rattus* (Hortelano *et al.*, 2016).

Taxonomía:

Los roedores (del latín *rodere* “para roer”) se distinguen por presentar un par de dientes incisivos en forma de cincel con raíces abiertas (Torres-Castro, 2017). Constituyen, el grupo de mamíferos más abundante del planeta, representando aproximadamente el 40% de estos. De acuerdo con la base de datos de la American Society of Mammalogists, el orden rodentia se encuentra conformado por 35 familias, 535 géneros y 2680 especies a nivel mundial. Sin embargo, entre todas estas especies solamente un pequeño grupo de roedores son considerados plaga

o fauna nociva a nivel mundial, entre ellos se encuentra *M. musculus* y *R. norvegicus* (Cuadro 1) (Torres-Castro, 2017).

Cuadro 1. Taxonomía de *Mus musculus* y *Rattus norvegicus* (Brooks y World Health Organization, 1987).

REINO	Animalia
FILO	Chordata
SUBFILO	Tetrápoda
CLASE	Mammalia
SUBCLASE	Eutheria
ORDEN	Rodentia
SUBORDEN	Myomorpha
FAMILIA	Muridae
GÉNERO	ESPECIE
<i>Mus</i>	<i>musculus</i>
<i>Rattus</i>	<i>norvegicus</i>



Generalidades del hospedero:

Mus musculus es un animal pequeño y esbelto con ojos y orejas prominentes; son ágiles, buenos escaladores (capaces de trepar por paredes verticales de ladrillo o la corteza de los árboles) y nadadores hábiles (Latham y Mason, 2004). Habita tanto en regiones templadas, tropicales y áridas (Rowe, 1972). En estado silvestre, normalmente hace sus nidos en madrigueras, en contraste el ratón comensal o sinantrópico construye sus nidos en cualquier lugar adecuado y protegido (Coleman y Schapiro, 2021).

Rattus norvegicus también llamada rata noruega, rata parda o café, posee un nombre contradictorio ya que no siempre es de color marrón y no proviene de Noruega (Hulme-Beaman *et al.*, 2021). En 1728 el naturalista inglés John Berkenhout le dio el nombre de “rata noruega” porque pensó que este roedor había llegado a Inglaterra viajando como polizone en barcos desde Noruega, lo cual no es cierto porque años más tarde se supo que, cuando era común en Inglaterra, en Noruega era aún desconocida. Este roedor está mejor adaptado a climas templados (Feng y Himsforth, 2014) y se caracteriza por ser un excelente nadador (pueden nadar más de 1,600 metros en aguas abiertas y flotar sobre el agua durante largos periodos de tiempo), por lo que tiene preferencia por lugares cercanos a cuerpos de agua (ríos, arroyos o sistemas de desagüe). Además, demuestra ser una excavadora experta, creando con frecuencia extensos sistemas de túneles y madrigueras bajo tierra (Coleman y Schapiro, 2021).

En general se considera que los ratones son neofílicos, es decir, muestran curiosidad o interés por cosas nuevas o desconocidas. Las ratas son descritas como una de las especies de mamíferos más neofóbicas que existen (Berdoy y Drickamer, 2007). La alimentación de ambos roedores es omnívora por lo que pueden explotar una gran variedad de recursos alimenticios, tanto de origen animal como vegetal. No obstante, las ratas son mucho más cautelosas a la hora de ingerir alimentos nuevos o desconocidos. Tanto *M. musculus* como *R. norvegicus* son de hábitos nocturnos y crepusculares, aunque pueden modificar sus patrones de actividad debido a factores externos como: disponibilidad de alimento, presión de depredadores y competencia interespecífica, entre otros. (Berdoy y Drickamer, 2007). Consecuentemente dependen relativamente poco de la visión y más de sus sentidos de audición, olfato, gusto y tacto (Timm, 1994; Rowe, 1972; Coleman y Schapiro, 2021) (Cuadro 2).

Cuadro 2. Características generales de *Mus musculus* y *Rattus norvegicus* (Berday y Drickamer, 2007; Brooks y World Health Organization, 1987; Feng y Himsforth, 2014).

CARACTERÍSTICA	RATÓN DOMÉSTICO	RATA NORUEGA
Nombre científico	<i>Mus musculus</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Rattus norvegicus</i> (Berkenhout, 1769)
Nombre común	Ratón doméstico, ratón casero, ratón común	Rata noruega, rata parda, rata café, rata de alcantarilla
Distribución	Mundial, excepto en regiones polares	Mundial, excepto en regiones polares
Número de especies / género	42	71
Tamaño del genoma	2.6 Mpb	2.75 Mpb
Esperanza de vida	Hasta 18 meses, en cautividad 1.5 – 3 años.	Hasta 18 meses, en cautividad 3 – 4 años.
Formula dentaria	I (1/1), C (0/0), P (0/0), M (3/3)	I (1/1), C (0/0), P (0/0), M (3/3)
Ingesta diaria de alimentos	15 g / 100 g peso corporal y 3 ml de agua al día.	5 – 10 g / 100 g peso corporal y 15 – 30 ml agua al día.
Alimentación	Omnívora	Omnívora
Color	Marrón – grisáceo (dorso); grisáceo – blanco (vientre)	Marrón – grisáceo (dorso); grisáceo – blanco amarillento (vientre)
Peso	15 – 23 g	250 – 600 g
Longitud total	14.8 – 20.5 cm	8 – 48 cm
Cola	Igual o más larga que la cabeza + el cuerpo. Coloración oscura uniforme, sin pelo 7 – 11 cm	Más pequeña que la cabeza + el cuerpo. Pelos cortos y rígidos, 16 – 21 cm
Orejas	Prominentes y redondeadas, 15 mm o menos	Pequeñas y ligeramente peludas, 20 – 23 mm
Hocico	Puntiagudo	Redondeado / embotado
Particularidades	A veces excava túneles, buen escalador y nadador.	Excava y crea extensos túneles, nada y bucea con facilidad.

Ambos roedores son especies de vida corta con períodos de gestación cortos, muchas crías altriciales pequeñas y una maduración sexual temprana (Vadell *et al.*, 2014). En ambientes donde el alimento es abundante y constante (áreas urbanas, almacenes de granos y vertederos de basura) suelen presentar altas densidades de

población, rangos de hogar pequeños y una madurez sexual rápida (Berdoy y Drickamer, 2007; Coleman y Schapiro, 2021) (Cuadro 3).

*Cuadro 3. Parámetros reproductivos de *Mus musculus* y *Rattus norvegicus* (Berdoy y Drickamer, 2007; Brooks y World Health Organization, 1987).*

PARÁMETRO	RATÓN DOMÉSTICO	RATA NORUEGA
Madurez sexual	6 – 8 semanas	8 – 12 semanas
Ciclo estral	4 – 5 días	4 – 5 días
Estro posparto fértil	Si	Si
Número de crías	3 – 9	7 – 11
Edad al destete	21 días	21 días
No. de glándulas mamarias	10	12

Nota: algunos parámetros pueden variar dependiendo de factores ambientales como la densidad poblacional y la disponibilidad y la calidad de recursos alimenticios.

El establecimiento de *M. musculus* y *R. norvegicus* en un ambiente antropogénico se debe a distintos factores tanto intrínsecos como extrínsecos, entre ellos podemos mencionar (Berdoy y Drickamer, 2007; Coleman y Schapiro 2021):

- ☐ Alimentación omnívora: les permite explotar una gran variedad de recursos alimenticios. En el ambiente urbano, la dieta está íntimamente relacionada al acceso y disponibilidad del alimento.
- ☐ Ausencia de depredadores naturales: en áreas urbanas son principalmente el perro y el gato; sin embargo, en áreas verdes, o espacios que asemejan su hábitat natural, pueden encontrarse una mayor variedad de depredadores potenciales.

- ☐ Elevado potencial reproductivo: facilita la colonización de nuevos territorios. Además, les ha permitido mantener y recuperar sus números ante esfuerzos de control y erradicación.
- ☐ Reducido tamaño: les permite ocupar numerosos espacios de resguardo dentro de zonas urbanas.

El hábitat que pueden ocupar en un entorno urbano, a grandes rasgos lo podemos clasificar en (Triunverí y Scalise, 2012):

- ☐ Edificios: casas, centros comerciales, restaurantes, entre otros.
- ☐ Estructuras creadas por el hombre afuera de edificios: Alcantarillas y vías del tren, entre otros.
- ☐ Áreas que asemejan su hábitat natural: parques, cementerios y áreas verdes.
- ☐ Áreas no aptas: extensas áreas pavimentadas por ejemplo, calles y explanadas. Las cuales pueden actuar como barreras artificiales y fragmentar las poblaciones de roedores.

Mus musculus en su ambiente natural puede abarcar áreas de cientos o incluso miles de metros cuadrados (generalmente solo utilizan una parte de su rango cada día), en contraste, en proximidad con el humano suelen abarcar áreas bien delimitadas, a menudo tridimensionales que pueden ser tan pequeñas como 1 – 2 m³. *R. norvegicus* tiene un rango que varía entre 10 – 8000 m², y cuando el alimento es abundante y constante permanecen dentro de 20 m lineales de su madriguera (Coleman y Schapiro, 2021). Un factor esencial es la cercanía a una fuente constante de alimentación y agua (basureros de restaurantes, mercados sobre ruedas y desechos orgánicos en el drenaje). Además, estos roedores pueden aprovechar estructuras existentes (sistema de drenaje, tuberías, vías del tren, canales de agua) que les brindan un mayor acceso a nuevas fuentes de alimentación.

En la literatura se ha reportado la coexistencia entre *M. musculus* y *R. norvegicus*, pero hay muy pocos estudios que demuestren la coexistencia entre *R. rattus* y las otras dos especies (Triunverí y Scalise, 2012). Dos especies aun siendo similares, como *R. norvegicus* y *R. rattus* nunca van a tener el mismo nicho ecológico (principio de exclusión competitiva) (Gause, 1934), y en situaciones donde comparten un recurso (especialmente si es escaso), entrarán en competencia, lo que a su vez puede influir en la densidad poblacional y su distribución dentro del ecosistema. *R. norvegicus* es más grande y agresiva que *R. rattus*, por lo que se asume que es un competidor superior y en consecuencia podría desplazarla. En cambio, *M. musculus* ejerce una competencia débil y por lo tanto podrían coexistir dentro del mismo hábitat (Triunverí y Scalise, 2012).

Origen y distribución:

Mus musculus proviene del subcontinente indo – pakistaní y países vecinos como Afganistán (Cucchi *et al.*, 2020). Y en contraste con *R. norvegicus*, hay evidencia arqueológica de una asociación más temprana, la evidencia más antigua data de hace 15,000 años (antes del inicio de la agricultura) en la región conocida como "El Levante" (abarca el Mediterráneo Oriental), y muestra que el ratón logró coexistir con grupos de cazadores-recolectores que estaban en transición hacia una vida más sedentaria (Weissbrod *et al.*, 2017).

Los registros fósiles revelan que *R. norvegicus* proviene de las llanuras asiáticas del norte de China y Mongolia, el registro más temprano proviene de China central hace 7000 a 9000 años (durante el Neolítico temprano e inicios de la agricultura), restos fósiles fueron encontrados en proximidad con desechos humanos (basureros), lo que indica una relación comensal probable. La siguiente evidencia data del siglo XVIII y proviene de un naufragio en la costa de Córcega (Hulme-Beaman *et al.*, 2021).

La llegada de estos roedores al continente americano se puede clasificar como una introducción accidental (Ríos y Vargas, 2003) y data del siglo XV, durante la etapa

de exploración y colonización, en donde aprovecharon de manera inadvertida las primeras embarcaciones al continente (Meza, 2009). Actualmente, su distribución es cosmopolita, es decir, abarca todos los continentes, excepto la Antártica (Mark, *et al.* 2006).

Factores ecológicos:

El proceso de urbanización, junto con el cambio climático, el creciente deterioro del hábitat y la contaminación altera el rango de distribución, la fisiología, la biología y el comportamiento de muchas especies. Actualmente la proporción de la población mundial (más de 7 billones de personas) que vive en zonas urbanas es mayor al 50% (Wu, 2008). En México el 79% de la población (126 millones) vive en zonas urbanas, mientras que en la Ciudad de México el 99% (9.2 millones) vive en la zona urbana (Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI), 2020). Este incremento masivo en población urbana seguramente estará acompañado de un incremento en la población de plagas como los roedores sinantrópicos y los parásitos que albergan (Triunverí y Scalise, 2012).

El parasitismo representa una de las estrategias de vida más exitosa, de hecho, se menciona que más de la mitad de todos los organismos son parásitos. Esto implica una interacción entre dos organismos: el hospedador y el parásito (temporal o permanente, externo o interno, intracelular o extracelular) cuyas historias de vida están entrelazadas. Fundamentalmente se trata de una relación asimétrica donde un parásito depende totalmente de su hospedador, y su éxito podría depender de distintos factores ambientales y características fisiológicas, inmunológicas y de comportamiento del hospedador (Morand, 2015) (Cuadro 4).

Cuadro 4. Ejemplo de factores que pueden influenciar la adquisición y distribución de parasitofauna (Alonso et al., 2020; Behnke 1975; Morand, 2015; Poulin, 2004; Guerreiro Martins, 2020).

FACTOR	RESPUESTA ESPERADA
Edad	A mayor edad (longevidad), mayor tiempo de exposición; por lo tanto mayor probabilidad de dispersión y adquisición de parásitos.
Tamaño corporal	A mayor tamaño corporal, mayor es el hábitat potencial y los nutrientes disponibles que favorecen la colonización de parásitos.
Dieta	Una alimentación variable (omnívora) podría aumentar la exposición y por lo tanto la probabilidad de adquisición de parásitos, así como la dispersión de estos.
Rango de hogar	A mayor rango, mayor probabilidad de dispersión y adquisición de nuevas especies de parásitos.
Sexo	Se podría esperar que los machos contribuyan más a la adquisición y dispersión de parásitos, por ejemplo, los machos tienden a abarcar territorios más grandes y rangos de hogar superpuestos en comparación con las hembras.
Condición reproductiva	Se sabe que la lactación tiene un efecto en la respuesta inmune ante infecciones parasitarias, por lo que podría esperarse una mayor carga parasitaria en hembras lactantes.
Comportamiento	Atributos como agresividad y dominancia influyen en el rango de hogar y en el acceso a recursos (alimentación), favoreciendo la adquisición y dispersión de parásitos. El acicalamiento, individual o en grupo pueden influenciar la distribución de ectoparásitos.
Densidad de población	A mayor densidad, mayor contacto entre individuos, lo cual promueve el intercambio de parásito – fauna. Además menor probabilidad de extinción local del hospedador, favoreciendo la persistencia de especies de parásitos.
Ambiente	El gradiente longitudinal, la precipitación y la temperatura. Afectan la distribución de parásitos, los ectoparásitos al vivir fuera del cuerpo del hospedador son más susceptibles, en comparación con los endoparásitos que viven dentro, un ejemplo, son las pulgas del género <i>Xenopsylla</i> cuya distribución se encuentra restringida a los trópicos y regiones más calurosas de algunos países con climas templados (Krinsky, 2013); no obstante endoparásitos de ciclo indirecto que utilicen hospedadores intermediarios también podrían verse afectados por este factor.

Estos factores suelen estar altamente correlacionados entre sí, por ejemplo, los hospederos de mayor tamaño también suelen tener una larga vida. Y además, otro factor por considerar es la casualidad, por lo que determinar el efecto o influencia particular de cada elemento no es tarea fácil, sin embargo, se espera que la riqueza de especies sea mayor en especies de hospedadores de mayor tamaño, con larga

vida, densidades de población altas, rangos geográficos amplios y dietas amplias. Como vimos, varios procesos pueden influir en las probabilidades de extinción de parásitos, colonización e incluso especiación dentro de una población de huéspedes; incluyendo procesos evolutivos (Poulin, 2004). Entonces, para entender el parasitismo, se debe considerar simultáneamente la ecología, la perspectiva evolutiva y las características del hospedador que permiten el desarrollo del ciclo del parásito (Guerreiro Martins, 2020).

IV. MARCO TEÓRICO

La interfaz animal – humano – medioambiente, se encuentra estrechamente vinculado a la emergencia de zoonosis (Sánchez *et al.*, 2022). Bajo el enfoque de “Una Salud”, la Organización Mundial de la Salud (OMS) menciona que la salud de las personas, los animales y el medio ambiente en general están estrechamente vinculados y son interdependientes. Además, se estima que el 61.6% de los agentes patógenos (20% de estos, representado por el grupo de los helmintos) y el 75% de las enfermedades emergentes tienen carácter zoonótico. Entre estas se menciona que al menos 180 enfermedades zoonóticas son transmitidas por roedores (Cleaveland y Taylor, 2001) (Cuadro 5).

Cuadro 5. Ejemplo de enfermedades donde pueden intervenir los roedores sinantrópicos (hospedador / reservorio) (Meerburg et al., 2009).

ENFERMEDAD	AGENTE PATÓGENO
Capillariasis, Echinococcosis, Fasciolosis humana, Teniasis, Toxascariasis, Rodentolepiasis	Helminto
Babesiosis, Cryptosporidiosis, Enfermedad de Chagas, Giardiasis, Leishmaniasis	Protozoario
Enfermedad de Lyme, Leptospirosis, Salmonellosis, Tifus murino, Peste bubónica.	Bacteria
Fiebres hemorrágicas, Síndrome pulmonar por Hantavirus, Hepatitis E	Virus

Entre los determinantes asociados a la emergencia de zoonosis podemos mencionar: la interacción humana con los ecosistemas (pérdida de biodiversidad, cambio climático), cambios en el uso del suelo (deforestación, urbanización, prácticas agrícolas insostenibles), y el aumento poblacional (Sánchez *et al.*, 2022). Además, la presencia de especies invasoras y la incidencia de zoonosis están asociados positivamente, debido a que pueden contribuir a aumentar la abundancia de patógenos y la introducción de nuevos patógenos (Wu, 2008).

Vías de transmisión de patógenos:

La transmisión de enfermedades de roedores a humanos puede ocurrir por vía directa (mordedura), o por vía indirecta, por ejemplo, consumo de productos contaminados (*Salmonella* spp y *Cryptosporidium parvum* en alimentos contaminados con heces de roedores) (Meerburg *et al.*, 2006). Otro ejemplo es la *Leptospira*, los roedores actúan como reservorios y son capaces de eliminar a la bacteria por la orina (leptospirosis), contaminando agua, suelo, instalaciones, alimentos, entre otros; medios donde permanece viable hasta infectar hospedadores susceptibles (Torres-Castro *et al.*, 2016). Los roedores también pueden transmitir enfermedades por inhalación de patógenos presentes en las heces (Hantavirus). Además, los ectoparásitos que albergan estos roedores pueden fungir como vectores y transmitir enfermedades, de manera directa por picadura sobre la piel cuando el vector se alimenta y, además, puede ocurrir transmisión indirecta por medio de la defecación del artrópodo, misma que permanece en el ambiente, como potencial reservorio de enfermedades zoonóticas (Ho *et al.*, 2021) (Figura 1).

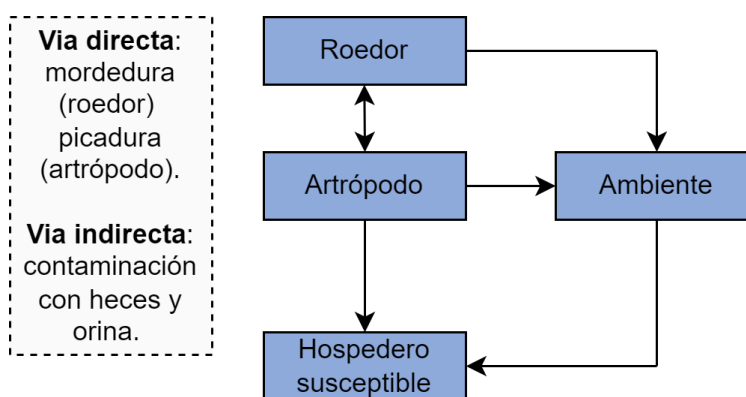


Figura 1. Vías de transmisión (Meerburg *et al.*, 2009).

Un solo roedor es capaz de albergar a varias especies de ectoparásitos, particularmente en zonas urbanas (debido a que existe un mayor acceso a áreas contaminadas y el contacto con otros potenciales hospedadores es mayor) lo cual incrementa el riesgo de transmisión de enfermedades (Ho *et al.*, 2021). Estos artrópodos pueden adquirir un agente patógeno cuando se alimentan de un animal vertebrado (roedor) que tiene bacteriemia activa; mantenimiento transovárico (el patógeno se transmite de la hembra a la progenie durante la embriogénesis) y cuando dos artrópodos se alimentan en proximidad, son capaces de infectarse mutuamente aun cuando el hospedador no tenga bacteriemia activa (Sánchez-Montes *et al.*, 2021).

Ectoparásitos:

Los ectoparásitos son parásitos que viven en o sobre la piel (del hospedero), pero no dentro del cuerpo (Dénes y Röst, 2018). Históricamente los roedores y sus ectoparásitos se encuentran asociados con patógenos que causan enfermedades de importancia médica y animal (Herrera-Mares *et al.*, 2022) (Cuadro 6).

*Cuadro 6. Ejemplo de agentes patógenos reportados en ectoparásitos que albergan roedores sinantrópicos (Dénes y Röst, 2018; Ho *et al.*, 2021; Moreno Salas *et al.*, 2019; Sánchez-Montes *et al.*, 2019; Špitalská *et al.*, 2015).*

ECTOPARÁSITO	AGENTE PATÓGENO
<i>Laelaps echidninus</i> – ácaro	<i>Bartonella</i> spp, <i>Borrelia</i> spp,
<i>Ornithonyssus bacoti</i> – ácaro	<i>R. akari</i> ; Hantavirus
<i>Polyplax spinulosa</i> – piojo	<i>Bartonella phoceensis</i> , <i>B. tribocorum</i> , <i>B. rattimassiliensis</i> , <i>Borrelia</i> spp, <i>R. prowazekii</i>
<i>Nosopsyllus fasciatus</i> – pulga	<i>Bartonella</i> spp, <i>Rickettsia</i> spp
<i>Xenopsylla cheopis</i> – pulga	<i>B. doshiae</i> , <i>B. elizabethae</i> , <i>B. queenslandensis</i> , <i>B. rochalimae</i> , <i>B. tribocorum</i> , <i>Borrelia</i> spp, Peste negra (<i>Yersinia pestis</i>); <i>R. typhi</i> ; <i>R. felis</i> , <i>R. prowazeki</i>

Las pulgas y los piojos son importantes vectores en la transmisión de estas enfermedades especialmente varias especies de bacterias de los géneros *Bartonella* y *Rickettsia*, sin embargo, a pesar de su importancia han sido poco estudiados en comparación con otros vectores como mosquitos y garrapatas (Sánchez-Montes *et al.*, 2019; Herrera-Mares *et al.*, 2022). Los piojos son específicos del hospedador, mientras que los ácaros y garrapatas pueden vivir temporalmente en el roedor, en cambio las pulgas se adhieren permanentemente a su hospedador, sin embargo, cuando este muere, se pueden propagar a humanos.

En México la diversidad de ectoparásitos asociados con roedores sinantrópicos y la transmisión de sus patógenos también ha sido poco estudiada; los mayores esfuerzos de investigación se han concentrado en el estado de Yucatán (Baak-Baak *et al.*, 2016; Torres-Castro *et al.*, 2018). En la Ciudad de México no existen estudios recientes relacionados (Cuadro 7 y 8).

Cuadro 7. Lista ectoparásito – roedor sinantrópico, reportados a nivel mundial (ejemplos, descartando los ectoparásitos mencionados en México) (Ho *et al.*, 2021; Sánchez-Montes *et al.*, 2019).

ECTOPARÁSITO	HOSPEDADOR
Ácaros	
<i>Afroliostrophorus maculatus</i>	<i>R. norvegicus</i>
<i>Ascoschoengastia</i> spp	<i>M. musculus</i> , <i>R. rattus</i> , <i>R. norvegicus</i>
<i>Haemolaelaps glasgowi</i>	<i>R. norvegicus</i>
<i>Laelaps algericus</i>	<i>R. norvegicus</i>
<i>Laelaps nuttali</i>	<i>M. musculus</i> , <i>R. rattus</i> , <i>R. norvegicus</i>
<i>Laelaps echidninus</i>	<i>R. rattus</i> , <i>R. norvegicus</i>
<i>Liponyssoides sanguineus</i>	<i>M. musculus</i> , <i>R. rattus</i> , <i>R. norvegicus</i>
<i>Leptotrombidium</i> spp	<i>R. rattus</i>
<i>Ornithonyssus maculatus</i>	<i>R. norvegicus</i>

Piojos	
<i>Hoplopleura ceptiosa</i>	<i>M. musculus</i>
<i>Hoplopleura pacifica</i>	<i>R. rattus</i> , <i>R. norvegicus</i>
<i>Polyplax abyssinica</i>	<i>M. musculus</i> , <i>R. rattus</i> , <i>R. norvegicus</i>
<i>Polyplax serrata</i>	<i>R. rattus</i>
Pulgas	
<i>Ctenophthalmus agyrtes</i>	<i>M. musculus</i> , <i>R. norvegicus</i>
<i>Echidnophaga gallinacea</i>	<i>R. rattus</i>
<i>Frontopsylla spadix</i>	<i>R. norvegicus</i>
<i>Stenoponia tripectinata</i>	<i>R. rattus</i>
<i>Synopsyllus fonquerniei</i>	<i>R. rattus</i>
<i>Xenopsylla astia</i>	<i>R. rattus</i>
<i>Xenopsylla conformis mycerini</i>	<i>R. rattus</i>
<i>Xenopsylla ramesis</i>	<i>M. musculus</i>
<i>Leptopsylla algira</i>	<i>M. musculus</i>
<i>Leptopsylla segnis</i>	<i>R. norvegicus</i> , <i>R. rattus</i>

Cuadro 8. Lista ectoparásito – roedor sinantrópico, reportado en México (Baak-Baak et al., 2016 y 2018, Mooser y Castaneda, 1932).

ECTOPARÁSITO	ROEDOR SINANTRÓPICO
Ácaros	
<i>Androlaelaps fahrenheitsi</i>	<i>Mus musculus</i> 5.3% (75) - Yuc; <i>Rattus rattus</i> 1.6% (120) - Yuc
<i>Echinolaelaps echidninus</i>	<i>R. rattus</i> 73%(120) - Yuc
Piojos	

<i>Polyplax spinulosa</i>	<i>R. rattus</i> 20%(120) - Yuc.; CDMX
Pulgas	
<i>Ctenocephalides felis</i>	<i>R. rattus</i> 6.6%(75) - Yuc
<i>Leptopsylla segnis</i>	<i>R. rattus</i> - CDMX
<i>Nosopsyllus fasciatus</i>	<i>Rattus norvegicus</i> - CDMX
<i>Xenopsylla cheopis</i>	<i>R. norvegicus</i> – CDMX

La información se presenta como: hospedador – frecuencia de infestación % (N total) – localidad donde se reportó.

Bacterias asociadas a vectores:

Las bacterias del género *Bartonella* son bacilos Gram negativos, pleomorfos, aerobios, no móviles que se comportan como intracelulares facultativos, pertenecen a la clase alfa 2 Proteobacteria. El género abarca por lo menos 40 especies y subespecies (Böge *et al.*, 2021). Entre la variedad de *Bartonellas* zoonóticas, *B. elizabethae*, *B. grahamii*, *B. henselae*, *B. tribocorum* y *B. vinsonii* subsp. *arupensis*, se describen en asociación con reservorios de roedores (Böge *et al.*, 2021; Dehio, 2004). *B. elizabethae* se encuentra reportada en la rata noruega (*R. norvegicus*) en el estado de Hidalgo (Sánchez-Montes *et al.*, 2019), una bacteria transmitida principalmente por la pulga de la rata *Xenopsylla cheopis*, que causa endocarditis en el humano y en el perro (Sánchez-Montes *et al.*, 2019) (Cuadro 9).

Cuadro 9. Ejemplo de especies de *Bartonella* reportadas en la rata y el ratón (Dehio, 2004; Billeter *et al.*, 2011; Sánchez-Montes *et al.*, 2019).

RESERVORIO	AGENTE PATÓGENO
<i>R. norvegicus</i>	<i>B. tribocorum</i> , <i>B. rochalimae</i> , <i>B. elizabethae</i>
Ratón	<i>B. grahamii</i> , <i>B. vinsonii</i> subsp. <i>arupensis</i> , <i>B. birtlesii</i>

Las rickettsiosis son enfermedades zoonóticas, ocasionadas por bacterias cocobacilares pequeñas (cocos 0.1 µm diámetro. Bacilos 1-4 µm de longitud), Gram negativas, pleomórficas, no móviles, intracelulares obligadas, pertenecientes a la clase Alfabroteobacterias, familia Rickettsiaceae (Carter, 1982; Weinert *et al.*, 2009).

El género *Rickettsia* abarca 35 especies válidas; basándose en caracteres moleculares, se clasifica actualmente en cinco grupos (Sánchez-Montes *et al.*, 2021):

1. Ancestral o basal (*R. bellii*).
2. Intermedio (*R. canadaensis*).
3. De transición (*R. akari* y *R. felis*).
4. Tifus (*R. prowazekii* y *R. typhi*).
5. Fiebres manchadas (*R. conorii*, *R. massiliae*, *R. rickettsii* y *R. parkeri*).

El papel de estas bacterias como agentes causantes de enfermedades es relevante, en México se han reportado cinco especies de rickettsias que causan enfermedades en humanos: *R. akari*, *R. prowazekii*, *R. typhi*, *R. felis* y *R. rickettsii* (Sánchez-Montes *et al.*, 2016); *R. typhi* ha sido documentada en *R. norvegicus* en el estado de Hidalgo (Sánchez-Montes *et al.*, 2019) y en la rata negra (*Rattus Rattus*) y el ratón doméstico (*Mus Musculus*) en Yucatán; Y *R. felis* en *M. musculus* en Yucatán (Torres-Castro *et al.*, 2018). *R. typhi*, produce casos febriles con un amplio rango de severidad que pueden llevar a insuficiencia sistémica (Sánchez-Montes *et al.*, 2019) (Cuadro 10).

Cuadro 10. Ejemplo de especies de *Rickettsia* reportadas en roedores sinantrópicos (Kuo *et al.*, 2015; Lledó *et al.*, 2003; Panti-May *et al.*, 2015).

RESERVORIO	AGENTE PATÓGENO
<i>Rattus norvegicus</i>	<i>R. rickettsii</i> , <i>R. typhi</i>

<i>Mus musculus</i>	<i>R. rickettsii</i> , <i>R. felis</i> , <i>R. typhi</i>
---------------------	--

Mycoplasma es un género bacteriano que pertenece a la clase Mollicutis (del latín *mollis*, suave; *cutis*, piel), se distinguen fenotípicamente por su reducido tamaño y ausencia de pared celular (Razin, 2006). Estas bacterias pueden afectar un amplio rango de especies, incluyendo al humano, sin embargo, se piensa que son bacterias altamente específicas del hospedador, por ejemplo *M. pneumoniae* es de importancia médica en humanos y ocasiona neumonía e infecciones articulares; mientras que *M. pulmonis* es causante de infecciones respiratorias en la rata y el ratón. A la fecha solo se ha documentado un caso de *M. pneumoniae* en roedores, mientras que *M. pulmonis* nunca ha sido aislado en humanos, sin embargo, la transmisión interespecies podría ocurrir (Piasecki *et al.*, 2017).

Endoparásitos:

Los helmintos, del nombre griego “*helminthos*” que significa “gusano” (Aspöck, 2008). Se encuentran representados por cuatro *phyla* (Bowman, 2022):

- ☐ Acanthocefalos (gusanos de cabeza espinosa): en el mundo se han descrito aproximadamente 1194, agrupadas en 22 familias y 147 géneros; la riqueza de acanthocefalos en mamíferos silvestres en México es de nueve especies (García-Prieto y Mendoza, 2014).
- ☐ Platelminthos (gusanos planos, trematodos y cestodos): en el mundo la diversidad de este grupo se estima en 13570 especies. En México se han descrito 74 especies en mamíferos silvestres (García-Prieto *et al.*, 2014).
- ☐ Nematelminthos (gusanos redondos): en el mundo la diversidad de este grupo se estima en 8359 especies. En México se han descrito 166 especies en mamíferos silvestres (García-Prieto *et al.*, 2014).

□ Anélidos (gusanos segmentados).

Los helmintos reportados en roedores sinantrópicos en México provienen de nueve estados del país abarcando al menos treinta y seis especies de helmintos: 2 acantocéfalos, 7 cestodos, 24 nematodos y 3 trematodos (Blanco-Pineda, 2004; Angulo-Cruz, 2014; Panti-May *et al.*, 2021). En la Ciudad de México los estudios provienen de siete publicaciones (tesis licenciatura) (Caballero y Caballero 1939; Cerecero, 1943a, b; García-Prieto *et al.*, 2012; Mazzotti y Alcántar, 1954; De la Rosa y Priego, 2000; Blanco-Pineda, 2004). En donde se han reportado diez especies: 3 trematodos, 3 cestodos y 4 nematodos (Figura 2; Cuadros 11 y 12).

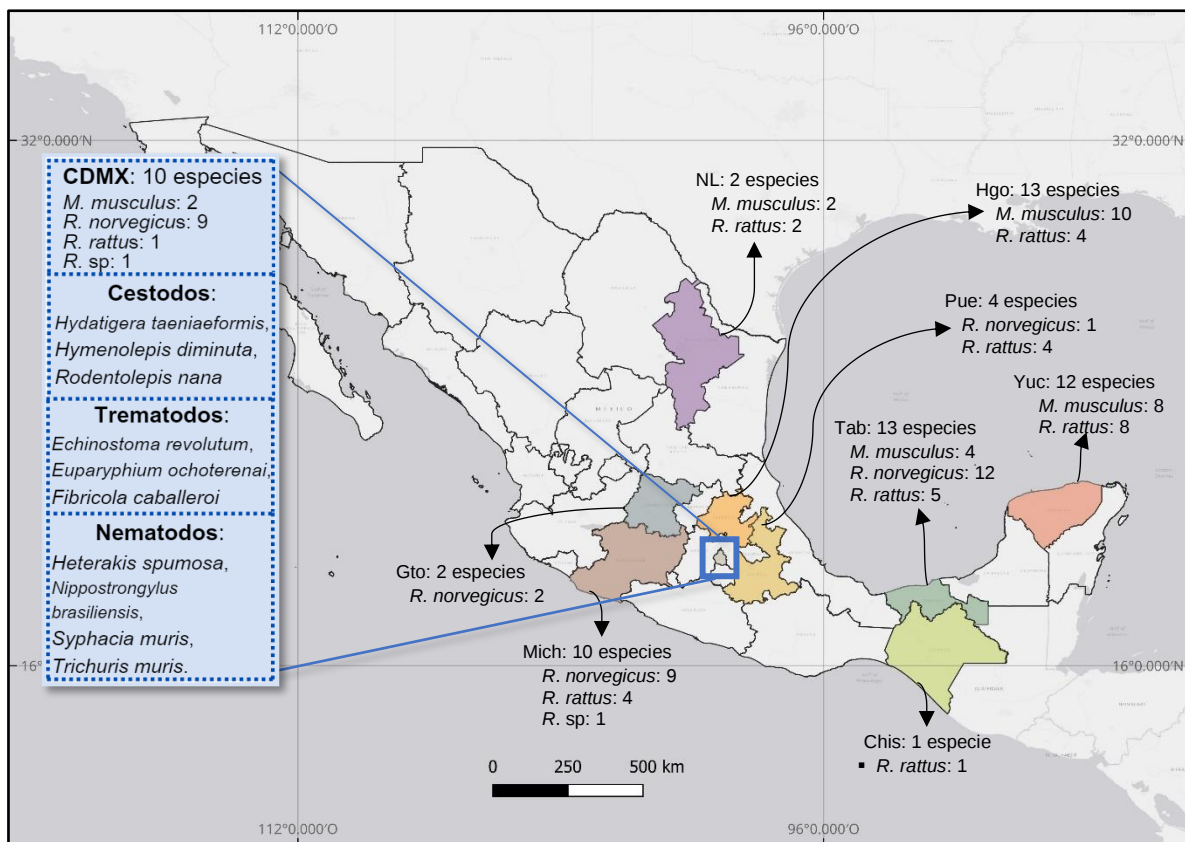


Figura 2. Distribución de helmintiasis, en roedores mурidos invasores en México, con énfasis en la CDMX. Elaborado utilizando el software de libre acceso: QGIS.

Cuadro 11. Lista helminto – roedor sinantrópico, reportados a nivel mundial (ejemplos, descartando helmintos mencionados en México – Cuadro 12) (Franssen et al., 2016; Gliga et al., 2020).

HELMINTO	HOSPEDADOR	SITIO DE INFECCIÓN
Cestodos		
<i>Rodentolepis straminea</i>	<i>R. norvegicus</i>	–
Nematodos		
* <i>Angiostrongylus cantonensis</i>	<i>R. rattus</i> , <i>R. norvegicus</i>	Pulmones y vasculatura pulmonar
<i>Aonchotheca annulosa</i>	<i>R. norvegicus</i>	–
<i>Aonchotheca murissylvatici</i>	<i>R. rattus</i> , <i>R. norvegicus</i>	–
* <i>Calodium hepaticum</i>	<i>R. rattus</i> , <i>R. norvegicus</i>	–
<i>Eucoleus gastricus</i>	<i>R. norvegicus</i>	Estómago
<i>Mastophorus muris</i>	<i>R. norvegicus</i>	Estómago
<i>Orientostrongylus ezoensis</i>	<i>R. norvegicus</i>	Estómago, intestino delgado y grueso.
<i>Strongyloides venezuelensis</i>	<i>R. norvegicus</i>	Estómago, intestino delgado y grueso.
Trematodos		
<i>Brachylaima</i> sp	<i>R. norvegicus</i>	–
<i>Notocotylus imbricatus</i>	<i>R. norvegicus</i>	–
<i>Plagiorchis proximus</i>	<i>R. norvegicus</i>	–
<i>Plagiorchis muris</i>	<i>R. norvegicus</i>	–

*parásito con potencial zoonótico.

Cuadro 12. Lista helminto – roedor sinantrópico, reportado en México (Blanco-Pineda, 2004; Angulo-Cruz, 2014; Panti-May et al., 2021).

HELMINTO	ROEDOR SINANTRÓPICO	SITIO DE INFECCIÓN
Acantocéfalos		
* <i>Moniliformis moniliformis</i>	<i>R. norvegicus</i> – Mich., 8.7% (23) Tab.; <i>R. rattus</i> – Mich.	Intestino delgado, heces (huevos)

Cestodos		
<i>*Hymenolepis diminuta</i>	<i>M. musculus</i> – 1.9% (52) Yuc.; <i>R. norvegicus</i> – CDMX, Mich., 13% (23) Tab.; <i>R. rattus</i> – Mich., 14.3% (84), 15.2% (118) y 23.1% (13) Yuc.	Intestino delgado, heces (huevos)
<i>*Hymenolepis microstoma</i> (Dujardin, 1845)	<i>M. musculus</i> – 4.4% (159) Yuc.	Intestino delgado, ductos biliares
<i>Hydatigera taeniaeformis</i> larvae	<i>M. musculus</i> – CDMX, 6.9% (159), 1.3% (74) 9% (322), 9.7% (154), 17.3% (52) y 5% (121) Yuc.; <i>R. norvegicus</i> – CDMX, Mich.; <i>R. rattus</i> – 50% (4) Hgo., 3.5% (57), 4.3% (46), 14.3% (84), 15.4% (13), 28.8% (118) y 18.5% (65) Yuc.	Hígado
<i>Monoecocestus sigmodontis</i>	<i>M. musculus</i> , <i>R. rattus</i> – NL	Intestino
<i>*Rodentolepis nana</i>	<i>M. musculus</i> – CDMX, 33.3% (21) Hgo., Yuc.; <i>R. norvegicus</i> – CDMX, Gto., Mich., 30.4% (23) Tab., <i>R. rattus</i> – Mich., 9.1% (11) Tab.	Intestino delgado, heces (huevos)
<i>Taenia</i> sp	<i>M. musculus</i> – Hgo.	Dermis, hígado (larvas)
Nematodos		
<i>Aspicularis cf. Lahorica</i>	<i>M. musculus</i> – 33.3% (3) Hgo.	Ciego
<i>Aspicularis huascaensis</i>	<i>M. musculus</i> – 13.8% (29) Hgo.	Ciego
<i>Aspicularis</i> sp	<i>R. rattus</i> – 8.3% (84) Yuc.	Heces (huevos)
<i>Capillaria</i> sp	<i>R. norvegicus</i> – Mich.	Vejiga urinaria, heces (huevos)
<i>*Gongylonema neoplasticum</i>	<i>M. musculus</i> – 6.7% (75) Yuc.; <i>R. norvegicus</i> – Mich.; <i>R. rattus</i> – 11.9% (118) Yuc.	Estómago
<i>Gongylonema</i> sp	<i>M. musculus</i> – 33.3% (3) Hgo.	Estómago
<i>Hassalstrongylus aduncus</i>	<i>R. rattus</i> – 1.7% (118) Yuc.	Intestino delgado
<i>Hassalstrongylus musculi</i>	<i>M. musculus</i> – 17% (159) y 100% (5) Yuc.	Intestino delgado
<i>Heligmosomoides polygyrus</i>	<i>R. norvegicus</i> – Tab; <i>R. rattus</i> – Tab.	Heces (huevos)
<i>Heterakis spumosa</i>	<i>R. norvegicus</i> – CDMX, Gto., Mich., 13% (23) Tab.	Intestino grueso

<i>Longistriata</i> sp	<i>M. musculus</i> – NL; <i>R. rattus</i> NL	Intestino
<i>Mastophorus muris</i>	<i>R. norvegicus</i> – 17.4% Tab.; <i>R. sp.</i> Mich.	Estómago, heces (huevos)
<i>Nippostrongylus brasiliensis</i>	<i>M. musculus</i> – 6.2% (16) Tab., 81.2% (154), 28.1% (121), 21.1% (52) Yuc.; <i>R. norvegicus</i> – CDMX, Mich., 34.8% (23) Tab.; <i>R. rattus</i> – 100% (4) Hgo., 18.2% (11) Tab., 43.5% (46), 4.8% (84), 7.7% (13) Yuc.	Intestino delgado, heces (huevos)
<i>Strongyloides ratti</i>	<i>M. musculus</i> 12.5% (16) Tab.; <i>R. norvegicus</i> – 65.2% (23) Tab.; <i>R. rattus</i> – 45.5% (11) Tab.	Heces (huevos)
<i>Syphacia muris</i>	<i>R. norvegicus</i> (CDMX, Pue.); <i>R. rattus</i> – 50% (4) Hgo., 27.3% (11) Tab., 17.4% (46), 17.9% (84), 15.4% (13), 65.3% (118) Yuc.	Intestino grueso, heces (huevos)
<i>Syphacia obvelata</i>	<i>M. musculus</i> – 28.6% (21) Hgo., 6.2% (16) Tab., 9.6% (52), 3.8% (159) Yuc.; <i>R. norvegicus</i> – 4.3% (23) Tab.	Intestino grueso, heces (huevos)
<i>Syphacia</i> sp	<i>M. musculus</i> – Hgo.; <i>R. rattus</i> – Hgo.	Hígado
<i>Toxocara</i> sp	<i>R. norvegicus</i> – 4.3% (23) Tab.	Heces (huevos)
<i>Trichinella</i> sp	<i>M. musculus</i> – 5.5% (18) Hgo.	Musculo (larvas)
<i>Trichinella spiralis</i>	<i>R. norvegicus</i> – Mich.; <i>R. rattus</i> – Pue.	Musculo (larvas)
<i>Trichosomoides crassicauda</i>	<i>R. norvegicus</i> – 8.7% (23) Tab.	Heces (huevos)
<i>Trichuris muris</i>	<i>M. musculus</i> – 9.5% (21) Hgo., 6.3% (16) Tab., 11.7% (154), 13.2% (121), 32.7% (52) y 15.1% (159) Yuc.; <i>R. norvegicus</i> – CDMX, Pue. 13% (23) Tab.; <i>R. rattus</i> – CDMX.	Intestino, ciego, heces (huevos)
<i>Trichuris vulpis</i>	<i>R. norvegicus</i> (Pue.)	Heces (huevos)
Trematodos		
<i>Echinostoma revolutum</i>	<i>Rattus</i> sp – CDMX	Intestino delgado
<i>Euparyphium ochoterenai</i>	<i>R. norvegicus</i> – CDMX	Intestino delgado
<i>Fibricola caballeroi</i>	<i>R. norvegicus</i> – CDMX	Intestino delgado

La información se presenta como: hospedador – frecuencia de infección % (N total) – localidad donde se reportó. *Parásito con potencial zoonótico.

V. METODOLOGÍA

Este estudio forma parte del “Proyecto Integral y Ejecución de Obra de Saneamiento del Canal Nacional” del Gobierno de la Ciudad de México, donde desde inicios del 2020, elementos del proyecto realizaron la captura y eutanasia del ratón doméstico (*Mus musculus*) y la rata noruega (*Rattus norvegicus*), presentes a lo largo del canal (Figura 3).

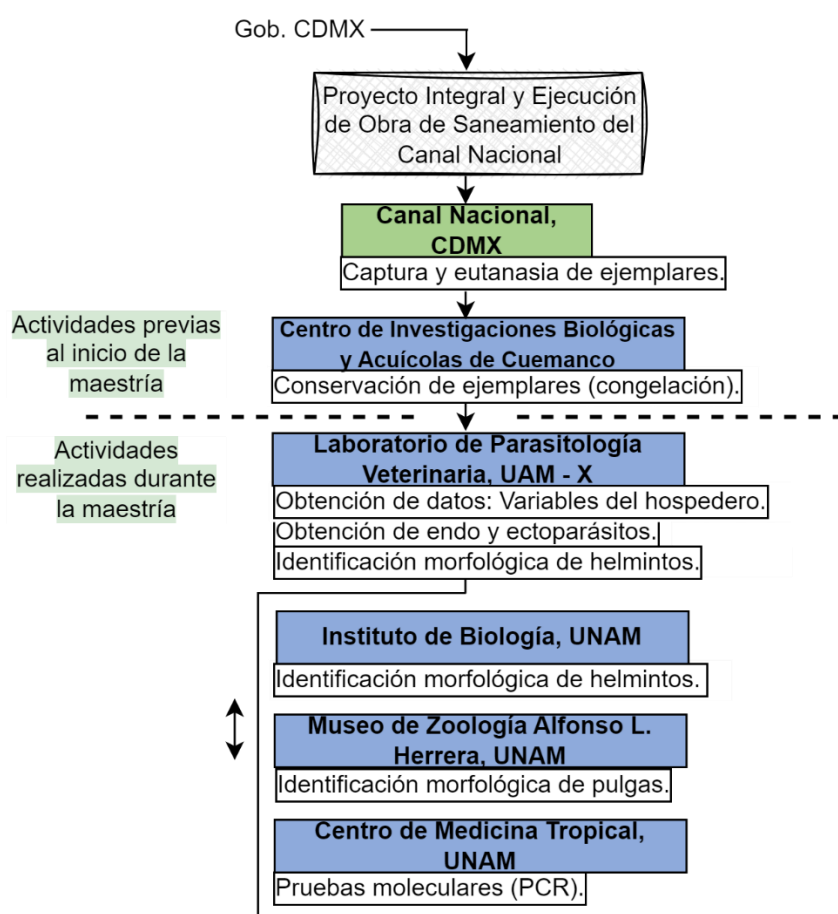


Figura 3. Mapa mental del esquema de trabajo.

Área de estudio:

El Canal Nacional, se ubica en la zona central y urbanizada de la Ciudad de México, abarca desde Avenida Río Churubusco, límite norte (latitud 19°21'19.83"N, longitud 99° 7'59.81"O) hasta Anillo Periférico, límite sur (latitud 19°17'48.19"N, longitud 99° 6'3.53"O). Con una longitud de 8.7 km y una superficie de 32.32 ha (Gobierno de la Ciudad de México, 2019 y 2022). Pasa por cuatro alcaldías de la ciudad: Coyoacán, Iztapalapa, Tlalpan y Xochimilco. El clima predominante es templado subhúmedo, con temperatura media anual de 16 °C (INEGI) (Figura 4).

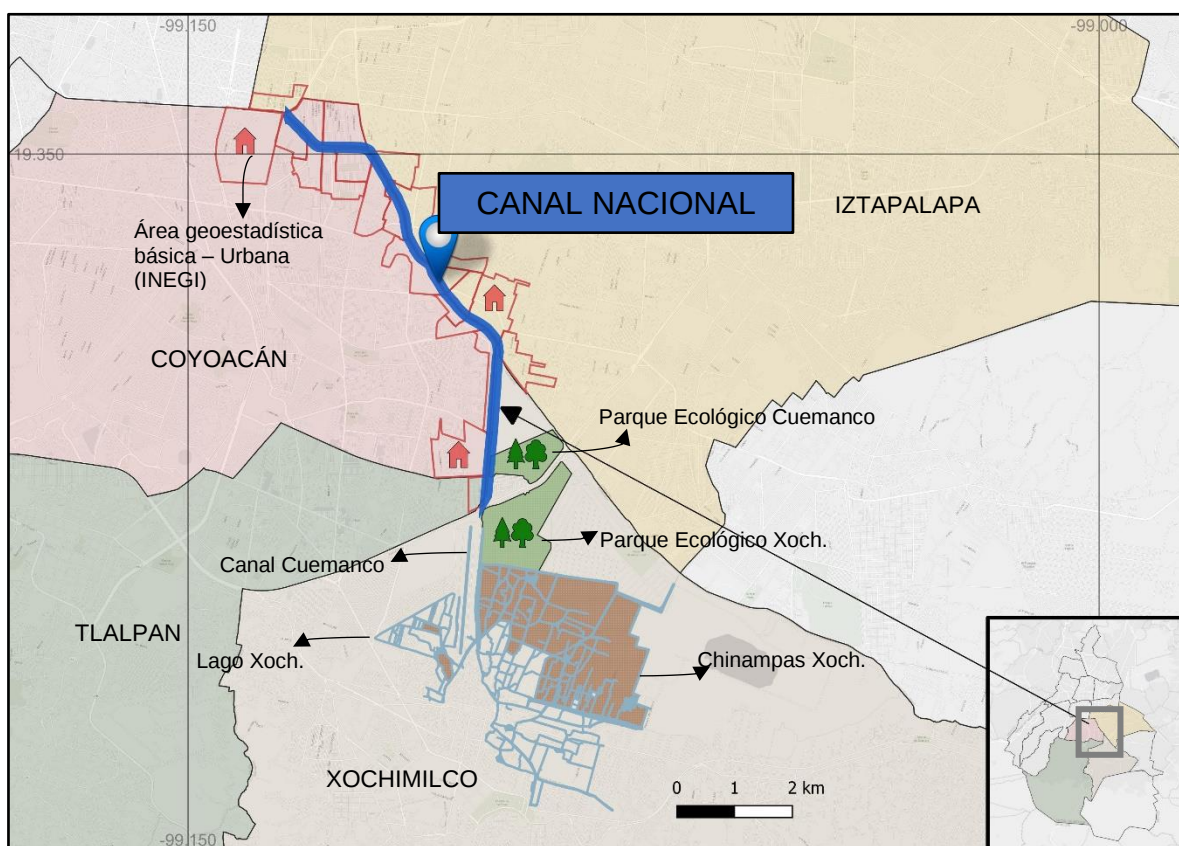


Figura 4. Ubicación geográfica del Canal Nacional, CDMX. Nota: la descripción del área geográfica se realizó utilizando el software de libre acceso: QGIS, Google Earth y SCINCE 2020.

Roedores:

El método de captura consistió en la colocación de trampas tipo Sherman con cebo a lo largo del canal. La eutanasia se realizó por dislocación cervical, en marco del proyecto 31112246 aprobado dentro del convenio UAM-SAREVICH 322003, de acuerdo con las directrices de la Sociedad Americana de Mastozoología para el uso de mamíferos silvestres en investigación (Gannon *et al.*, 2007) y la normativa mexicana para animales de laboratorio (Norma Oficial Mexicana NOM-062-ZOO-1999, SADER 2001). Posteriormente los ejemplares se colocaron en bolsas tipo ziploc (para evitar pérdida de parásito-fauna, particularmente pulgas). Los ejemplares se identificaron con número consecutivo, fecha de colecta y fueron trasladados al Centro de Investigaciones Biológicas y Acuícolas de Cuernavaca (CIBAC), donde se conservaron en congelación.

Se registraron los siguientes datos del hospedero (Bjornson, 1969; Brooks y World Health Organization, 1987; Islam *et al.*, 2021) (Figura 5):

☐ Especie.

☐ Sexo: macho o hembra (inactiva, gestante o lactante).

☐ Edad: juvenil / adulto.

La edad se determinó en base al peso del individuo.

Mus musculus: adultos > 14 g.

Rattus norvegicus: adultos > 140 g.

☐ Peso (gramos).

☐ Longitud total (centímetros): medición desde la punta de la nariz hasta la punta de la cola.

☐ Longitud a la base de la cola (centímetros): medición desde la punta de la nariz hasta la base de la cola.

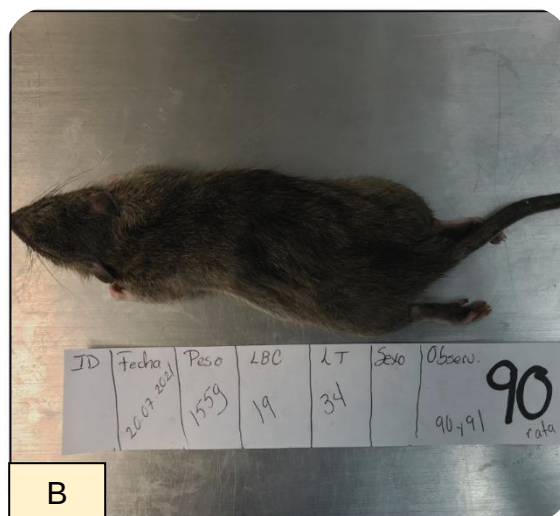
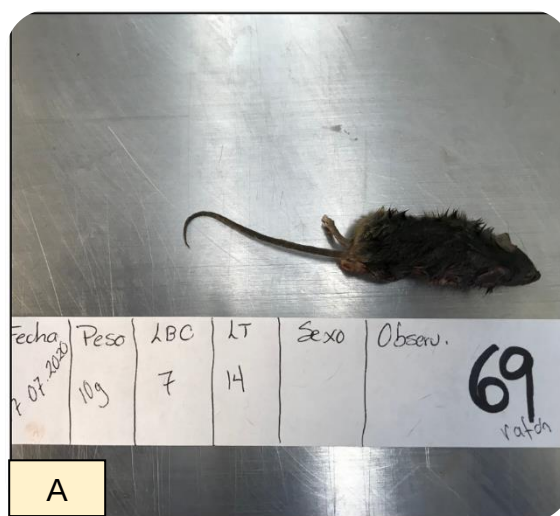


Figura 5. Roedores mridos invasores capturados a lo largo del Canal Nacional. A = *Mus musculus*, B = *Rattus norvegicus*.

Ectoparásitos:

La colecta de ectoparásitos se realizó mediante la técnica de cepillado con peine de cerdas finas. El material obtenido (pelos, restos de descamación y costras), se colocó en una caja de petri con solución salina y se analizó bajo el microscopio estereoscópico (ZEISS Stemi 305, zoom 5:1). Los ectoparásitos observados se contabilizaron durante su recolección y se dividieron en grupos: Siphonaptera (Pulgas), Phtiraptera (piojos) y Acari (caros). Se preservaron en tubos viales 1.5

ml con alcohol al 96% para su identificación morfológica y posterior análisis molecular (en los casos de Siphonaptera y Phtiraptera) (Figura 6).



Figura 6. Procesamiento de ectoparásitos.

Bacterias asociadas a vectores:

Las pulgas y piojos se evaluaron mediante la técnica de reacción en cadena de la polimerasa (PCR – convencional) para detectar la presencia de bacterias de importancia médica, de los géneros bacterianos *Bartonella*, *Mycoplasma* y *Rickettsia*. A partir del contenido abdominal de los ectoparásitos se extrajo ADN con el kit QIAamp® DNA Mini (QIAGEN, Hilden, Alemania). Para la detección de estos patógenos amplificamos un fragmento de gen específico para cada grupo (Cuadro 13).

Cuadro 13. Primers (oligonucleótidos) empleados en este estudio (Arenas *et al.*, 2019; Sánchez-Montes *et al.*, 2019).

GEN	PRIMERS	SECUENCIA (5´ - 3´)	LONGITUD (pb)
Rickettsia			
gltA	RpCS.415	GCTATTATGCTTGCGGCTGT	806
	RpCS.1220	TGCATTTCTTTCCATTGTGC	
ompB	120–M59	CCGCAGGGTTGGTAACTGC	862
	120–807	CCTTTTAGATTACCGCCTAA	
Bartonella			
gltA	BhCS781.p	GGGGACCAGCTCATGGTGG	379
	BhCS1137.n	AATGCAAAAAGAACAGTAAACA	
Mycoplasma			
16S rDNA	HemMycop16S-322s	GCCCATATTCTACGGGAAGCAGCAGT	1000
	HemMycop16S-1420as	GTTTGACGGGCGGTGTGTACAAGACC	

pb = pares de bases.

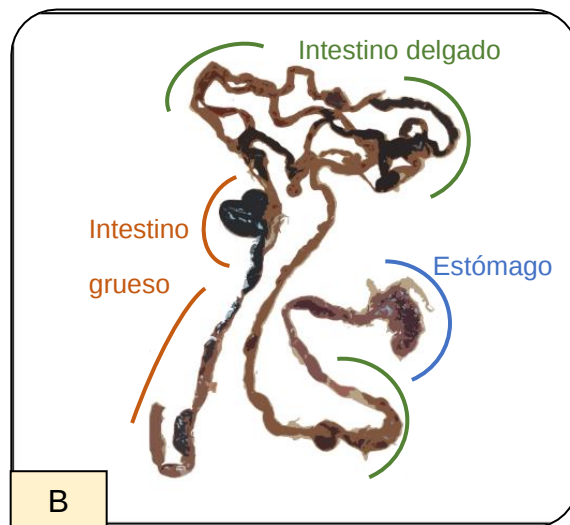
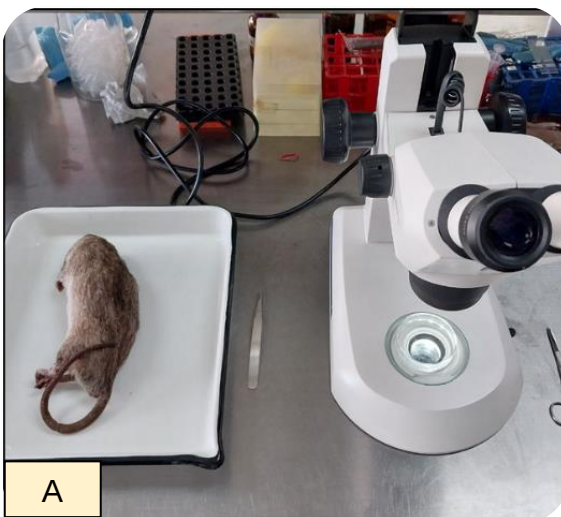
La mezcla de reacción consistió en 12.5 µL de GoTaq® Master Mix verde, 2X de Promega Corporación (Madison,WI, USA); el par de primers (100 ng cada uno); 6.5 µL de agua libre de nucleasas y 30 ng ADN en un volumen final de 25 µL. Con las condiciones térmicas reportadas por (López-Pérez *et al.*, 2019; Rubio *et al.*, 2014; Maggi *et al.*, 2013). Para la técnica de electroforesis se emplearon geles de agarosa al 2% utilizando Buffer TAE a 85 V durante 45 minutos y se visualizaron utilizando un sistema de imagen ODYSSEY CLx (LICOR Biosciences).

Endoparásitos:

La colecta de endoparásitos se realizó mediante la disección del roedor; se realizó un corte sobre línea media ventral desde la boca hasta el ano, en donde se obtuvieron órganos internos (corazón, pulmones, hígado, estómago, intestino delgado, intestino grueso, ciego y riñones), los cuales fueron conservados en congelación y posteriormente analizado bajo el microscopio estereoscópico (ZEISS Stemi 305, zoom 5:1). Los helmintos observados se contabilizaron durante su recolección y se dividieron en grupos: acantocéfalos, cestodos, nematodos y trematodos. La conservación se realizó en viales con alcohol al 96% para su posterior identificación morfológica (Figura 7).

Técnicas empleadas para el estudio morfológico:

- ☐ Aclaración para nematodos: glicerina-alcohol 50:50 con azul de lactofenol.
- ☐ Tinción para trematodo y cestodo: Tricrómica de Gomori.



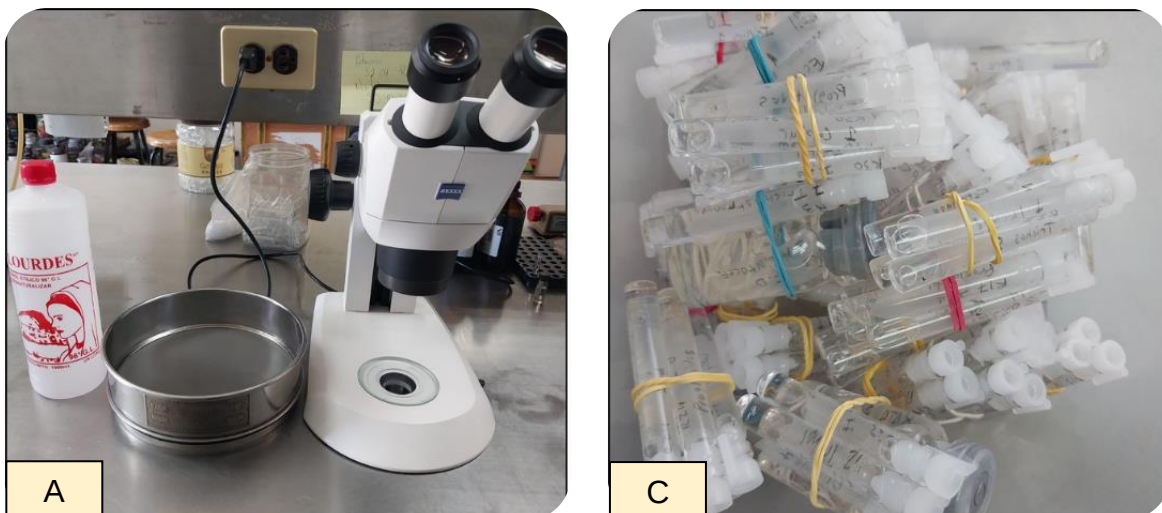


Figura 7. Procesamiento de endoparásitos. A = material empleado (microscopio estereoscópico, charola de disección y filtro de malla). B = tracto digestivo de roedor. C = viales para conservación de helmintos.

Método estadístico:

Este proyecto corresponde a un estudio observacional, descriptivo, prospectivo y transversal. Los elementos que conforman este estudio los podemos agrupar en tres grupos (Figura 8):

1. Hospedador: variables categóricas / no categóricas.
2. Parásito – fauna: ectoparásitos / endoparásitos.
3. Géneros bacterianos encontrados en los ectoparásitos.

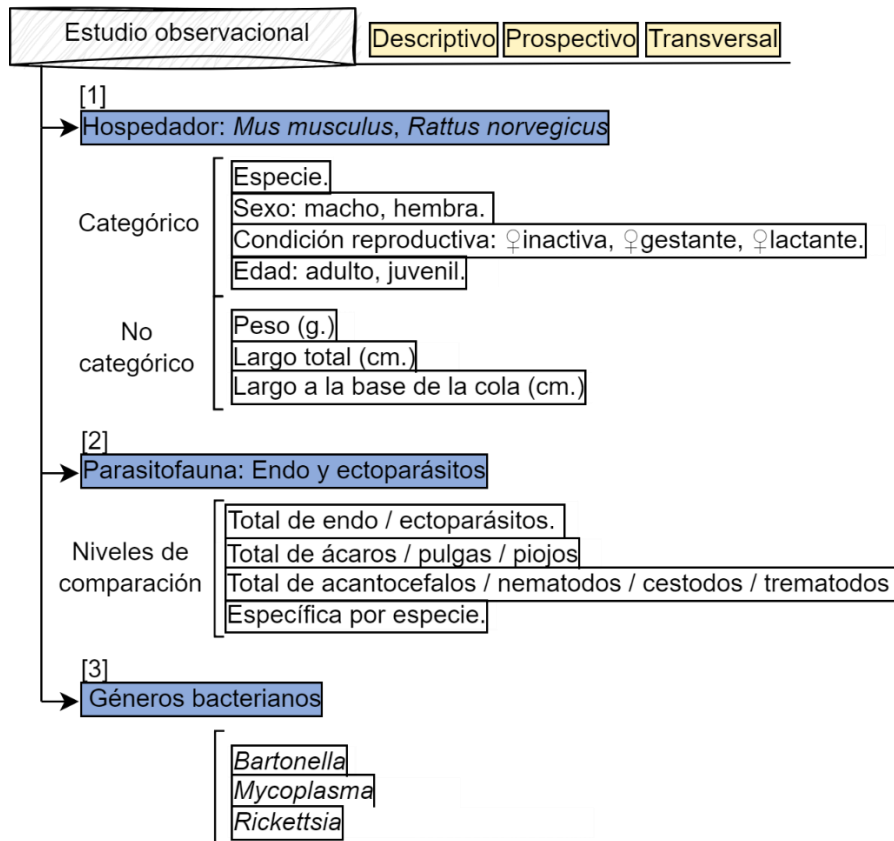


Figura 8. Mapa mental, grupos de estudio.

Para cada hospedador: *M. musculus* y *R. norvegicus*. Se registraron las especies de parásitofauna, determinando:

- ☐ Abundancia: número de parásitos de una especie dada, en o sobre un hospedador.
- ☐ Intensidad: es producto de la abundancia y la frecuencia; se puede medir de diversas maneras, en este estudio se representa, por valores descriptivos como: mediana, primer cuartil, tercer cuartil y rango.
- ☐ Frecuencia: de infección (endoparásitos) o infestación (ectoparásitos).

$$F = \frac{\text{Número de hospedadores parasitados}}{\text{Total de hospedadores examinados}} * 100$$

- Riqueza: número de especies de parásitofauna (ecto o endoparásitos) por hospedador en un tiempo determinado.

Se realizó un análisis para evaluar la composición de parásitofauna obtenida en ambos roedores. Para ello se emplearon las siguientes pruebas estadísticas no paramétricas:

- Chi – cuadrado (con corrección de Yates): evaluación de frecuencia entre variables categóricas del hospedador (grupo 1) con niveles de comparación de parásitofauna (grupo 2).
- U de Mann – Whitney: evaluación entre abundancia entre variables categóricas del hospedador (grupo 1) con niveles de comparación de parásitofauna (endo y ectoparásitos) (grupo 2). Para la realización de esta prueba se descartaron valores de abundancia igual a cero y grupos con $N < 5$.

$$P_{Sest} = \frac{U}{mn}$$

$U = (u)$ de Mann – Whitney

m y n = número de participantes para cada grupo

No efecto ($P_{Sest} \leq 0.0$); pequeño ($P_{Sest} \geq 0.56$); mediano ($P_{Sest} \geq 0.64$) y grande ($P_{Sest} \geq 0.71$) (Grissom, 1994).

- Correlación de Spearman: evaluación entre variables no categóricas del hospedador (grupo 1) con niveles de comparación de parásitofauna (endo y ectoparásitos) (grupo 2). Para la realización de esta prueba se descartaron valores de abundancia igual a cero y grupos con $N < 5$. Valor del coeficiente de correlación: sin asociación (0); asociación débil (0.01 – 0.49); asociación normal (0.50 – 0.69); asociación positiva fuerte (0.70 – 0.99); asociación completamente positiva (+1). Aplica de manera reversa (con signo negativo) (Ali Abd Al-Hameed, 2022).

Descriptores de biodiversidad (Moreno, 2000):

- Equidad de Pielou: indica la diferencia entre la diversidad observada y la esperada (diversidad máxima). Intervalo va de “0”, cuando una especie es ampliamente dominante en la comunidad, a “1” cuando todas las especies tienen una abundancia similar.

$$E = \frac{H'}{H'máx}$$

$$H'máx = \ln(S)$$

S = número total de especies

- Dominancia de Berger – Parker: proporción de la especie más abundante con respecto al número total de parásitos de la muestra. Varía entre 0 y 1, un valor cercano a 1 representa un aumento en la dominancia y una disminución en la equidad.

$$D = \frac{Nmáx}{Nt}$$

Nmáx = número de individuos de la especie más abundante

Nt = abundancia total

- Índice de Shannon – Wiener (H'): indica diversidad, describe la composición de una comunidad en términos de riqueza e igualdad relativa de distribución de las especies.

$$H' = - \sum p_i \ln(p_i)$$

p_i = abundancia relativa de la especie (i), es decir, el número de individuos de la especie (i) dividido entre el número total de individuos de la muestra.

- Índice de diversidad de Simpson: manifiesta la probabilidad de que dos individuos tomados al azar de una muestra sean de diferentes especies.

$$S = 1 - \sum p_i^2$$

p_i = abundancia proporcional de la especie (i).

- Similitud de Jaccard: expresa el grado en que dos muestras son semejantes, por las especies presentes en ellas. Intervalo va de “0”, cuando no hay especies compartidas a “1”, cuando los dos sitios tienen la misma composición de especies.

$$I_J = \frac{c}{a + b - c}$$

a = numero de especies presentes en el sitio (a)

b = número de especies presentes en el sitio (b)

c = número de especies presentes en ambos sitios (a) y (b)

En la realización de las distintas pruebas estadísticas se utilizaron los programas: OpenEpi, PAST y Excel. Las pruebas de significancia se hicieron con un nivel de confianza del 95% con $\alpha < 0.05$.

VI. RESULTADOS

Un total de 152 roedores sinantrópicos fueron analizados: 76 ratones domésticos (*Mus musculus*) y 76 ratas noruegas (*Rattus norvegicus*) (Cuadro 14).

Cuadro 14. Registro de variables del hospedero.

EDAD	SEXO	CR ♀ (N=30)	LONGITUD (cm.)	PESO (g.)
<i>Mus musculus</i> 50% (N=76)				
		♀ (N=30)		
Adulto 75%	Macho 60%	Inactiva 53.3%	LT 15.1 ± 1.4	14.2 ± 4.1
Juvenil 25%	Hembra 40%	Gestante 36.6	LBC 7.4 ± 4.1	
		Lactante 10%		
<i>Rattus norvegicus</i> 50% (N=76)				
		♀ (N=38)		
Adulto 71%	Macho 50%	Inactiva 84.2% (38)	LT 43.1 ± 6.8	200 ± 93
Juvenil 28.9%	Hembra 50%	Gestante 7.8% (38)	LBC 18.8 ± 4.1	
		Lactante 7.8% (38)		

La información se presenta como % (N individuos analizados), media ± desviación estándar.

Ectoparásitos:

Lista ectoparásito – roedor sinantrópico, en el presente estudio:

Phylum: Arthropoda (Von Siebold, 1848)

Clase: Insecta (Johan C. Fabricius, 1775)

Orden: Phthiraptera, piojos (Haeckel, 1896)

Familia: Polyplacidae (Fahrenholz, 1912)

Polyplax spinulosa (Burmeister, 1839) (Figura 9)

- ☐ Roedor en que se detectó: *M. musculus*, *R. norvegicus*.
- ☐ Claves morfológicas (Kim et al., 1986).
- ☐ Potencial zoonótico.

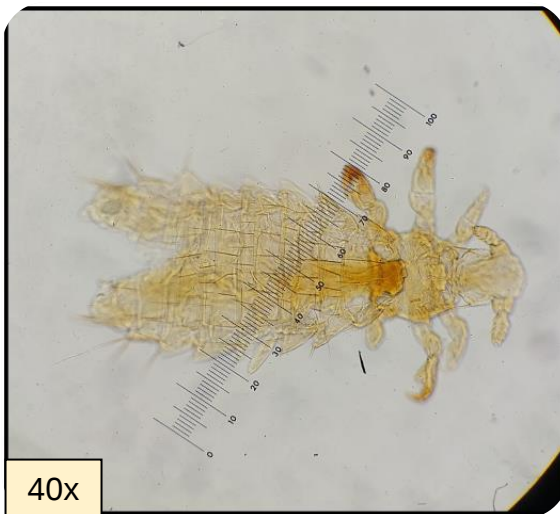


Figura 9. *Polyplax spinulosa*.

Orden: Siphonaptera, pulgas (Linnaeus, 1758)

Familia: Ceratophyllidae (Dampf, 1908)

Nosopsyllus fasciatus (Bosc, 1800) (Figura 10)

- ☐ Roedor en que se detectó: *R. norvegicus*.
- ☐ Claves morfológicas (Holland, 1949).
- ☐ Potencial zoonótico.



Figura 10. *Nosopsyllus fasciatus*.

Familia: Pulicidae (Latreille, 1802)

Xenopsylla cheopis (Rothschild 1903) (Figura 11)

- ☐ Roedor en que se detectó: *M. musculus*, *R. norvegicus*.
- ☐ Claves morfológicas (Hopkins y Rothschild, 1953).
- ☐ Potencial zoonótico.

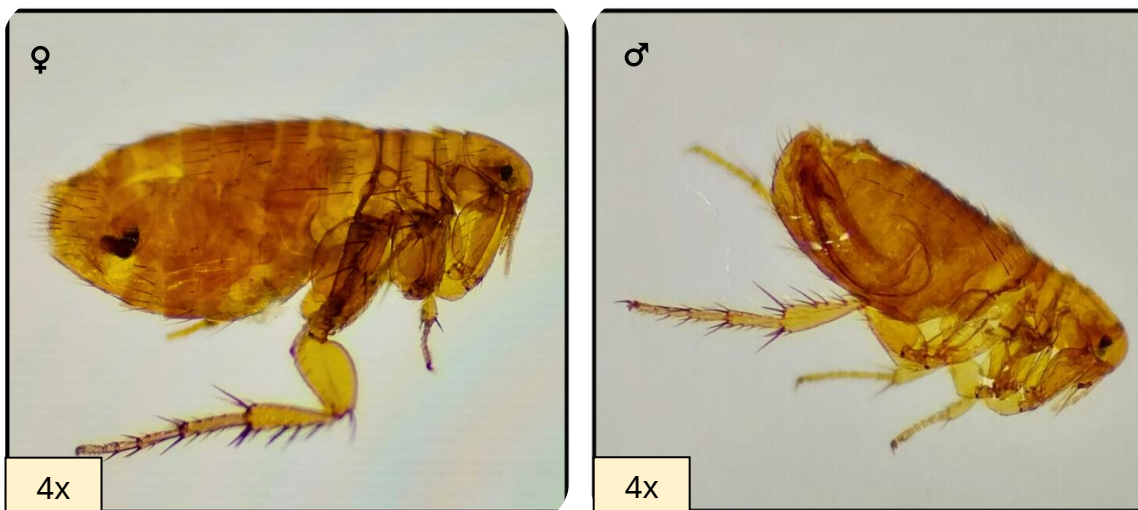


Figura 11. *Xenopsylla cheopis*.

En total se colectaron 348 ectoparásitos: 170 ácaros, 22 pulgas y 156 piojos. El 22.3% (76) de *M. musculus* y el 68.4% (76) de *R. norvegicus* se encontraba infestado con al menos una especie de ectoparásito. La riqueza y la abundancia de especies de ectoparásitos fue mayor en *R. norvegicus* en comparación con *M. musculus* (Figuras 12 y 13; Cuadros 15 y 18).

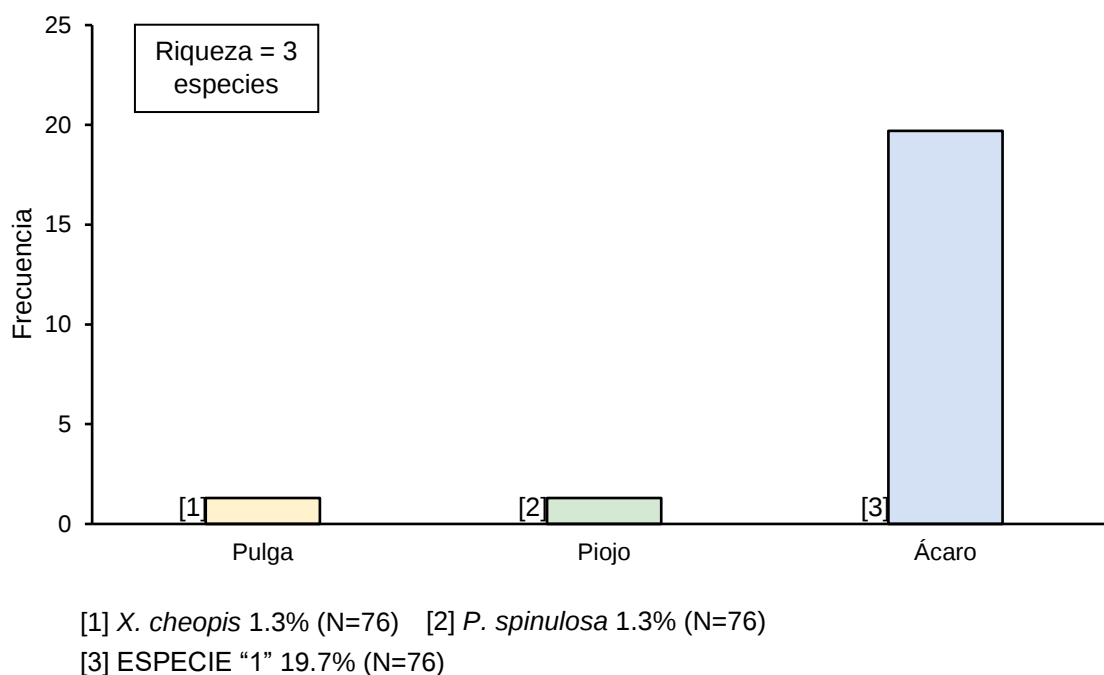
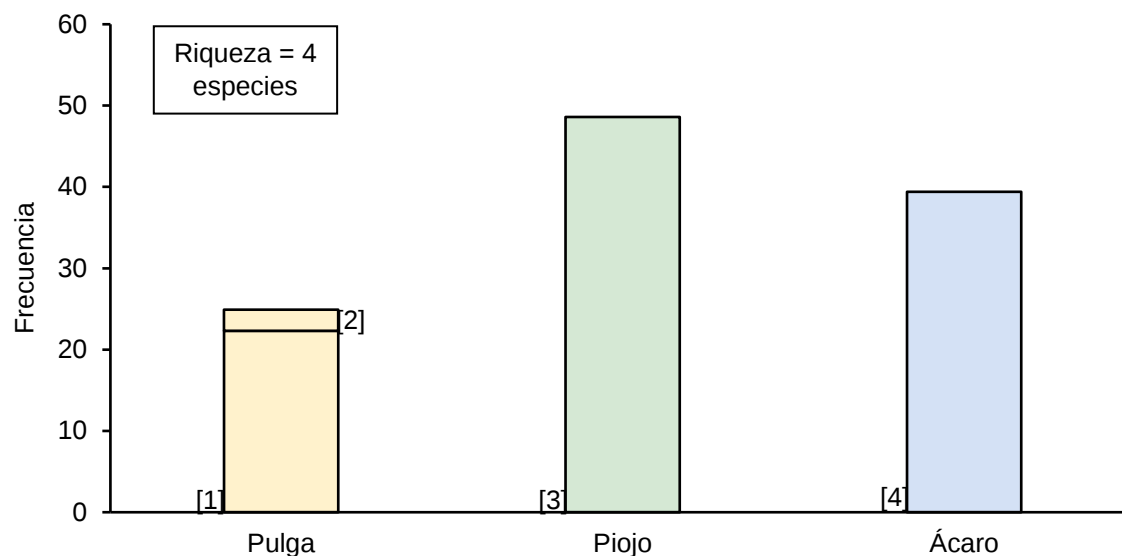


Figura 12. Frecuencia y riqueza de infestación con ectoparásitos en Mus musculus. Nota: el total de ácaros se consideró como especie única, es decir "Especie 1", dado que todos los ejemplares comparten las mismas características morfológicas, aunque hasta la conclusión del presente estudio aún no se encuentra identificada.



[1] *X. cheopis* 22.3% (N=76) [2] *N. fasciatus* 2.6% (N=76)
 [3] *P. spinulosa* 48.6% (N=76) [4] ESPECIE "1" 39.4% (N=76)

Figura 13. Frecuencia y riqueza de infestación con ectoparásitos en *Rattus norvegicus*. Nota: el total de ácaros se consideró como especie única, es decir "Especie 1", dado que todos los ejemplares comparten las mismas características morfológicas, aunque hasta la conclusión del presente estudio aún no se encuentra identificada.

Cuadro 15. Frecuencia, abundancia e intensidad de infestación con ectoparásitos.

CLASIF	ESPECIE	FC	IC 95%	No. ECTOP	M _O	M _E	Q ₁	Q ₃	RANGO
<i>Mus musculus</i>									
Pulga	<i>X. cheopis</i>	1.3% (76)	0.006 – 6.3	1	–	–	–	–	–
Piojo	<i>P. spinulosa</i>	1.3% (76)	0.006 – 6.3	1	–	–	–	–	–
Ácaro	Especie 1	19.7% (76)	11.9 – 29.8	28	1	1	1	1	1 – 7
<i>Rattus norvegicus</i>									
Pulga	<i>X. cheopis</i>	22.3% (76)	14 – 32.7	19	1	1	1	1	1 – 2
Pulga	<i>N. fasciatus</i>	2.6% (76)	0.4 – 8.4	2	–	–	–	–	–
Piojo	<i>P. spinulosa</i>	48.6% (76)	37.6 – 59.8	155	1	2	1	2	1 – 54

Ácaro	Especie 1	39.4% (76)	28.9 – 50.7	142	1	2	1	3.75	1 – 28
-------	-----------	---------------	----------------	-----	---	---	---	------	--------

FC = Frecuencia % (n – analizados); IC 95 = Intervalo de confianza; No. Endo. = Número de endoparásitos colectados; Mo = Moda; Me = Mediana; Q₁ = Primer cuartil; Q₃ = Tercer cuartil.

La frecuencia de infestación por especie, resulto significativo, además de la edad en *R. norvegicus*. Las categorías, sexo y condición reproductiva, no resultaron significativas (Cuadro 16).

Cuadro 16. Prueba Chi – cuadrada (χ^2) corregida de Yates, comparación entre variables del hospedero y frecuencia de infestación con ectoparásito – fauna.

NIVEL DE COMPARACIÓN	GRUPO	POS	NEG	TOTAL	χ^2	P – VALOR
Frec. de infestación con ectoparásitos	<i>M. musculus</i>	17	59	76	30.68	<0.0000001
	* <i>R. norvegicus</i>	52	24	76		
Frec. de infestación con ácaros	<i>M. musculus</i>	15	61	76	6.187	0.006
	* <i>R. norvegicus</i>	30	46	76		
Frec. de infestación con piojos = <i>Polyplax spinulosa</i>	<i>M. musculus</i>	1	75	76	42.98	<0.0000001
	* <i>R. norvegicus</i>	52	37	76		
Frec. de infestación con pulgas	<i>M. musculus</i>	1	75	76	16.64	0.00002
	* <i>R. norvegicus</i>	19	57	76		
Frec. de infestación con <i>X. cheopis</i>	<i>M. musculus</i>	1	75	76	14.28	0.00008
	* <i>R. norvegicus</i>	17	59	76		
Frec. de infestación con piojos = <i>P. spinulosa</i>	*Adultos <i>R. norvegicus</i>	23	31	54	1.99	0.07
	Juvenil <i>R. norvegicus</i>	14	8	22		
Frec. de infestación con pulgas	Adultos <i>R. norvegicus</i>	9	45	54	5.45	0.009
	*Juvenil <i>R. norvegicus</i>	10	12	22		
	Adultos <i>R. norvegicus</i>	7	47	54	7.72	0.002

Frec. de infestación con <i>X. cheopis</i>	*Juvenil <i>R. norvegicus</i>	10	12	22		
Frec. de infestación con ectoparásitos	*Macho <i>M. musculus</i>	13	32	45	1.67	0.09
	Hembra <i>M. musculus</i>	4	26	30		

P < 0.05 = significativo. *Corresponde al grupo con mayor frecuencia.

La abundancia de infestación por especie, resulto significativo, sin embargo, el efecto observado se aproxima a un valor pequeño. Las categorías: edad, sexo y condición reproductiva, no resultaron significativas (Cuadro 17).

Cuadro 17. Comparación entre variables del hospedero y abundancia de infestación con ectoparásito – fauna, prueba U de Mann – Whitney.

NIVEL DE COMPARACIÓN	GRUPO	N	RANGO $\bar{X}$	U	P – VALOR	PS _{EST}
Abundancia de ectoparásitos	<i>M. musculus</i>	17	5.4	224.5	0.01	0.2
	* <i>R. norvegicus</i>	52	29.5			
Abundancia de ácaros	<i>M. musculus</i>	15	6	150	0.04	0.3
	* <i>R. norvegicus</i>	30	17			

P < 0.05 = significativo. N = Tamaño muestral; U = U de Mann-Whitney; PS_{est} = Probabilidad de superioridad (tamaño del efecto). *Corresponde al grupo con mayor abundancia.

Cuadro 18. Índices de biodiversidad – ectoparásitos.

ÍNDICE	RATÓN DOMÉSTICO	RATA NORUEGA
Índice de Shannon – Wiener (H')	0.29	0.91
Índice de diversidad de Simpson	0.13	0.56
Equidad de Pielou	0.26	0.65
Dominancia de Berger – Parker	0.93	0.48
Similitud de Jaccard	0.75	

Las pulgas y un ejemplar de piojo fueron depositadas en la colección de Siphonaptera del museo de zoología “Alfonso L. Herrera” de la Facultad de Ciencias (S-MZFC) de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) (Cuadro 19).

Cuadro 19. Números de depósito de ectoparásitos en la colección (S-MZFC).

ECTOPARÁSITO	NÚMEROS DE DEPOSITO
<i>N. fasciatus</i>	10003, 10004
<i>P. spinulosa</i>	10609
<i>X. cheopis</i>	9988 a 10002

Bacterias asociadas a vectores:

El diagnóstico molecular, mostró evidencia de infección por *Rickettsia* y *Bartonella* en piojos y pulgas de *R. norvegicus*. Los ectoparásitos del *M. musculus* no fueron evaluados, al momento de escribir esta tesis; de igual manera la pulga *N. fasciatus* y los ácaros. Por lo que no se descarta, su probable infección con los géneros bacterianos (Figura 14; Cuadro 20).

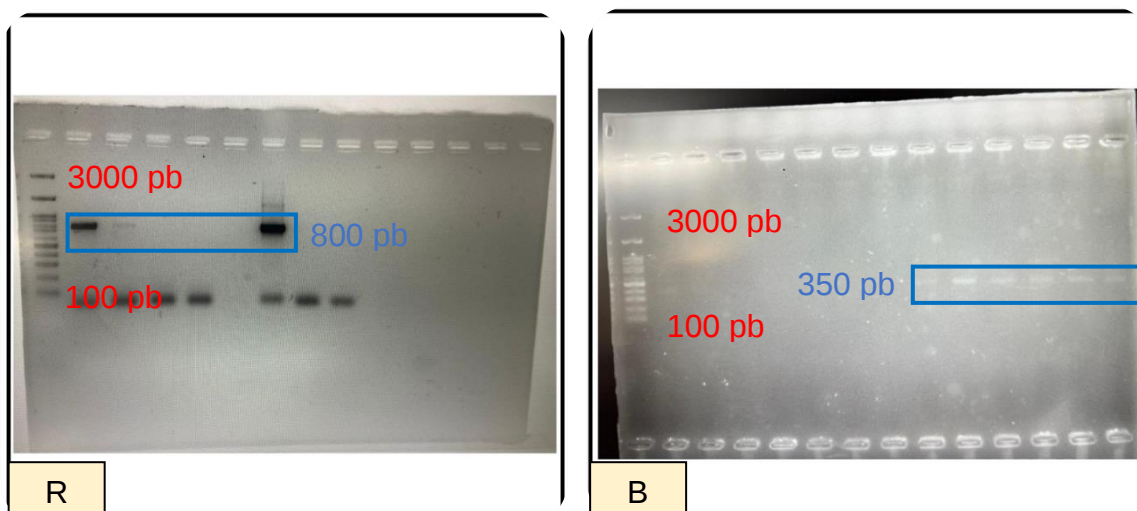


Figura 14. Electroforesis en gel de agarosa. R = *Rickettsia*; B = *Bartonella*; pb = pares de bases.

Cuadro 20. Bacterias asociadas a ectoparásitos.

CLASIF	ESPECIE	B	IC 95	R	IC 95	M
<i>Rattus norvegicus</i>						
Pulga (N=22)	<i>X. cheopis</i>	18.1% (22)	6.7 – 39.1	36.3% (22)	19.6 – 57.1	–
Piojo (N=123)	<i>P. spinulosa</i>	13.8% (123)	8.7 – 21.1	–	–	–

B = *Bartonella*; R = *Rickettsia*; M = *Mycoplasma*. La información se presenta como % (n – analizados).

Endoparásitos:

Lista endoparásito – roedor sinantrópico, en el presente estudio:

Phylum: Acanthocephala (Rudolphi, 1808)

Familia: Moniliformidae (Van Cleave, 1924)

Moniliformis moniliformis (Bremser, 1811) (Figura 15)

- ☐ Roedor en que se detectó: *R. norvegicus*.
- ☐ Distribución: mundial.
- ☐ Sitio de detección: intestino delgado.
- ☐ Claves morfológicas (Buckner y Nickol, 1975).
- ☐ Ciclo de vida: indirecto.
- ☐ Potencial zoonótico.

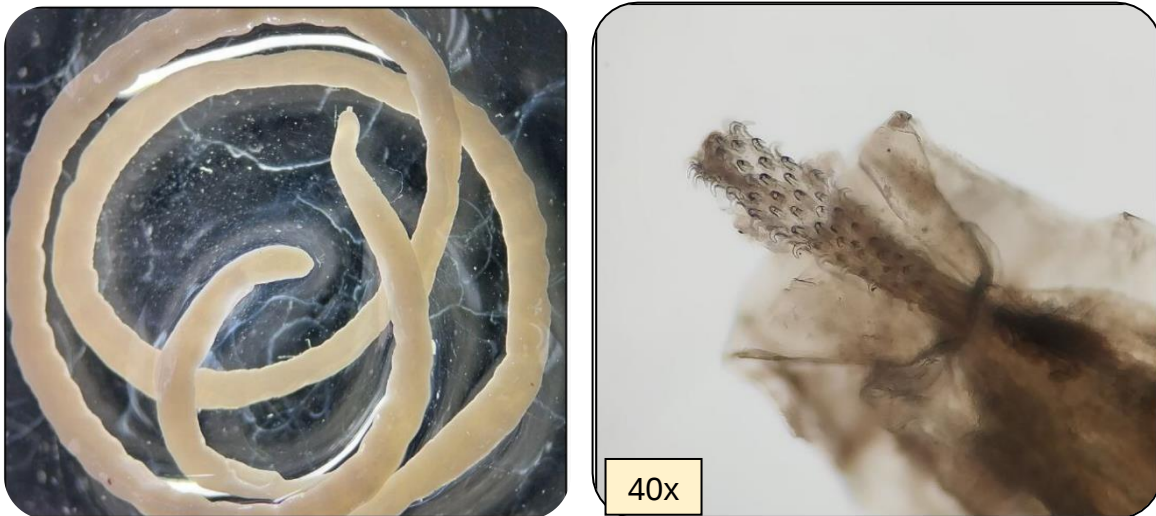


Figura 15. *Moniliformis moniliformis*. Nota: La primera imagen fue capturada con microscopio estereoscópico.

Phylum: Platyhelminthes (Gegenbaur, 1859)

Clase: Cestoda (Rudolphi, 1808)

Familia: Hymenolepididae (Ariola, 1899)

Hymenolepis diminuta (Rudolphi, 1819) (Figura 16)

- ☐ Roedor en que se detectó: *R. norvegicus*.
- ☐ Distribución: mundial.
- ☐ Sitio de detección: intestino delgado.
- ☐ Claves morfológicas (Mehlhorn, 2008).
- ☐ Ciclo de vida: indirecto.
- ☐ Potencial zoonótico.

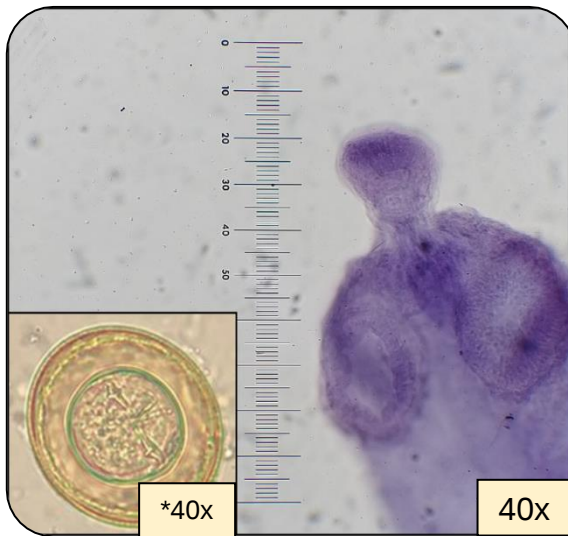


Figura 16. *Hymenolepis diminuta*. *Imagen con zoom digital adicional.

Rodentolepis nana (Siebold, 1852) (Figura 17)

- ☐ Sinónimo homotípico: *Hymenolepis nana*.
- ☐ Roedor en que se detectó: *M. musculus*, *R. norvegicus*.
- ☐ Distribución: mundial.
- ☐ Sitio de detección: intestino delgado, heces (huevos).
- ☐ Claves morfológicas (Mehlhorn, 2008).
- ☐ Ciclo de vida: directo.
- ☐ Potencial zoonótico.

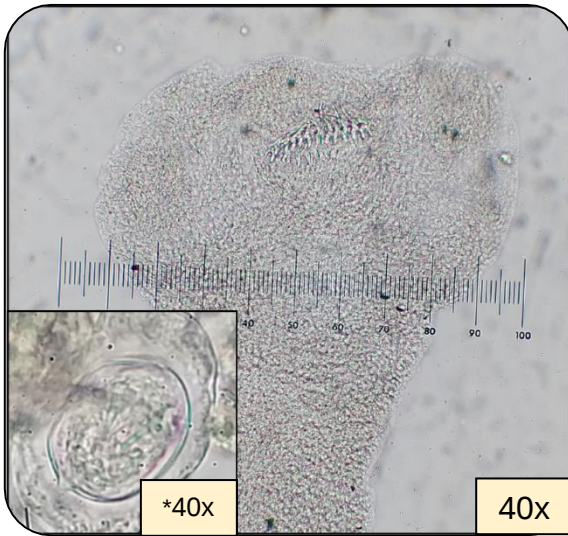


Figura 17. *Rodentolepis nana*. *Imagen con zoom digital adicional.

Familia: Taeniidae (Ludwing, 1886)

Hydatigera taeniaeformis larvae (Batsch, 1786) (Figura 18).

- ☐ Sinónimo: *Taenia taeniaeformis* larvae.
- ☐ Roedor en que se detectó: *M. musculus*, *R. norvegicus*.
- ☐ Distribución: mundial.
- ☐ Sitio de detección: hígado (larvas).
- ☐ Ciclo de vida: indirecto.
- ☐ Claves morfológicas (Panti-May *et al.*, 2023).



Figura 18. *Hydatigera taeniaeformis* larvae.
Nota: Imagen capturada con microscopio estereoscópico.

Clase: Trematoda (Rudolphi, 1808)

Familia: Notocotylidae (Luhe, 1909)

Notocotylus imbricatus (Figura 19).

- ☐ Roedor en que se detectó: *R. norvegicus*.
- ☐ Sitio de detección: intestino grueso.
- ☐ Distribución: mundial.
- ☐ Ciclo de vida: indirecto.
- ☐ Claves morfológicas (Pike, 1969).



Figura 19. *Notocotylus imbricatus*.

Phylum: Nematoda (Rudolphi, 1808).

Familia: Capillariidae (Railliet, 1915).

Calodium hepaticum (Bancroft, 1893) (Figura 20).

- ☐ Roedor en que se detectó: *R. norvegicus*.
- ☐ Sitio de detección: hígado.
- ☐ Distribución: mundial.
- ☐ Ciclo de vida: directo.
- ☐ Potencial zoonótico.
- ☐ Claves morfológicas (Wright, 1961).

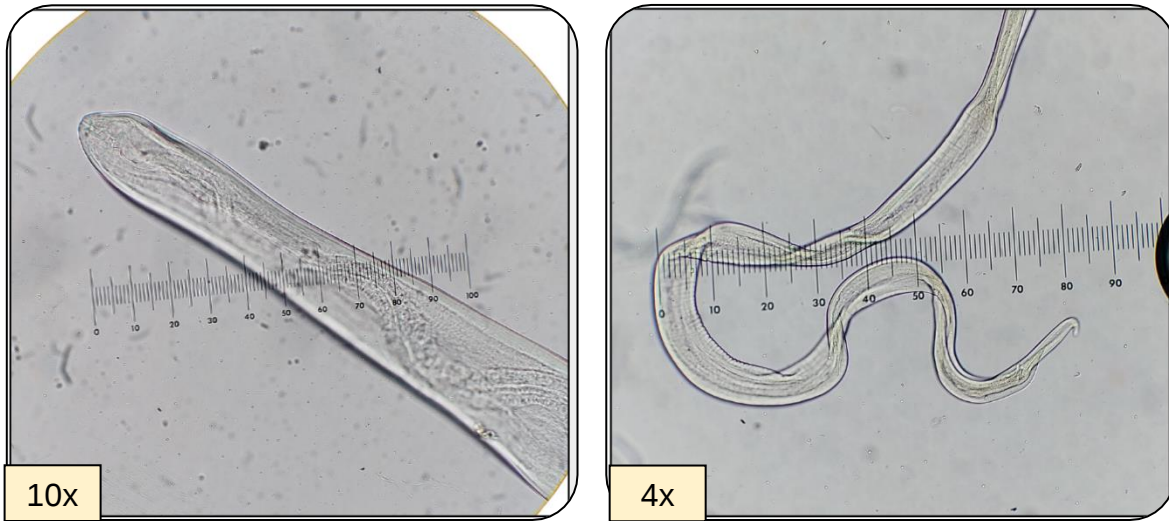


Figura 20. *Calodium hepaticum*.

Eucoleus sp (Figura 21).

- ☐ Roedor en que se detectó: *M. musculus*, *R. norvegicus*.
- ☐ Sitio de detección: estómago.
- ☐ Distribución: mundial.
- ☐ Claves morfológicas (Rothenburger *et al.*, 2014).

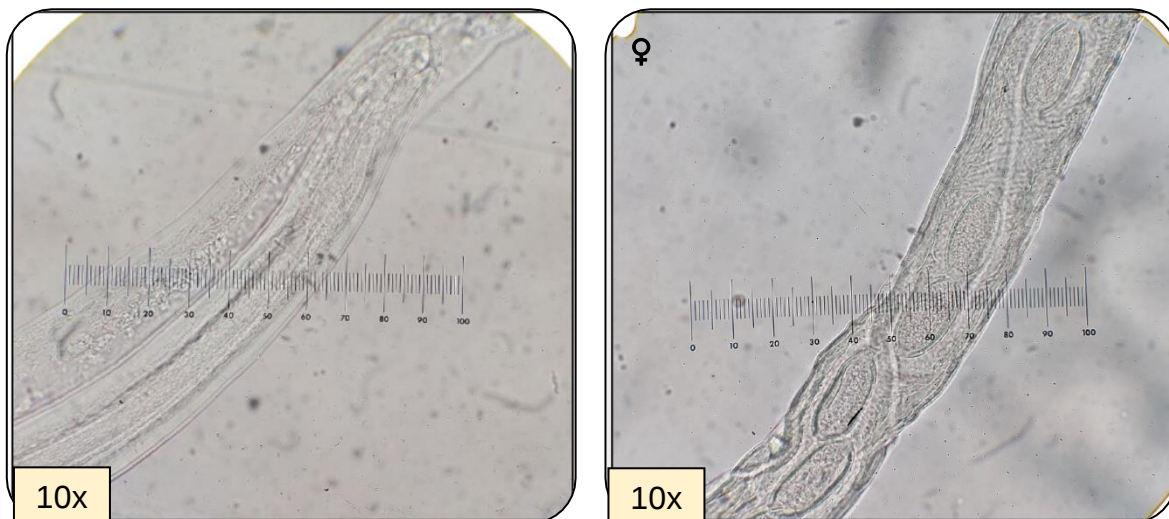


Figura 21. *Eucoleus* sp.

Familia: Heligmosomidae (Cram, 1927).

Nippostrongylus brasiliensis (Travassos, 1914) (Figura 22).

- ☐ Roedor en que se detectó: *M. musculus*, *R. norvegicus*.
- ☐ Sitio de detección: estómago, intestino delgado y grueso.
- ☐ Distribución: mundial.
- ☐ Ciclo de vida: directo.
- ☐ Claves morfológicas (Nembo *et al.*, 1993; Hukumoto y Ohbayashi, 1989).

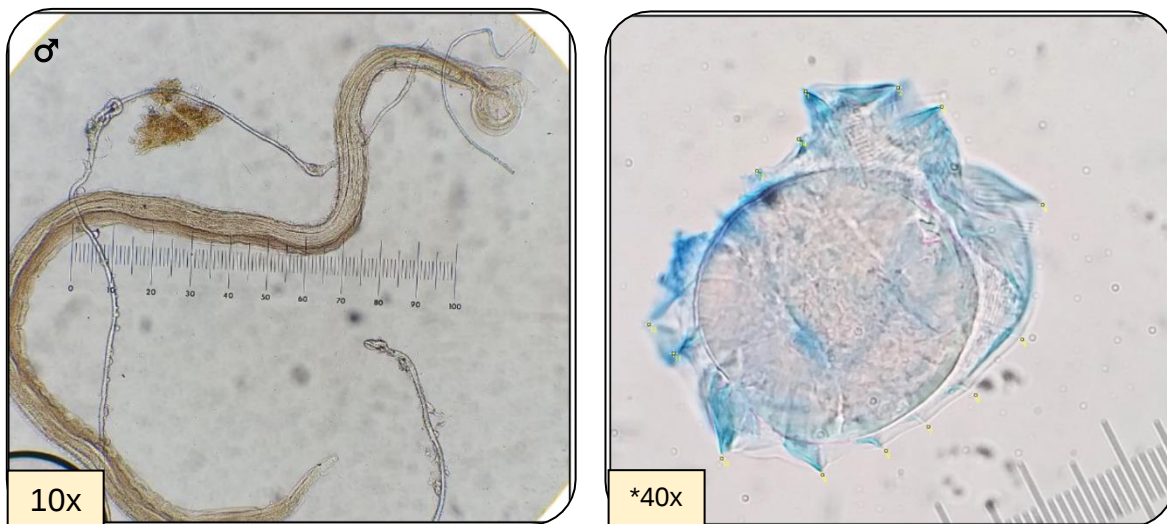


Figura 22. *Nippostrongylus brasiliensis*. *Corte transversal, imagen con zoom digital adicional.

Familia: Heterakidae (Ralliet y Henry, 1914).

Heterakis spumosa (Schneider, 1866) (Figura 23).

- ☐ Roedor en que se detectó: *R. norvegicus*.
- ☐ Sitio de detección: intestino grueso.
- ☐ Ciclo de vida: directo.
- ☐ Claves morfológicas (Rosario Robles *et al.*, 2008).

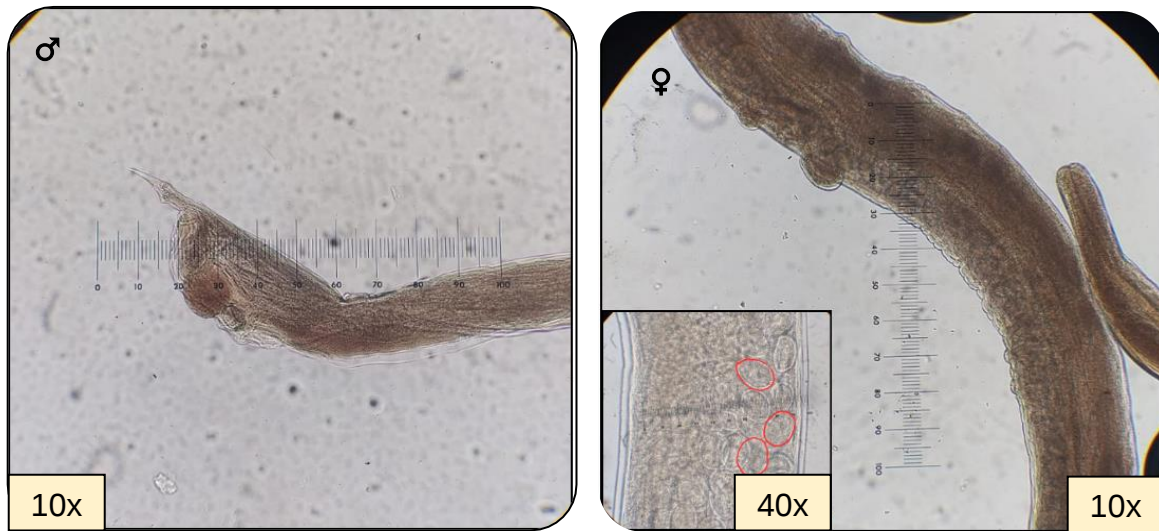


Figura 23. *Heterakis spumosa*.

Familia: Heteroxynematidae (Skrjabin y Shikhobalova, 1948).

Aspiculuris sp (Figura 24).

- ☐ Roedor en que se detectó: *M. musculus*.
- ☐ Distribución: mundial.
- ☐ Sitio de detección: intestino grueso.
- ☐ Ciclo de vida: directo.
- ☐ Claves morfológicas (Abdel-Gaber *et al.*, 2018).

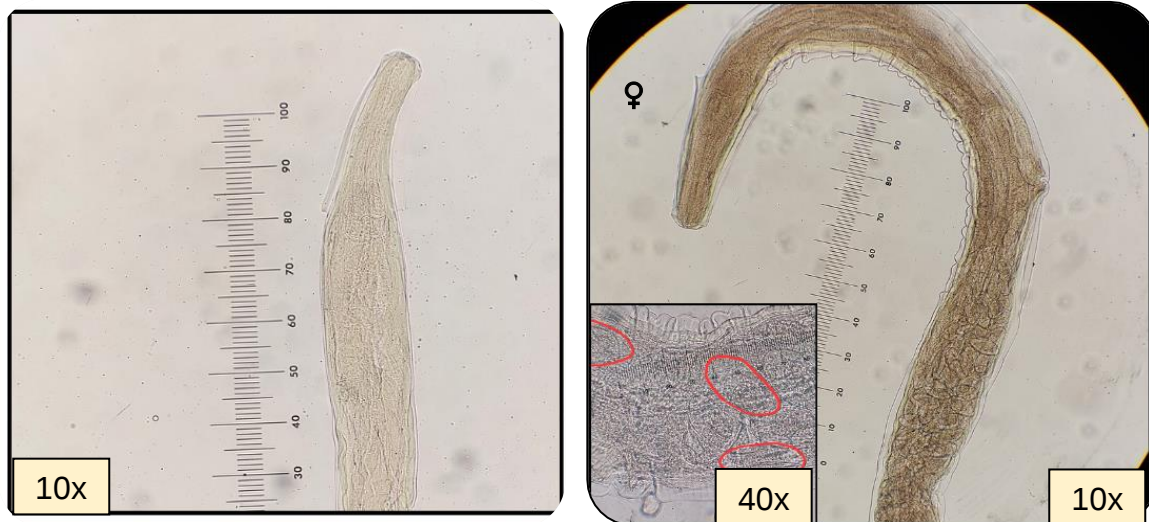


Figura 24. *Aspiculuris* sp

Familia: Oxyuridae (Cobbold, 1864).

Syphacia obvelata (Rudopli, 1802) (Figura 25).

- ☐ Roedor en que se detectó: *M. musculus*.
- ☐ Distribución: mundial.
- ☐ Sitio de detección: intestino grueso.
- ☐ Ciclo de vida: directo.
- ☐ Claves morfológicas (Abdel-Gaber *et al.*, 2016).

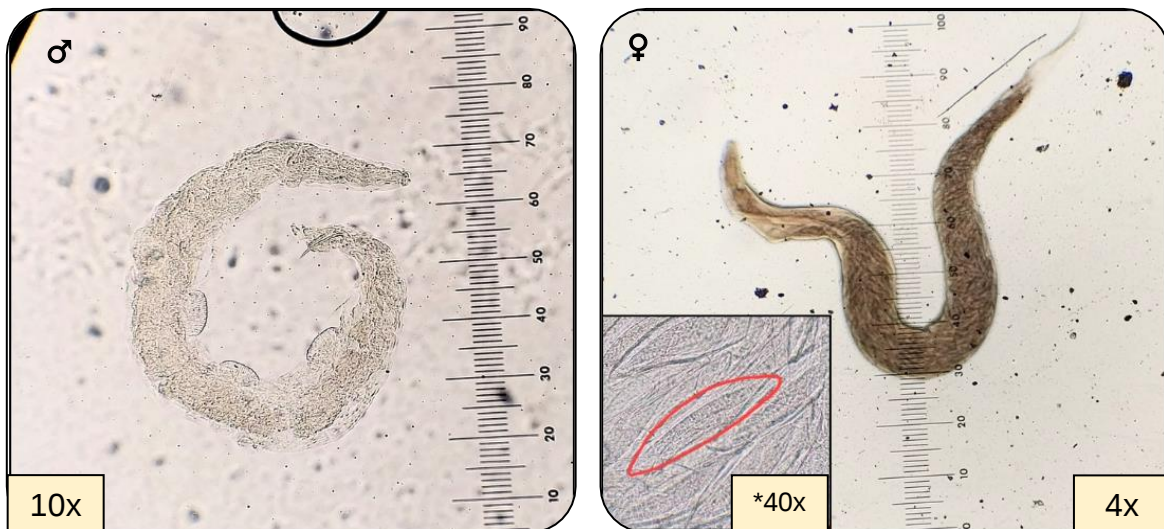
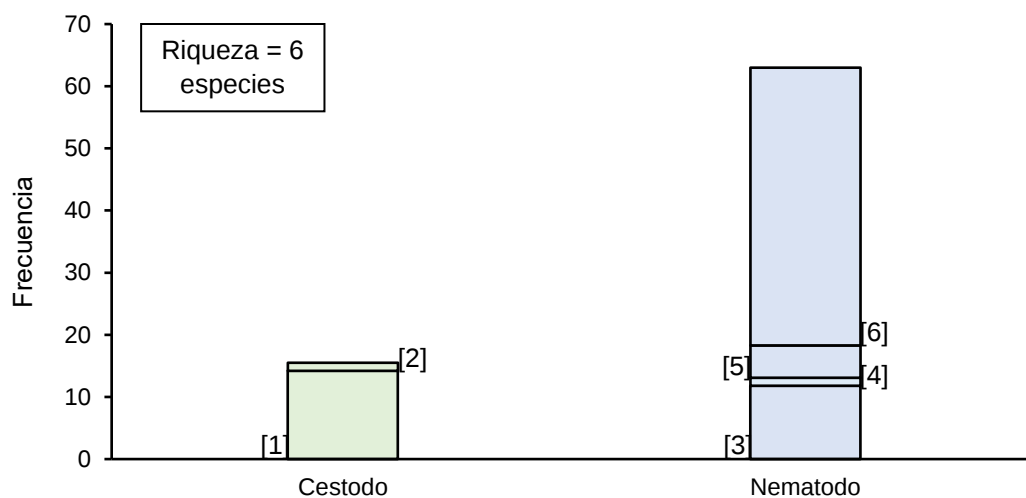


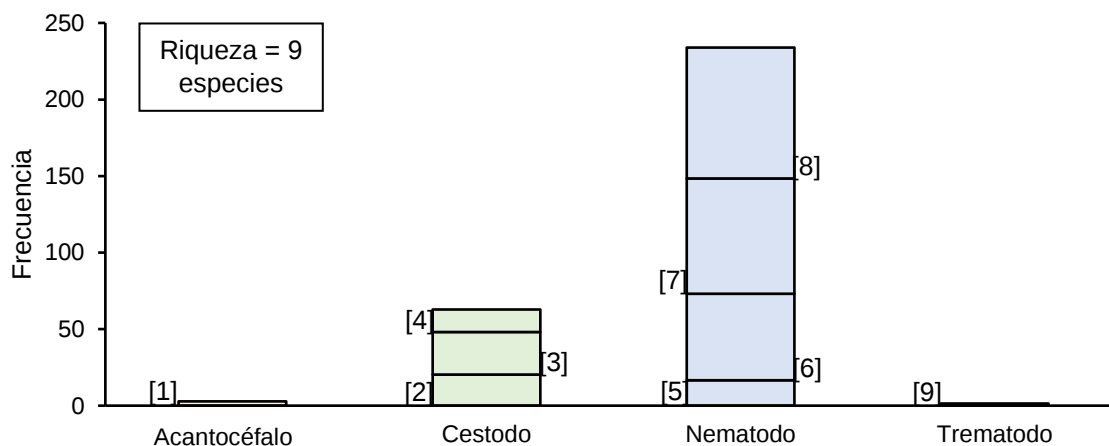
Figura 25. *Syphacia obvelata*. *Imagen con zoom digital adicional.

En total se colectaron 4946 helmintos, que comprenden: 6 acantocefalos, 183 cestodos, 4763 nematodos y 2 trematodos. El 64.4% (76) de *M. musculus* y el 95.6% (69) de *R. norvegicus* se encontraba infectados con al menos una especie de helminto. La riqueza y la abundancia de especies de endoparásitos fue mayor en *R. norvegicus* en comparación con *M. musculus* (Figura 26 y 27; Cuadro 21 y 25).



- [1] *H. taeniaeformis* larvae 14.2% (N=42) [2] *R. nana* 1.3% (N=76)
 [3] *Aspiculuris* sp 11.8% (N=76) [4] *Eucoleus* sp 1.3% (N=76)
 [5] *N. brasiliensis* 5.2% (N=76) [6] *S. obvelata* 44.7% (N=76)

Figura 26. Frecuencia y riqueza de infección con endoparásitos en *Mus musculus*.



- [1] *M. moniliformis* 2.8% (N=69) [2] *H. taeniaeformis* larvae 20.3% (N=64)
 [3] *H. diminuta* 27.8% (N=61) [4] *R. nana* 14.7% (N=61) [5] *C. hepaticum* 16.6% (N=66)
 [6] *Eucoleus* sp 56.5% (N=69) [7] *H. spumosa* 75.3% (N=69)
 [8] *N. brasiliensis* 85.5% (N=69) [9] *N. imbricatus* 2.89% (N=69)

Figura 27. Frecuencia y riqueza de infección con endoparásitos en *Rattus norvegicus*.

Cuadro 21. Frecuencia, abundancia e intensidad de infección con helmintos.

CLASIF	ESPECIE	FC	IC 95	No. ENDO	M _o	M _e	Q ₁	Q ₃	RANGO
<i>Mus musculus</i>									
Cestodo	<i>H. taeniaeformis</i>	14.2% (42)	6 – 27.3	14	1	1	1	1	1 – 6
Cestodo	<i>R. nana</i>	1.3% (76)	0.006 – 6.3	1	–	–	–	–	–
Nematodo	<i>Aspiculuris</i> sp	11.8% (76)	5.9 – 20.6	178	1	2	1	28	1 – 95
Nematodo	<i>Eucoleus</i> sp	1.3% (76)	0.06 – 6.3	1	–	–	–	–	–
Nematodo	<i>N. brasiliensis</i>	5.2% (76)	1.6 – 12.2	14	2	2	2	2	1 – 4
Nematodo	<i>S. obvelata</i>	44.7% (76)	33.8 – 56	433	1	4.5	1	11	1 – 110
<i>Rattus norvegicus</i>									
Acantocéfalo	<i>M. moniliformis</i>	2.8% (69)	0.4 – 9.2	6	3	3	3	3	3 – 3
Cestodo	<i>H. taeniaeformis</i>	20.3% (66)	12.9 – 32.6	19	1	1	1	1	1 – 6
Cestodo	<i>H. diminuta</i>	27.8% (61)	18.1 – 40.2	130	1	1	1	7.5	1 – 67
Cestodo	<i>R. nana</i>	14.7% (61)	7.7 – 25.9	19	1	1	1	2	1 – 9
Nematodo	<i>C. hepaticum</i>	16.6% (66)	9.3 – 27.8	194	1	1	1	11	1 – 124
Nematodo	<i>Eucoleus</i> sp	56.5% (69)	44.6 – 67.8	162	2	3	2	5	1 – 21
Nematodo	<i>H. spumosa</i>	75.3% (69)	64.2 – 84.4	1589	3	11	3.2	28	1 – 251
Nematodo	<i>N. brasiliensis</i>	85.5% (69)	75.6 – 92.4	2186	3	31	9.5	52.5	1 – 142
Trematodo	<i>N. imbricatus</i>	1.4% (69)	0.07 – 6.9	2	–	–	–	–	–

FC = Frecuencia % (n – analizados); IC 95 = Intervalo de confianza del 95%; No. Endo. = Número de endoparásitos colectados; M_o = Moda; M_e = Mediana; Q₁ = Primer cuartil; Q₃ = Tercer cuartil.

La frecuencia de infección por especie, resultado significativo, además de la edad en *R. norvegicus*. La categoría sexo no resultado significativa, sin embargo, la condición reproductiva en el caso particular del parásito *Eucoleus* sp, en *R. norvegicus*, si fue significativa. Para el cálculo de frecuencia de infección con helmintos y con cestodos

se descartó *H. taeniaeformis* larvae en ambos roedores. En frecuencia de infección con nematodos se descartó *C. hepaticum* en *R. norvegicus* debido a variaciones en la N = Total (Cuadro 22) .

Cuadro 22. Prueba Chi - cuadrada (χ^2) corregida de Yates, comparación entre parámetros morfométricos del hospedero y frecuencia de infección con endoparásito-fauna.

NIVEL DE COMPARACIÓN	GRUPO	POS	NEG	TOTAL	χ^2	P – VALOR
Frec. de infección con helmintos	<i>M. musculus</i>	43	33	76	24.99	0.0000002
	* <i>R. norvegicus</i>	65	4	69		
Frec. de infección con cestodos	<i>M. musculus</i>	1	75	76	37.5	<0.0000001
	* <i>R. norvegicus</i>	31	38	69		
Frec. de infección con nematodos	<i>M. musculus</i>	43	33	76	22.64	0.0000009
	* <i>R. norvegicus</i>	64	5	69		
Frec. de infección con <i>Eucoleus</i> sp	<i>M. musculus</i>	1	75	76	52.45	<0.0000001
	* <i>R. norvegicus</i>	39	30	69		
Frec. de infección con <i>N. brasiliensis</i>	<i>M. musculus</i>	6	70	76	84.97	<0.0000001
	* <i>R. norvegicus</i>	59	10	69		
Frec. de infección con <i>R. nana</i>	<i>M. musculus</i>	1	75	76	6.02	0.007
	* <i>R. norvegicus</i>	9	60	69		
Frec. de infección con helmintos	*Adulto <i>R. norvegicus</i>	51	0	51	8.30	0.001
	Juvenil <i>R. norvegicus</i>	14	4	18		
Frec. de infección con cestodos	*Adulto <i>R. norvegicus</i>	4	14	18	3.90	0.02
	Juvenil <i>R. norvegicus</i>	27	24	51		
Frec. de infección con nematodos	*Adulto <i>R. norvegicus</i>	50	1	51	5.39	0.01
	Juvenil <i>R. norvegicus</i>	14	4	18		

Frec. de infección con <i>H. diminuta</i>	*Adulto <i>R. norvegicus</i>	16	35	51	3.48	0.03
	Juvenil <i>R. norvegicus</i>	1	17	18		
Frec. de infección con <i>Eucoleus</i> sp	*Adulto <i>R. norvegicus</i>	36	15	51	13.62	0.001
	Juvenil <i>R. norvegicus</i>	3	15	18		
Frec. de infección con <i>N. brasiliensis</i>	*Adulto <i>R. norvegicus</i>	46	5	51	2.17	0.07
	Juvenil <i>R. norvegicus</i>	13	5	18		
Frec. de infección con <i>H. spumosa</i>	*Adulto <i>R. norvegicus</i>	9	9	18	6.69	0.004
	Juvenil <i>R. norvegicus</i>	43	8	51		
Frec. de infección con <i>Eucoleus</i> sp	Inactiva <i>R. norvegicus</i>	11	18	29	5.38	0.01
	*Gest. + Lact. <i>R. norvegicus</i>	6	0	6		

P-valor < 0.05 significativo. *Corresponde al grupo con mayor frecuencia.

La abundancia de infección por especie, resultó significativo, sin embargo, el efecto observado se aproxima a un valor pequeño. Las categorías: edad, sexo y condición reproductiva, no resultaron significativas. Para la realización de esta prueba se descartaron valores de abundancia igual a cero y grupos con N < 5. En abundancia de infección con nematodos se descartó *C. hepaticum* y en abundancia de cestodos *H. taeniaeformis* debido a variaciones en la N = Total (Cuadro 23).

Cuadro 23. Prueba U de Mann – Whitney. Comparación entre variables del hospedero y abundancia de infección con endoparásito – fauna.

NIVEL DE COMPARACIÓN	GRUPO	N	RANGO $\bar{X}$	U	P – VALOR	PS _{EST}
Abundancia de helmintos	<i>M. musculus</i>	43	12.97	455.5	3.3E-09	0.1
	* <i>R. norvegicus</i>	65	41.52			
Abundancia de nematodos	<i>M. musculus</i>	43	12.84	428	1.6E-09	0.1
	* <i>R. norvegicus</i>	64	41.15			

Abundancia de helmintos	*Adulto <i>R. norvegicus</i>	51	27.57	247.5	0.08	–
	Juvenil <i>R. norvegicus</i>	14	5.42			
Abundancia de nematodos	*Adulto <i>R. norvegicus</i>	50	27.01	246	0.09	–
	Juvenil <i>R. norvegicus</i>	14	5.48			

*P < 0.05 = significativo. N = Tamaño muestral; U = U de Mann-Whitney; P_{Sest} = Probabilidad de superioridad (tamaño del efecto). *Corresponde al grupo con mayor abundancia.

Se identificó una correlación positiva entre: el peso, largo total y largo a la base de la cola, con la abundancia del helmintos en *R. norvegicus*, particularmente con los endoparásitos *N. brasiliensis* y *H. spumosa* (Cuadro 24).

Cuadro 24. Correlación de Spearman. Comparación entre variables no categóricas del hospedero y endoparásito – fauna.

NIVEL DE COMPARACIÓN	GRUPO	RHO	P – VALOR
Abundancia de helmintos	Peso <i>R. norvegicus</i>	0.32	0.007
Abundancia de helmintos	LBC <i>R. norvegicus</i>	0.28	0.01
Abundancia de helmintos	LT <i>R. norvegicus</i>	0.34	0.004
Abundancia de <i>N. brasiliensis</i>	Peso <i>R. norvegicus</i>	0.3	0.01
Abundancia de <i>N. brasiliensis</i>	LBC <i>R. norvegicus</i>	0.22	0.08
Abundancia de <i>N. brasiliensis</i>	LT <i>R. norvegicus</i>	0.25	0.05
Abundancia de <i>H. spumosa</i>	LBC <i>R. norvegicus</i>	0.23	0.09
Abundancia de <i>H. spumosa</i>	LT <i>R. norvegicus</i>	0.32	0.02

*P < 0.05 = significativo. rho = coeficiente de correlación de Spearman.

Cuadro 25. Índices de biodiversidad – endoparásitos.

ÍNDICE	RATÓN DOMÉSTICO	RATA NORUEGA
Shannon – Wiener (H')	0.8	1.14
Índice de diversidad de Simpson	0.47	0.61
Equidad de Pielou	0.45	0.51
Dominancia de Berger – Parker	0.67	0.50
Similitud de Jaccard	0.36	

Los helmintos fueron depositados en la Colección Nacional de Helmintos (CNHE) del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México (IBUNAM) (Cuadro 26).

Cuadro 26. Números de depósito de helmintos en la colección (CNHE).

ENDOPARÁSITO	NÚMERO DE DEPÓSITO
<i>Aspicularis</i> sp	12116
<i>C. hepaticum</i>	12112
<i>Eucoleus</i> sp	12117
<i>H. spumosa</i>	12108
<i>H. taeniaeformis</i>	12110, 12115
<i>H. diminuta</i>	12114
<i>M. moniliformis</i>	12106
<i>N. brasiliensis</i>	12105, 12113
<i>N. imbricatus</i>	12109
<i>R. nana</i>	12111, 12118

<i>S. obvelata</i>	12107
--------------------	-------

Evaluación entre endo y ectoparásitos:

La categoría de parásitofauna (endo y ectoparásitos), tanto en frecuencia y abundancia resulto significativo (Cuadro 27 y 28).

Cuadro 27. Prueba Chi – cuadrada (χ^2) corregida de Yates. Comparación entre frecuencia de infestación con ectoparásitos y frecuencia de infección con endoparásitos.

NIVEL DE COMPARACIÓN	GRUPO	POS	NEG	TOTAL	χ^2	P – VALOR
Frecuencia de parásitofauna	Ecto <i>M. musculus</i>	17	59	76	17.21	0.00001
	*Endo <i>M. musculus</i>	43	33	76		
Frecuencia de parásitofauna	Ecto <i>R. norvegicus</i>	52	24	76	13.82	0.0001
	*Endo <i>R. norvegicus</i>	65	4	69		

P-valor < 0.05 significativo. *Corresponde al grupo con mayor frecuencia. Ecto = ectoparásitos, endo = endoparásitos.

Cuadro 28. Prueba U de Mann – Whitney. Comparación entre abundancia de infestación con ectoparásitos y abundancia de infección con endoparásitos.

NIVEL DE COMPARACIÓN	GRUPO	N	RANGO $\bar{X}$	U	P – VALOR	PS _{EST}
Abundancia de parásitofauna	Ecto <i>M. musculus</i>	17	4.68	128	5.7E-05	0.17
	*Endo <i>M. musculus</i>	43	25.81			
Abundancia de parásitofauna	Ecto <i>R. norvegicus</i>	52	14.07	268.5	5.4E-15	0.08
	*Endo <i>R. norvegicus</i>	65	44.92			

* $P < 0.05$ = significativo. N = Tamaño muestral; U = U de Mann-Whitney; PSest = Probabilidad de superioridad (tamaño del efecto). *Corresponde al grupo con mayor abundancia. Ecto = ectoparásitos, endo = endoparásitos.

VII. DISCUSIÓN

El ratón doméstico (*Mus musculus*) y la rata noruega (*R. norvegicus*) han coexistido con el humano durante siglos, y actualmente son considerados plaga o fauna nociva a nivel mundial (Mori *et al.*, 2019). En México y en la Ciudad de México, se han reportado tres especies de roedores sinantrópicos e invasores: *M. musculus*, la rata *R. norvegicus* y la rata negra (*Rattus rattus*) (Hortelano-Moncada *et al.*, 2016). Sin embargo, a lo largo del Canal Nacional, no existían registros previos. En el contexto del canal, *M. musculus*, *R. norvegicus* y los ectoparásitos que albergan representan un riesgo hacia la salud humana y de los animales domésticos de la zona, debido a que, al ser un área recreativa (parque lineal), se favorece la exposición hacia los agentes patógenos. Además, el canal es un área de valor ambiental, por lo que estos roedores podrían amenazar a las poblaciones locales de flora y fauna ya sea por competencia, depredación o transmisión de enfermedades (Panti May *et al.*, 2018; Vadell *et al.*, 2014). Asimismo, el agua de este canal podría facilitar el transporte, al fungir como un corredor para estos roedores, favoreciendo la diseminación de patógenos hacia la zona lacustre de los ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco, áreas donde actualmente se realizan prácticas de agricultura (sistema de chinampas y de tablas) (Mendoza, 2018) y ganadería (principalmente de traspatio y pequeñas explotaciones de ganado lechero y porcino) (Cavalloti *et al.*, 2019).

Con base en nuestros objetivos se demuestra que la riqueza y abundancia de especies de helmintos y ectoparásitos es mayor en *R. norvegicus* en comparación con *M. musculus*, coincidiendo con otros estudios (Ho *et al.*, 2021). Los resultados de la prueba Chi – cuadrada (X^2) corregida de Yates y U de Mann – Whitney muestran que tanto en ecto como en endoparásitos, el valor de “especie de hospedero” es significativo, con prevalencia y abundancia mayores en *R. norvegicus*. El índice de Shannon – Wiener (H') y la equidad de Pielou en ambas categorías ecto y endoparásitos es mayor en *R. norvegicus*, lo cual refleja una mayor diversidad de especies y abundancia de parásitos. Esta diferencia es más notoria en endoparásitos, donde un índice de similitud de Jaccard cercano a cero

indica, que no hay muchas especies compartidas entre los dos roedores. Las especies que comparten son: *H. taeniaeformis* larvae, *R. nana*, *N. brasiliensis* y *Eucoleus* sp. En México, solamente en el estado de Tabasco reportan la infección con *N. brasiliensis* en ambas especies de roedor (Cigarroa-Toledo *et al.*, 2017). En este estudio identificamos, que la especie y el tamaño corporal (peso, largo total y largo a la base de la cola) son significativos, en la composición de helmintos y ectoparásitos; se observó una correlación positiva significativa en las variables: peso, largo total y largo a la base de la cola; con la abundancia de helmintos, especialmente con los nematodos *N. brasiliensis* y *H. spumosa* encontrados en *R. norvegicus*. Los patrones de infecciones parasitarias están moldeados tanto por factores intrínsecos y extrínsecos (Alonso *et al.*, 2020; Behnke 1975; Morand, 2015; Poulin, 2004; Guerreiro Martins, 2020). A mayor tamaño corporal, mayor es el hábitat potencial y los nutrientes disponibles que favorecen la colonización de parásitos (Morand, 2015), en este sentido, *M. musculus* es mucho más pequeño que *R. norvegicus*. Además, la rata *R. norvegicus* representa una especie dominante en comparación con el ratón *M. musculus* (Triunverí y Scalise, 2012), por lo que, probablemente tenga mayor acceso a recursos a lo largo del canal, favoreciendo así la adquisición de parásitos, todos estos factores a su vez están altamente correlacionados con otros, por ejemplo: edad, dieta, rango de hogar y comportamiento, entre otros.

En cuanto a la evaluación entre ecto y endoparásitofauna, la prueba de Chi – cuadrada (X^2) corregida de Yates y U de Mann – Whitney indican que sí existe relación, tanto en frecuencia como carga parasitaria entre los dos grupos: ecto y endoparásitos. Sin embargo, existen muy pocos estudios que exploren cómo la carga de endoparásitos se relaciona con la carga de ectoparásitos (Bellay *et al.*, 2015; Holmstad *et al.*, 2008). En mamíferos, un estudio encontró que las infecciones por sarna sarcóptica (*Sarcoptes scabiei*) se asociaron con una mayor prevalencia de cestodos y nematodos en zorros (Balestrieri *et al.*, 2006); en ovejas Merino (James *et al.*, 2002) reporta que la susceptibilidad individual a los piojos masticadores ovinos (*Bovicola ovis*) se asoció positivamente con los niveles de nematodos gastrointestinales (Holmstad *et al.*, 2008). En roedores, no existen

estudios donde exploren esta asociación. Una posible explicación, es que los parásitos pueden tener efectos profundos en las características relacionadas con la aptitud de los hospedadores (Holmstad *et al.*, 2008), por ejemplo, la respuesta inmune del hospedador a la infección con diferentes tipos de parásitos puede influir en la susceptibilidad hacia otros agentes patógenos (Mabbott, 2018).

A continuación, se discutirán los aspectos más relevantes de cada una de las especies de parasitofauna identificadas:

Ectoparásitos:

En México la diversidad de ectoparásitos asociados con roedores sinantrópicos y la transmisión de sus patógenos ha sido poco estudiada y a lo largo del Canal Nacional de la Ciudad de México no existen estudios previos. Los mayores esfuerzos de investigación se han concentrado en el estado de Yucatán (Baak-Baak *et al.*, 2016; Torres-Castro *et al.*, 2018). En la Ciudad de México existe solamente un reporte previo (Mooser y Castaneda, 1932) donde mencionan cuatro especies: 1 piojo y 3 pulgas, coincidiendo con tres especies de este estudio: el piojo *Polyplax spinulosa* y las pulgas *Nosopsyllus fasciatus* y *Xenopsylla cheopis*.

En el presente estudio se describen tres especies de ectoparásitos: las pulgas *N. fasciatus* y *X. cheopis* y el piojo *P. spinulosa*. Los ácaros fueron evaluados como especie única (Especie 1). En *M. musculus*, los ácaros son dominantes, lo cual refleja un índice de Berger – Parker elevado y un índice de diversidad de Simpson cercano a cero. Por el contrario, en la rata noruega, los índices de Berger – Parker y Simpson reflejan mayor equidad en la composición de ectoparásitos. Asimismo, varios autores han demostrado que todos los ectoparásitos identificados en este estudio pueden ser vectores en la transmisión de patógenos con potencial zoonótico (Dénes y Röst, 2018; Ho *et al.*, 2021; Moreno Salas *et al.*, 2019; Sánchez-Montes *et al.*, 2019; Špitalská *et al.*, 2015).

En cuanto a los géneros bacterianos, se identificó la presencia de *Bartonella* y *Rickettsia* en la pulga *X. cheopis* y *Bartonella* en el piojo *P. spinulosa*. Aunque no podemos afirmar que *N. fasciatus* es un vector competente de estas bacterias a lo

largo del Canal Nacional, tampoco se puede descartar el riesgo existente. En México, se han reportado cinco especies de rickettsias que causan enfermedades en humanos: *Rickettsia akari*, *R. prowazekii*, *R. typhi*, *R. felis* y *R. rickettsii* (Sánchez-Montes *et al.*, 2016). *R. typhi* ha sido documentada en *R. norvegicus* en el estado de Hidalgo (Sánchez-Montes *et al.*, 2019) y en *R. rattus* y *M. musculus* en Yucatán, así como, *R. felis* en *M. musculus* en Yucatán (Torres-Castro *et al.*, 2018). *R. typhi*, produce casos febriles con un amplio rango de severidad que pueden llevar a insuficiencia sistémica (Sánchez-Monte *et al.*, 2019); lo cual resulta inquietante al conocer que, el Centro Nacional de Vigilancia Epidemiológica (Anuario de Morbilidad, periodo 2022) reporta casos recientes de Tifo murino en la población. Entre la variedad de Bartonellas zoonóticas: *Bartonella elizabethae*, *B. grahamii*, *B. henselae*, *B. tribocorum* y *B. vinsonii* subesp. *arupensis*, se describen en asociación con reservorios de roedores (Böge *et al.*, 2021; Dehio, 2004). *B. elizabethae* se encuentra reportada en *R. norvegicus* en el estado de Hidalgo (Sánchez-Montes *et al.*, 2019), una bacteria transmitida principalmente por la pulga de la rata *X. cheopis*, que causa endocarditis en el humano y en el perro (Sánchez-Montes *et al.*, 2019).

Endoparásitos:

En México, los helmintos reportados en roedores sinantrópicos provienen de nueve estados del país abarcando al menos treinta y seis especies de helmintos: 2 acantocéfalos, 7 cestodos, 24 nematodos y 3 trematodos (Blanco-Pineda, 2004; Angulo-Cruz, 2014; Panti-May *et al.*, 2021). En la Ciudad de México los estudios provienen de siete publicaciones, siendo todas tesis de licenciatura (Caballero y Caballero 1939; Cerecero, 1943a, b; García-Prieto *et al.* 2012; Mazzotti y Alcántar, 1954; De la Rosa y Priego, 2000; Blanco-Pineda, 2004); en donde se han reportado diez especies de helmintos: 3 trematodos, 3 cestodos y 4 nematodos. Coincidiendo con cinco especies de este estudio: *Hydatigera taeniformis* larvae, *Hymenolepis diminuta*, *Rodentolepis nana*, *Heterakis spumosa* y *Nippostrongylus brasiliensis*. Y divergiendo con cinco especies: *Syphacia muris*, *Trichuris muris*, *Echinostoma revolutum*, *Euparyphium ochoterenai* y *Fibricola caballeroi*. Entre las localidades

estudiadas están: el Bosque de Chapultepec, algunos mercados de la ciudad y una penitenciaria.

En el presente estudio se reportan 11 especies de helmintos. De estos se reporta por primera vez en la Ciudad de México cinco especies de helmintos: *M. moniliformis*, *N. imbricatus*, *Eucoleus* sp (sugerente a *gastricus*), *C. hepaticum* y *S. obvelata*. Y en México, tres especies: *Eucoleus* sp (sugerente a *gastricus*), *C. hepaticum* y *N. imbricatus*. Los índices de Berger – Parker y de diversidad de Simpson, al igual que con los ectoparásitos, reflejan una menor dominancia y mayor equidad de endoparásitos en *R. norvegicus* en comparación con *M. musculus*.

Acantocéfalos:

Moniliformis moniliformis: en México, se encuentra reportado previamente en *R. norvegicus* en Michoacán y Tabasco con frecuencia de 8.7% (23) (Panti-May *et al.*, 2021), mayor a los resultados de este estudio 2.8% (69), en la Ciudad de México no existían registros previos. Los hospederos definitivos incluyen ratas, ratones, perros y gatos. El principal factor de riesgo para su presencia es la existencia de cucarachas, quienes fungen como hospedero intermediario. La infección en humanos es rara, sin embargo, puede ocurrir de manera accidental (Berenji y Hosseini, 2007), y los síntomas en humanos incluyen: diarrea, dolor abdominal, cansancio y somnolencia (Ikeh *et al.*, 1992). Por lo tanto, es un helminto que se considera de riesgo para la salud humana y animal de la zona (Khalaf, 2021).

Cestodos:

Hydatigera taeniaeformis larvae: la forma adulta de este cestodo parasita a gatos (hospedero definitivo), y su forma larvaria afecta al parénquima hepático de *M. musculus* y *R. norvegicus* (hospederos intermediarios), su hallazgo en este estudio demuestra indirectamente que también está presente en las poblaciones de gatos de la zona, debido a que son estos los que diseminan los huevos que luego serán ingeridos por los roedores. En los gatos la infección suele ser asintomática, aunque se ha reportado obstrucción intestinal por infecciones con más de 30 gusanos, pérdida de peso y hematoquecia. Los reportes en humanos son escasos, sin

embargo, la infección oportunista puede ocurrir. Por lo que representa un riesgo para la salud animal de la zona. En México, los reportes de este parásito en gatos son escasos. Sin embargo, existen registros en la Ciudad de México (Pacheco-Coronel, 2010; Panti-May *et al.*, 2023). La forma larvaria de este parásito se encuentra reportado previamente en *M. musculus* y *R. norvegicus* en la Ciudad de México, Hidalgo y Yucatán (Panti-May *et al.*, 2021). En *M. musculus* reportan prevalencias de 1.3% (74) a 17.3% (52), este último similar a lo reportado en este estudio 14.2% (42), en *R. norvegicus* no existían datos previos sobre su prevalencia en México.

Hymenolepis diminuta y *R. nana*: los hospederos definitivos implican humanos, ratas y ratones, representando un riesgo hacia la salud humana de la zona. En el caso de *H. diminuta* su ciclo de vida es indirecto y requiere un hospedero intermediario (artrópodos), en donde la infección en humanos ocurre accidentalmente al ingerir el hospedero intermediario (Brar *et al.*, 2021). *R. nana* tiene un ciclo de vida directo, por lo que no requiere un hospedador intermediario y existe la posibilidad de autoinfección; su transmisión habitual es fecal-oral (por ingesta de huevos infectivos) y es considerado la cestodosis más frecuente en humanos (Coello-Peralta *et al.*, 2020; Brar *et al.*, 2021). Las manifestaciones clínicas varían, desde infecciones asintomáticas hasta cuadros severos con parasitosis masivas, siendo éstas más frecuentes en niños. Algunos síntomas incluyen anorexia, dolor abdominal, irritabilidad y diarrea (Cabeza *et al.*, 2015). En México, la Himenolepiosis se ha reportado en la Ciudad de México, Colima, Chiapas, Estado de México, Guerrero, Michoacán, Nayarit, Oaxaca, Sinaloa y San Luis Potosí (Ávila, 2017; Martínez-Barbabosa *et al.*, 2012). También, existen reportes de *H. diminuta* y *R. nana* en roedores sinantrópicos en la Ciudad de México, Michoacán, Hidalgo, Tabasco y Yucatán. En *M. musculus* se ha reportado una frecuencia de *R. nana* del 33.3% (21) en Hidalgo (Panti-May *et al.*, 2021; Velazco-Cruz *et al.*, 2019), mayor a la encontrada en el presente estudio 1.3% (76). Los mismos autores reportan una frecuencia de 30.4% (23) en *R. norvegicus* analizadas en Tabasco, mayor a la reportada en el presente estudio 14.7% (61). De *H. diminuta* existe un reporte en

Tabasco en *R. norvegicus* (Panti-May et al., 2021), donde mencionan 13% (23), menor a 27.8% (61) de este estudio.

Nematodos:

Aspiculuris sp (sugerente a *tetraptera*) y *S. obvelata*: ambos nematodos oxiuros son comunes en roedores (Abdel-Gaber et al., 2018). Las dos especies son consideradas parásitos de *M. musculus* – hospedador definitivo y poseen ciclo de vida directo; su presencia en *R. norvegicus* es rara (Abdel-Gaber et al., 2018). La transmisión ocurre mediante la ingestión de huevos embrionados y la infección simultánea con ambas especies es comúnmente reportada en el ratón (Abdel-Gaber et al., 2018), un estudio (Allymehr et al., 2012) reportó la prevalencia de *S. obvelata* 42% y *A. tetraaptera* 19% en *M. musculus* en granjas avícolas en Irán, coincidiendo con los resultados de este estudio 44.7% (76) y 11.8% (76) respectivamente (debido a que la prevalencia *S. obvelata* fue mayor en ambos casos); Grano-Maldonado 2014, también reporta una mayor prevalencia de *S. obvelata* en *M. musculus* de bioterios de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), en la Ciudad de México, sin embargo, contrario a los resultados de este estudio (Abdel-Gaber et al. 2018) menciona que, en infecciones concurrentes se podría esperar una mayor prevalencia de *A. tetraaptera* debido a que su mayor esperanza de vida permite la acumulación de este parásito en sus hospedadores. Una posible explicación a la infección simultánea es la preferencia de ambos parásitos por sitios ligeramente distintos a lo largo del tracto digestivo y en consecuencia, no compiten directamente por recursos y pueden coexistir (Abdel-Gaber et al., 2018). El género *Syphacia* podría tener implicaciones zoonóticas, ya que se reportó un caso humano con *S. obvelata* en Filipinas (Riley, 1919). Y más recientemente en Egipto reportaron *S. muris* y *Syphacia* spp también en humanos (Mahmoud et al., 2009). En la Ciudad de México, no existían reportes previos de *S. obvelata* y *A. tetraaptera* en roedores sinantrópicos; en Yucatán se menciona el género *Aspiculuris* sp en *R. rattus*, con una frecuencia del 8.3% (84), menor al 11.8% (76) de este estudio en *M. musculus*. Por otra parte, *S. obvelata* se encuentra reportado en Hidalgo, Tabasco y Yucatán

en *M. musculus*, con prevalencias que varía entre 3.8% (159) al 28.6% (21) (Panti-May *et al.*, 2021), menor a lo reportado por nosotros 44.7% (76).

Nippostrongylus brasiliensis y *H. spumosa*: son nematodos no zoonóticos de ciclo directo, que naturalmente infectan el tracto digestivo de las ratas, (Grandón-Ojeda *et al.*, 2022; Ogilvie y Jones, 1971). En México *N. brasiliensis* se encuentra reportado en *R. norvegicus* en la Ciudad de México, Michoacán y Tabasco con prevalencia de 34.8% (23) menor al 85.5% (69) en *R. norvegicus* de este estudio. En *M. musculus* se encuentra reportado en Tabasco con prevalencia de 6.2% (16) y 81.2% (154), el presente es el primer reporte en la Ciudad de México en *M. musculus*, con una prevalencia de 5.2% (76). Por su parte, *H. spumosa* está reportado previamente en *R. norvegicus* en la Ciudad de México, Michoacán, Guanajuato y Tabasco, en este último con prevalencia del 13% (23), que es mucho menor al 75.3% (69) del presente.

Calodium hepaticum: es un nematodo zoonótico de ciclo directo, que afecta el parénquima hepático de roedores (principalmente) y otros mamíferos entre ellos el perro y el gato (Sinniah *et al.*, 2014). El humano es un hospedero accidental (más de 70 casos han sido registrados alrededor del mundo, siendo los niños los más afectados) (Walker *et al.*, 2017). Por lo tanto, su hallazgo representa un riesgo para la salud humana y animal de la zona. La transmisión ocurre mediante la ingestión de huevos embrionados (en el parénquima hepático los huevos no son infectivos, se vuelven infectivos después de 28 días en el ambiente), el método de dispersión en roedores comúnmente ocurre por canibalismo. Los humanos se infectan al ingerir comida, agua e incluso suelo o vegetación contaminada, y los signos clínicos incluyen, fiebre, eosinofilia, fibrosis hepática y en casos severos puede ser fatal (Moreira *et al.*, 2013). En México no existen reportes previos de *C. hepaticum* en roedores sinantrópicos, un estudio en Brasil reporta prevalencias de 45% (74) en *R. norvegicus* mayor a 16.6% (66) de este estudio (Simões *et al.*, 2014).

Eucoleus sp (sugerente a *gastricus*): corresponde a un género en el que dos especies presentes a lo largo del tracto gastrointestinal, *E. bacillatus* y *E. gastricus*, han sido reportadas (Rothenburger *et al.*, 2014). Sin embargo, *E. bacillatus* nunca

ha sido descrito en *R. norvegicus* (Rothenburger *et al.*, 2014), por lo que es más probable que la especie encontrada aquí corresponda a *E. gastricus*. En *M. musculus* se ha descrito *E. plumosus* en el intestino delgado (Spratt, 2006). La imposibilidad de determinar la especie en ambos casos se atribuye al limitado rango de características morfológicas distintivas en el grupo de los capiláridos, lo que ya ha sido reportado por otros autores (Spratt, 2006; Rothenburger *et al.*, 2014). En México no existen reportes previos de *Eucoleus* en roedores sinantrópicos; aunque en el estado de Hidalgo existe un estudio que reportó *E. gastricus* recuperado del intestino grueso, con prevalencia de 6% (17), en el ratón ciervo (*Peromyscus maniculatus*) (Pulido-Flores *et al.*, 2005) mayor a 1.3% (76) reportado en este estudio en *M. musculus*. En cuanto a *R. norvegicus* un estudio en Canadá reporta prevalencias de *Eucoleus* sp 43.1% (183), menor a 56.5% (69) de este estudio (Rothenburger *et al.*, 2014).

Trematodos:

La única especie registrada correspondió morfológicamente con *N. imbricatus*, que es un Digeneo que suele parasitar patos (*Anatidae*) como el pato cucharón (*Spatula clypeata*). Su hallazgo es una ocurrencia rara en *R. norvegicus* (hospedador accidental), sin embargo, la escases de ejemplares encontrados (dos) sugiere que este diagnóstico debe tomarse con precaución y completarse analizando más ratas en busca de más ejemplares, y adicionar otras técnicas diagnósticas como el análisis de secuencia genéticas. Los hospedadores intermediarios son moluscos, que muy probablemente existen en las inmediaciones del Canal Nacional. En México no existían reportes de este parásito, pero un estudio en los Países Bajos ya había registrado su presencia en la especie con una prevalencia de 10.5% (38) (Franssen *et al.*, 2016), lo que es superior a lo reportado en este estudio 1.4% (69).

VIII. CONCLUSIÓN

El presente estudio analizó la parásitofauna (endo y ectoparásitos) en dos especies de roedores móridos invasores, la rata noruega (*Rattus norvegicus*) y el ratón doméstico (*Mus musculus*). Capturados a lo largo Canal Nacional, de la Ciudad de México. Además, a partir de los ectoparásitos colectados (pulgas y piojos), se evaluó la presencia de géneros bacterianos de importancia médica. Los resultados identifican la presencia de helmintos, ectoparásitos y dos géneros bacterianos con potencial zoonótico. La relevancia específica radica en las consecuencias, de acuerdo con la literatura, para la salud pública y animal de los helmintos: *Calodium hepaticum*, *Hymenolepis diminuta*, *Hydatigera taeniaeformis* larvae, *Moniliformis moniliformis*, *Rodentolepis nana* y *Syphacia obvelata*; los ectoparásitos: *Nosopsyllus fasciatus*, *Xenopsylla cheopis* y *Polyplax spinulosa*. Y finalmente los géneros bacterianos *Bartonella* y *Rickettsia*. Además, es posible que las características de la zona de estudio favorezcan la exposición humana y de otros animales domésticos a dichos agentes patógenos.

Con base en los objetivos se identificó que:

- ☑ La riqueza de endo y ectoparásitos es mayor en la *R. norvegicus* en comparación con *M. musculus*.
- ☑ La abundancia de endo y ectoparásitos es mayor en *R. norvegicus* en comparación con *M. musculus*.
- ☑ Las variables del hospedador: especie, peso, longitud total y longitud a la base de la cola son estadísticamente significativas en cuanto a riqueza y abundancia de parásitofauna (endo y ectoparásitos).

Finalmente debido al hecho, de que existen muy pocos estudios relacionados, a la parásitofauna en estos roedores; particularmente en la Ciudad de México, un área altamente urbanizada, que sin pretenderlo brinda las condiciones para el establecimiento y proliferación de los roedores sinantrópicos. Cobra relevancia dar

seguimiento a los resultados de este estudio con la finalidad de identificar posibles amenazas de transmisión de enfermedades; en un futuro se deben estudiar los factores de riesgo epidemiológico que influyen en los patrones de infección, bajo la perspectiva de “Una Sola Salud”. Y a su vez, implementar medidas de prevención, como saneamiento público y concientización a la población. También, un programa de vigilancia epidemiológica con muestreos estratégicos en otras zonas de la ciudad es esencial para comprender mejor la función de estos roedores como hospedadores definitivos, intermediarios o reservorios de enfermedades en una gran metrópoli. Entre estas enfermedades, es importante evaluar a futuro si *M. musculus* y *R. norvegicus* actúan como reservorios de *Bartonella* y *Rickettsia* a lo largo del Canal Nacional, así como, identificar los agentes bacterianos por especie.

Los resultados obtenidos aquí servirán como referencia para comparar y contrastar hallazgos en futuras investigaciones, particularmente en la Ciudad de México; lo cual a su vez permitiría identificar patrones más generales, posibles variaciones entre localidades, temporales o entre los diferentes grupos poblacionales de roedores. Favoreciendo así, el diseño e implementación de mejores estrategias de prevención hacia la salud humana y animal de la zona.

Referencias bibliográficas:

- Abdel-Gaber, R., Abdel-Ghaffar, F., Al Quraishy, S., Morsy, K., Saleh, R., y Mehlhorn, H. (2018). Morphological re-description and 18 S RDNA sequence confirmation of the pinworm *Aspiculuris tetraptera* (Nematoda, Heteroxynematidae) infecting the laboratory mice *Mus Musculus*. *Journal of nematology*, 50(2), 117.
- Abdel-Gaber, R. (2016). *Syphacia obvelata* (Nematode, Oxyuridae) infecting laboratory mice *Mus musculus* (Rodentia, Muridae): phylogeny and host-parasite relationship. *Parasitology research*, 115, 975-985.
- Aguilar-Obregón, E. A. R. (2019). El proceso de participación ciudadana vía la cooperación en entornos hidráulicos en la Ciudad de México: el caso del Canal Nacional. Tesis doctoral. Facultad Latinoamericana de Ciencias Sociales, Ciudad de México, pp. 1 - 134.
- Ali Abd Al-Hameed, K. (2022). Spearman's correlation coefficient in statistical analysis. *International Journal of Nonlinear Analysis and Applications*, 13(1), 3249-3255.
- Allymehr, M., Tavassoli, M., Manoochehri, M. H., y Ardavan, D. (2012). Ectoparasites and gastrointestinal helminths of house mice (*Mus musculus*) from poultry houses in northwest Iran. *Comparative Parasitology*, 79(2), 283-287.
- Alonso, R., Ruiz, M., Lovera, R., De Oca, D. M., Cavia, R., y Sánchez, J. P. (2020). Norway rat (*Rattus norvegicus*) ectoparasites in livestock production systems from central Argentina: influencing factors on parasitism. *Acta Tropica*, 203, 105299.
- Angulo Cruz, L. R. (2014). Inmunodiagnóstico de *Trichinella spiralis* Owen 1838 (Nemata Adenophorea) y otros parásitos en roedores sinantrópicos, mercados del estado de Puebla, México.

- Arenas, P., Gil-Alarcón, G., Sánchez-Montes, S., Soto-Trujillo, M. P., Fernández-Figueroa, E., y Rangel-Escareño, C. (2019). Molecular detection of *Bartonella*, *Ehrlichia* and *Mycoplasma* in feral dogs of El Pedregal de San Angel ecological reserve in Mexico City. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 28(4), 728-734.
- Aspöck, H. (2008). *Encyclopedia of parasitology* (Vol. 1). H. Mehlhorn (Ed.). Heidelberg: Springer.
- Ávila, G. (2017). Himenolepiosis. *Ciencia-Academia Mexicana de Ciencias*, 68(1), 70-73.
- Baak-Baak, C. M., Cigarroa-Toledo, N., Torres-Chablé, O. M., Arana-Guardía, R., Puerto, F. I., Machain-Williams, C., y García-Rejón, J. E. (2016). New records of ectoparasites *Echinolaelaps echidninus* and *Polyplax spinulosa* on rodents with serological evidence of flavivirus infections at Mérida, Yucatán, México. *Southwestern Entomologist*, 41(1), 75-85.
- Baak-Baak, C. M., Osorio-Pinelo, O. E., Cigarroa-Toledo, N., Guzmán-Cornejo, C., Hernández-Betancourt, S. F., Panti-May, J. A., y Machain-Williams, C. (2018). Mites and lice of peri-domestic rodents captured at a Mayan community of Yucatán State, México. *Southwestern entomologist*, 43 (4), 911-918.
- Balestrieri, A. et al. 2006. Sarcoptic mange in wild carnivores and its co-occurrence with parasitic helminths in the western Italian Alps. *Eur. J. Wildlife Res.* 52: 196-201.
- Bellay, S., De Oliveira, E. F., Almeida-Neto, M., Mello, M. A. R., Takemoto, R. M., y Luque, J. L. (2015). Ectoparasites and endoparasites of fish form networks with different structures. *Parasitology*, 142 (7), 901-909.
- Behnke, J. M. (1975). Aspiculuris tetraptera in wild *Mus musculus*. The prevalence of infection in male and female mice. *Journal of Helminthology*, 49 (2), 85-90.

- Berdoy, M., y Drickamer, L. C. (2007). Comparative social organization and life history of *Rattus* and *Mus*. Rodent societies: an ecological and evolutionary perspective, 380-392.
- Berenji, F., Fata, A., y Hosseininejad, Z. (2007). A case of *Moniliformis moniliformis* (Acanthocephala) infection in Iran. The Korean journal of parasitology, 45 (2), 145.
- Billeter, S. A., Gundi, V. A., Rood, M. P., y Kosoy, M. Y. (2011). Molecular detection and identification of Bartonella species in *Xenopsylla cheopis* fleas (Siphonaptera: Pulicidae) collected from *Rattus norvegicus* rats in Los Angeles, California. Applied and Environmental Microbiology, 77 (21), 7850 - 7852.
- Blanco-Pineda, T. (2004). Frecuencia de *Trichinella Spiralis* Owen 1835, *Vampirolepis nana* (Siebold, 1852) Spassky, 1954 y otros helmintos intestinales en *Rattus norvegicus* de Irapuato, Guanajuato y Ciudad de México. Lic. Tesis, Universidad Nacional autónoma de México, pp. 6 - 39.
- Bjornson, B. F. (1969). Control of Domestic Rats and Mice, Training Guide-- Rodent Control Series.
- Bowman, D. D. (2022). Georgi. Parasitología para veterinarios. Elsevier Health Sciences.
- Böge, I., Pfeffer, M., Htwe, N. M., Maw, P. P., Sarathchandra, S. R., Sluydts, V., y Obiegala, A. (2021). First detection of *Bartonella* spp. in small mammals from rice storage and processing facilities in Myanmar and Sri Lanka. Microorganisms, 9 (658), pp. 1 - 15.
- Brar, S. K., Singla, N., y Singla, L. D. (2021). Comparative comprehensive analysis on natural infections of and in commensal rodents. Helminthologia, 58 (3), 248-262.
- Brooks, J. E., Rowe, F. P., y World Health Organization. (1987). Rodents: training and information guide (No. WHO/VBC/87.949. Unpublished). World Health Organization.

- Buckner, S. C., y Nickol, B. B. (1975). Morphological variation of *Moniliformis moniliformis* (Bremser 1811) Travassos 1915 and *Moniliformis clarki* (Ward 1917) Chandler 1921. The Journal of Parasitology, 996-998.
- Caballero y Caballero, E. (1939). Algunos endoparásitos de *Rattus rattus* norvegicus y de *Rattus norvegicus* albinus, del Laboratorio de Investigaciones Médicas del Hospital General de la Ciudad de México. In Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México (Vol. 10, pp. 285-291).
- Cabeza, M. I., Cabezas, M. T., Cobo, F., Salas, J., y Vázquez, J. (2015). *Hymenolepis nana*: factores asociados a este parasitismo en un área de salud del Sur de España. Revista chilena de infectología, 32(5), 593-595.
- Cavalloti-Vázquez, B. A., Ramírez-Valverde, B., Cesín-Vargas, J. A., Cervantes-Escoto, F., Carrera-Chávez, B., Ayala-Garay, A. V., Rodríguez-Licea, G; Guerrero Rodríguez, J. de D., Alatorre-Hernández, A., Bobadilla-Soto, E. E., Ochoa-Ambríz, F., FloresPadilla, J. P., Perea-Peña, M., Sosa-Urrutia, M. E., Thomé-Ortíz, H., Pérez-Rivas, G., Sánchez-Vera, E., Morales, A., Martínez-Castañeda, F. E., Alvarez-Macias, A. G., Santos-Chávez, V. M., Juárez-Sánchez, J. P., Zaragoza-Ramírez, J. L., Vargas-López, S., Bustamante-González, A., Torres-Hernández, G., Vanegas-Olmos, J. G., TrejoGonzález, A. A., Bastidas-Correa, A. P., Agudelo-López, M. A., Barragán-López, E., Cabrera-Hernández, C., Villegas de Gante, A. Z., Salas-Vargas, C., Brunett-Pérez, L., Arriaga-Jordán, C. M., Espinosa-Ortíz, V. E., Moctezuma-López, G., Espinosa-García, J. A., Romero-Sánchez, M. E., Rosales-Bustamante, E.P., Velázquez-Muñoz, K., Prospero-Bernal, F., y López-González, F. (2019). La ganadería ante escenarios complejos. Universidad Autónoma Chapingo, pp. 13-324.
- Carter, G. R. (1982). Essentials of veterinary bacteriology and mycology. Essentials of veterinary bacteriology and mycology.
- Centro Nacional de Vigilancia Epidemiológica y Control de Enfermedades (CENAPRECE). 2022. Anuarios de Morbilidad durante el periodo 1984-2022, https://epidemiologia.salud.gob.mx/anuario/html/morbilidad_nacional.html

- Cerecero, M. C. 1943a. Algunos Helminthos de las Ratas Domesticas y Silvestres de México con descripción de dos nuevas especies. Lic. Tesis, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, México.
- Cerecero, M. C. 1943b. Algunos trematodos de las ratas domésticas de la Ciudad de México. *Anales del Instituto de Biología* 14:507-526.
- Cigarroa-Toledo, N., De Los Santos-Martinez, Y., Zaragoza-Vera, C. V., Garcia-Rodriguez, M. M., Baak-Baak, C. M., Machain-Williams, C., y Torres-Chable, O. M. (2017). Research Note. Occurrence of gastrointestinal helminths in commensal rodents from Tabasco, Mexico. *Helminthologia*, 54(2), 170-173.
- Chitimia, L., Muñoz-García, C. I., Sánchez-Velasco, D., Lizana, V., Del Río, L., Murcia, L., y Berriatua, E. (2011). Cryptic Leishmaniosis by *Leishmania infantum*, a feature of canines only? A study of natural infection in wild rabbits, humans and dogs in southeastern Spain. *Veterinary parasitology*, 181(1), 12-16.
- Cleaveland, S., Laurensen, M. K., y Taylor, L. H. (2001). Diseases of humans and their domestic mammals: pathogen characteristics, host range and the risk of emergence. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences*, 356(1411), 991-999.
- Coello-Peralta, R. D., Martínez-Cepeda, G. E., Pinela-Castro, D., Reyes-Echeverria, E. O., Rodríguez-Burnham, E. X., Salazar Mazamba, M. D. L., y Cedeño-Reyes, P. (2020). Presencia de *Hymenolepis nana* y *diminuta* en roedores de la ciudadela las Piñas, Milagro-Ecuador y su riesgo en salud pública. *Revista mexicana de ciencias pecuarias*, 11(4), 961-970.
- Coleman, K., y Schapiro, S. J. (Eds.). (2021). *Behavioral biology of laboratory animals*. CRC Press.
- Cucchi, T., Papayianni, K., Cersoy, S., Aznar-Cormano, L., Zazzo, A., Debruyne, R., y Vigne, J. D. (2020). Tracking the Near Eastern origins and European dispersal of the western house mouse. *Scientific reports*, 10(1), 8276.

- ☐ Dehio, C. (2004). Molecular and cellular basis of *Bartonella* pathogenesis. Annual review of microbiology, 58 (1), pp. 365 - 390.
- ☐ Dénes, A., y Röst, G. (2018). Dynamics of an infectious disease including ectoparasites, rodents and humans. Trends in Biomathematics: Modeling, Optimization and Computational Problems: Selected works from the BIOMAT Consortium Lectures, Moscow 2017, 59-73.
- ☐ De la Rosa, J. L., y Gómez-Priego, A. (2000). Búsqueda de anticuerpos contra *Trichinella spiralis* en roedores de libre desplazamiento capturados en un zoológico de la Ciudad de México. Boletín chileno de parasitología, 55 (3 - 4), pp. 108 - 110.
- ☐ Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI). Población rural y urbana (1950 -2020). Recuperado de:
https://cuentame.inegi.org.mx/poblacion/rur_urb.aspx?tema=P.
- ☐ Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI). Resumen de la Ciudad de México. Recuperado de:
<https://cuentame.inegi.org.mx/monografias/informacion/df/#::~~:text=Poblaci%C3%B3n%20de%20la%20ciudad%20de%20M%C3%A9xico%20-%20Resumen%20de%20datos,%20por%20sector%20econ%C3%B3mico%20y%20social%20-%20Poblaci%C3%B3n%20total%20del%20pa%C3%ADs>
- ☐ Ikeh, E. I., Anosike, J. C., y Okon, E. (1992). Acanthocephalan infection in man in northern Nigeria. Journal of Helminthology, 66(3), 241-242.
- ☐ Islam, M. M., Farag, E., Mahmoudi, A., Hassan, M. M., Atta, M., Mostafavi, E., Alnager, I. A., Farrag, H. A., Eljack, G. E. A., Bansal, D., Haroun, M., Abdeen, R., Al-Romaihi, H., Al-Zeyara, A. A., Almalki, S. A., y Mkhize-Kwitshana, Z. (2021). Morphometric Study of Mus musculus, Rattus norvegicus, and Rattus rattus in Qatar. Animals : an open access journal from MDPI, 11(8), 2162.
<https://doi.org/10.3390/ani11082162>.
- ☐ Feng, A. Y., y Himsworth, C. G. (2014). The secret life of the city rat: a review of the ecology of urban Norway and black rats (*Rattus norvegicus* and *Rattus rattus*). Urban Ecosystems, 17, pp. 149 - 162.

- Franssen, F., Swart, A., van Knapen, F., y van der Giessen, J. (2016). Helminth parasites in black rats (*Rattus rattus*) and brown rats (*Rattus norvegicus*) from different environments in the Netherlands. *Infection ecology and epidemiology*, 6(1), 31413.
- Gannon, W. L., et al. 2007. Guidelines of the American Society of Mammalogists for the use of wild mammals in research. *Journal of Mammalogy* 88:809-823.
- García, P. T. J. V., Moreno, S. L., Torres, N. M., López, S. P., y Gómez, N. S. (2019). El Canal Nacional Investigación y Análisis para una Propuesta de Intervención Paisajística. *Academia Journals*, pp. 2838 - 2844.
- García-Prieto, L., Falcon-Ordaz, J., y Guzman-Cornejo, C. (2012). Helminth parasites of wild Mexican mammals: list of species, hosts and geographical distribution. *Zootaxa*, 3290 (1), 1-92.
- García-Prieto, L., García-Varela, M., y Mendoza-Garfias, B. (2014). Biodiversidad de Acanthocephala en México. *Revista mexicana de biodiversidad*, 85, 177-182.
- García-Prieto, L., Osorio-Sarabia, D., y Lamothe-Argumedo, M. R. (2014). Biodiversity of Nematoda parasites of vertebrates in Mexico. *Revista mexicana de biodiversidad*, 85, S171-S176.
- García-Prieto, L., Mendoza-Garfias, B., y de León, G. P. P. (2014). Biodiversidad de Platyhelminthes parásitos en México. *Revista mexicana de biodiversidad*, 85, 164-170.
- Gause GF (1934) *The struggle for existence*. Williams y Wilkins, Baltimore, 129 p.
- Gobierno de la Ciudad de México. (2022, 12 de Julio). Gaceta Oficial No. 892. Disponible en: https://data.consejeria.cdmx.gob.mx/portal_old/uploads/gacetas/97e9343d6122c73cbdc13637778adc50.pdf.
- Gobierno de la Ciudad de México. 16/06/2020. Canal Nacional es declarado Área de Valor Ambiental de la Ciudad de México.

<https://www.sedema.cdmx.gob.mx/comunicacion/nota/canal-nacional-es-declarado-area-de-valor-ambiental-de-la-ciudad-de-mexico>.

- Gliga, D. S., Pisanu, B., Walzer, C., y Desvars-Larrive, A. (2020). Helminths of urban rats in developed countries: a systematic review to identify research gaps. *Parasitology Research*, 119 (8), 2383-2397.
- Grandón-Ojeda, A., Moreno, L., Garcés-Tapia, C., Figueroa-Sandoval, F., Beltrán-Venegas, J., Serrano-Reyes, J., y Landaeta-Aqueveque, C. (2022). Patterns of Gastrointestinal Helminth Infections in *Rattus rattus*, *Rattus norvegicus*, and *Mus musculus* in Chile. *Frontiers in veterinary science*, 9, 929208.
- Grano-Maldonado, M. (2014). Occurrence of gastrointestinal nematodes *Aspiculuris tetraptera* (Nitzsch, 1821) Schulz, 1927 and *Syphacia obvelata* Rudolphi, 1802 on *Mus musculus* Linnaeus, 1758 from research Vivaria in Mexico. *Rev Neotrop Helminthol*, 8 (2), 305-312.
- Grissom, R. J. (1994). Probability of the superior outcome of one treatment over another. *Journal of Applied Psychology*, 79 (2), 314.
- Guerreiro Martins, N. B. (2020). Parasitismo de roedores sigmodontinos: aspectos taxonómicos, ecológicos y patrones de distribución de los platelmintos y acantocéfalos en Argentina (Doctoral dissertation, Universidad Nacional de La Plata).
- Herrera-Mares, A., Guzmán-Cornejo, C., Ulloa-García, A., Córdoba-Aguilar, A., Silva-de la Fuente, M. C. y Suzán, G. (2022). Mites, rodents, and pathogens: a global review for a multi-species interaction in disease ecology. *Acta Tropica*, 232 (106509), pp. 1 - 9.
- Holmstad, P. R., Jensen, K. H., y Skorpung, A. (2008). Ectoparasite intensities are correlated with endoparasite infection loads in willow ptarmigan. *Oikos*, 117 (4), 515-520.
- Ho, J., Changbunjong, T., Weluwanarak, T., Hussain, S., y Sparagano, O. (2021). The pests of a pest: A systematic review of ectoparasitic fauna among

synanthropic rodents in the 21st century with meta-analysis. *Acta Tropica*, 215 (105802), pp. 1 - 7.

- Holland, G. P. (1949). The Siphonaptera of Canada. The Siphonaptera of Canada., (817).
- Hortelano-Moncada, Y., Cervantes, F. A., Villaseñor, R. R., Briones-Salas, M., Magaña-Cota, G., Sánchez-Rojas, G., y Sosa-Escalante, J. E. (2016). Riqueza y conservación de los mamíferos silvestres de la Ciudad de México. Riqueza y Conservación de los Mamíferos en México a Nivel Estatal. Ciudad de México, México: Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. pp. 179 - 220.
- Hopkins, G. H. E., y Rothschild, N. C. (1953). An Illustrated Catalogue of the Rothschild Collection of Fleas (Siphonaptera) in the British Museum (Natural History) with Keys and Short Descriptions for the Identification of Families, Genera, Species and Subspecies. Vol. I. Tungidae and Pulicidae. An Illustrated Catalogue of the Rothschild Collection of Fleas (Siphonaptera) in the British Museum (Natural History) with Keys and Short Descriptions for the Identification of Families, Genera, Species and Subspecies.
- Hukumoto, S. I., y Ohbayashi, M. (1989). Cuticular ridges pattern of *Nippostrongylus brasiliensis* (Travassos, 1914) (Nematoda: Heligmonellidae) in eight populations from *Rattus norvegicus* in Japan. 14 (1), 1-8.
- Hulme-Beaman, A., Orton, D., y Cucchi, T. (2021). The origins of the domesticate brown rat (*Rattus norvegicus*) and its pathways to domestication. *Animal Frontiers*, 11 (3), 78-86.
- Khalaf, A. K. (2021). Isolation of *Moniliformis moniliformis* parasite from Brown Rats (*Rattus norvegicus*) in South of Iraq. *Annals of Tropical Medicine & Public Health*, 108-113.
- Kim, K.C., Pratt, H.D., y Stojanovich, C.J. (1986) The Sucking Lice of North America an Illustrated Manual for Identification. Pennsylvania State University Press, University Park. 241 pp.

- Krinsky, W. L. (2013). Medical entomology for students. Proceedings of the Entomological Society of Washington, 115 (1), 112-114.
- Kuo, C. C., Shu, P. Y., Mu, J. J., y Wang, H. C. (2015). High prevalence of *Rickettsia* spp. infections in small mammals in Taiwan. Vector-Borne and Zoonotic Diseases, 15(1), 13-20.
- James, P. J. et al. 2002. Variation among Merino sheep in susceptibility to lice (*Bovicola ovis*) and association with susceptibility to trichostrongylid gastrointestinal parasites. Vet. Parasitol. 103: 355-365.
- Latham, N., y Mason, G. (2004). From house mouse to mouse house: the behavioural biology of free-living *Mus musculus* and its implications in the laboratory. Applied Animal Behaviour Science, 86(3-4), 261-289.
- Lledó, L., Gegúndez, I., Ruiz, E., Rodríguez, L., Bacellar, F., y Saz, J. V. (2003). *Rickettsia typhi* infection in wild rodents from central Spain. Annals of Tropical Medicine and Parasitology, 97 (4), 411-414.
- López-Pérez, A. M., Sánchez-Montes, S., Foley, J., Guzmán-Cornejo, C., Colunga-Salas, P., Pascoe, E., y Suzan, G. (2019). Molecular evidence of *Borrelia burgdorferi* sensu stricto and *Rickettsia massiliae* in ticks collected from a domestic-wild carnivore interface in Chihuahua, Mexico. Ticks and tick-borne diseases, 10 (5), 1118-1123.
- Mabbott, N. A. (2018). The influence of parasite infections on host immunity to co-infection with other pathogens. Frontiers in immunology, 9, 2579.
- Maggi, R. G., Compton, S. M., Trull, C. L., Mascarelli, P. E., Mozayeni, B. R., y Breitschwerdt, E. B. (2013). Infection with hemotropic *Mycoplasma* species in patients with or without extensive arthropod or animal contact. Journal of Clinical Microbiology, 51 (10), 3237-3241.
- Mahmoud, A., Attia, R. A., Eldeek, H. E., Abdel Baki, L., y Oshaish, H. A. (2009). Oxyurid nematodes detected by colonoscopy in patients with unexplained abdominal pain. PUJ-Parasitologists United Journal, 2(2), 93-102.

- Mark A. Suckow, Steven H. Weisbroth, y Craig L. Franklin. (2006). The Laboratory Rat. 2a ed. Academic Press.
- Martínez-Barbabosa, I., Gutiérrez-Cárdenas, M. E., Aguilar-Venegas, J. M., Shea, M., Gutiérrez-Quiroz, M., y Ruíz-González, L. A. (2012). Infección por *Hymenolepis diminuta* en una estudiante universitaria. Revista Biomédica, 23 (2), 61-64.
- Mazzotti, L., y Alcantar, O. (1954). Incidencia de *Trichinella spiralis* en 900 ratas (*Rattus norvegicus*), en la ciudad de México [Incidence of *Trichinella spiralis* in 900 rats (*Rattus norvegicus*) in Mexico City]. Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales, 14 (4), 201–202.
- Meerburg, B. G. (2006). Zoonotic risks of rodents in livestock production (Doctoral dissertation, Muisketier, Wageningen).
- Meerburg, B. G., Singleton, G. R., y Kijlstra, A. (2009). Rodent-borne diseases and their risks for public health. Critical reviews in microbiology, 35(3), 221-270.
- Mehlhorn, H. (Ed.). (2008). Encyclopedia of parasitology (Vol. 1). Heidelberg: Springer.
- Mendoza-Correa, X. A. (2018). Las Chinampas del Humedal de Xochmiloo: Sistemas de Biorremediación para la Sostenibilidad. Tesis Maestría. CICESE México, pp. 1 - 118.
- Meza, J. M. (2009). Las especies invasoras vertebradas. Biocenosis, 22 (1 - 2), pp. 3 - 12.
- Mooser, H., y Castaneda, M. R. (1932). The multiplication of the virus of Mexican typhus fever in fleas. The Journal of Experimental Medicine, 55 (2), 307-323.
- Morand, S. (2015). (macro-) Evolutionary ecology of parasite diversity: From determinants of parasite species richness to host diversification. International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife, 4(1), 80-87.
- Moreira, V. L. C., Giese, E. G., Silva, D. C. B. D., Melo, F. T. D. V., Furtado, A. P., Maldonado Jr, A., y Santos, J. N. D. (2013). *Calodium hepaticum* (Nematoda:

- Capillariidae) in synanthropic rodents (*Rattus norvegicus* and *Rattus rattus*) in Eastern Amazonia. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 22, 265-269.
- Moreno, C. E. (2000). Métodos para medir la biodiversidad. Volumen 1. Manuales y tesis SEA.
 - Moreno Salas, L., Espinoza Carniglia, M. V., Lizama Schmeisser, N., Torres, L. G., Silva de la Fuente, M. C., Lareschi, M., y González Acuña, D. (2019). Fleas of black rats (*Rattus rattus*) as reservoir host of *Bartonella* spp. in Chile.
 - Mori, E., Ferretti, F., y Fattorini, N. (2019). Alien war: Ectoparasite load, diet and temporal niche partitioning in a multi-species assembly of small rodents. *Biological Invasions*, 21, 3305-3318.
 - Nembo, B., Goudey-Perriere, F., Gayral, P., Perriere, C., y Brousse-Gaury, P. (1993). Microtopography of *Nippostrongylus brasiliensis* (Nematoda: Heligmosomatidae): parasitic larval stages and adults. *Journal of morphology*, 217 (3), 273-285.
 - Ogilvie, B. M., y Jones, V. E. (1971). *Nippostrongylus brasiliensis*: a review of immunity and the host/parasite relationship in the rat. *Experimental Parasitology*, 29(1), 138-177.
 - Pacheco-Coronel, N. (2010). Estudio piloto de la frecuencia de parásitos de mamíferos ferales y silvestres de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel de la UNAM. Universidad Nacional Autónoma de México, Mexico City, Mexico.
 - Panti-May, J. A., Torres-Castro, M., Hernández-Betancourt, S., Dzul-Rosado, K., Zavala-Castro, J., López-Avila, K., y Tello-Martín, R. (2015). Detection of *Rickettsia felis* in wild mammals from three municipalities in Yucatan, Mexico. *Ecohealth*, 12, 523-527.
 - Panti May, J. A., Gurubel González, Y. M., Palomo Arjona, E. E., Cetina Trejo, R. C., Machain Williams, C., Robles, M. D. R., y Hernández Betancourt, S. F. (2018). Características poblaciones de *Rattus rattus* y *Mus musculus* presentes en comunidades rurales de Yucatán, México.

- Panti-May, J. A., Duarte-Jiménez, A., Hernández-Betancourt, S. F., y Rodríguez-Vivas, R. I. (2021). A checklist of the helminth parasites of invasive murid rodents in Mexico. *Therya*, 12 (1), 85-93.
- Panti-May, J. A., Concha-Guillermo, H., Torres-Castro, M. A., Rodríguez-Vivas, R. I., y Ruíz-Piña, H. (2023). *Hydatigera taeniaeformis*: gusano parásito de ratas y ratones en Yucatán, México.
- Panti-May, J. A., Torres-Castro, M. A., y Hernández-Betancourt, S. F. (2021). Parásitos Zoonóticos y Micromamíferos en la Península de Yucatán, México. CCBA-UADY, pp. 1 - 11.
- Piasecki, T., Chrzastek, K., y Kasprzykowska, U. (2017). *Mycoplasma pulmonis* of rodents as a possible human pathogen. *Vector-borne and zoonotic diseases*, 17 (7), 475-477.
- Poulin, R. (2004). Macroecological patterns of species richness in parasite assemblages. *Basic and Applied Ecology*, 5 (5), 423-434. ISO 690.
- Pike, A. W. (1969). Observations on the life cycles of *Notocotylus triserialis* Diesing, 1839, and *N. imbricatus* (Looss, 1893) sensu Szidat, 1935. *Journal of Helminthology*, 43(1-2), 145-165.
- Pulido-Flores, G., Moreno-Flores, S., y Monks, S. (2005). Helminths of rodents (Rodentia: Muridae) from Metztlán, San Cristóbal, and Rancho Santa Elena, Hidalgo, Mexico. *Comparative Parasitology*, 72(2), 186-192.
- Razin, S. (2006). The genus *Mycoplasma* and related genera (class Mollicutes). *The prokaryotes*, 4, 836-904.
- Riley, W. A. (1919). A mouse oxyurid, *Syphacia obvelata*, as a parasite of man. *The Journal of Parasitology*, 6(2), 89-93.
- Ríos, H., y Vargas, O. R. L. A. N. D. O. (2003). Ecología de las especies invasoras. *Pérez Arbelaezia*, 14, 119-148.

- Rosario Robles, M., Navone, G. T., y Villafañe, I. E. G. (2008). New morphological details and first records of *Heterakis spumosa* and *Syphacia muris* from Argentina. *Comparative Parasitology*, 75(1), 145-149.
- Rothenburger, J. L., Himsworth, C. G., Lejeune, M., Treuting, P. M., y Leighton, F. A. (2014). Lesions associated with *Eucoleus* sp. in the non-glandular stomach of wild urban rats (*Rattus norvegicus*). *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 3 (2), 95-101.
- Rowe, F. P. (1972). El ratón doméstico (*Mus musculus* Linnaeus. Boletín de la Oficina Sanitaria Panamericana (OSP); 72 (2), feb. 1972.
- Rubio, A. V., Avila-Flores, R., Osikowicz, L. M., Bai, Y., Suzán, G., y Kosoy, M. Y. (2014). Prevalence and genetic diversity of *Bartonella* strains in rodents from northwestern Mexico. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 14 (12), 838-845.
- Sánchez, A., Contreras, A., Corrales, J. C., y de la Fe, C. (2022). En el principio fue la zoonosis: One Health para combatir esta y futuras pandemias. Informe SESPAS. *Gaceta Sanitaria*, 36 (1), pp. S61 - S67.
- Sánchez-Montes, S., Ríos-Muñoz, C. A., Espinosa-Martínez, D. V., Guzmán-Cornejo, C., Berzunza-Cruz, M., y Becker, I. (2016). First report of “*Candidatus Rickettsia amblyommii*” in west coast of Mexico. *Ticks and tick-borne diseases*, 7(6), 1139-1145.
- Sánchez-Montes, S., Colunga-Salas, P., Lozano-Sardaneta, Y. N., Zazueta-Islas, H. M., Ballados-González, G. G., Salceda-Sánchez, B. y Becker, I. (2021). The genus *Rickettsia* in Mexico: Current knowledge and perspectives. *Ticks and Tick-borne Diseases*, 12 (2), 101633.
- Sánchez-Montes, S., Cabrera-Garrido, M. Y., Ríos-Muñoz, C. A., Lira-Olguín, A. Z., Acosta-Gutiérrez, R., Mata-Galindo, M., y Becker, I. (2019). Detection of *Bartonella* and *Rickettsia* in small mammals and their ectoparasites in México. *Therya*, 10(2), 69-79.

- Simões, R. O., Luque, J. L., Faro, M. J., Motta, E., y Maldonado Jr, A. (2014). Prevalence of *Calodium hepaticum* (syn. *Capillaria hepatica*) in *Rattus norvegicus* in the urban area of Rio de Janeiro, Brazil. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 56, 455-457.
- Sinniah, B., Narasiman, M., Habib, S., y Gaik Bei, O. (2014). Prevalence of *Calodium hepaticum* and *Cysticercus fasciolaris* in urban rats and their histopathological reaction in the livers. *Journal of Veterinary Medicine*, 2014 (1), 172829.
- Špitalská, E., Boldiš, V., Mošanský, L., Sparagano, O., y Stanko, M. (2015). *Rickettsia* species in fleas collected from small mammals in Slovakia. *Parasitology research*, 114, 4333-4339.
- Spratt, D. M. (2006). Description of capillariid nematodes (Trichinelloidea: Capillariidae) parasitic in Australian marsupials and rodents. *Zootaxa*, 1348(1), 1-82.
- Timm, R. M. (1994). Norway rats. The handbook: prevention and control of wildlife damage, 5.
- Torres-Castro, M., Hernández-Betancourt, S., Agudelo-Flórez, P., Arroyave-Sierra, E., Zavala-Castro, J., y Puerto, F. I. (2016). Revisión actual de la epidemiología de la leptospirosis. *Revista Médica del Instituto Mexicano del Seguro Social*, 54 (5), pp. 620 - 625.
- Torres-Castro, M. A. (2017). ¿ Son los roedores sinantrópicos una amenaza para la salud pública de Yucatán?. *Revista Biomédica*, 28(3), 179-186.
- Torres-Castro, M., Martínez-Ortiz, D., Panti-May, A., Koyoc-Cardena, E., López-Ávila, K., Dzul-Rosado, K., y Manrique-Saide, P. (2018). *Rickettsia typhi* en roedores de una comunidad con antecedentes de tifo murino, de Yucatán, México. *Revista MVZ Córdoba*, 23 (S), pp. 6974 - 6980.
- Triunverí, A., y Scalise, D. (2012). Rodents: Habitat, Pathology, and Environmental Impact. Nova Science Publishers, Inc.

- Vadell, M. V., Villafañe, I. G., y Cavia, R. (2014). Are life-history strategies of Norway rats (*Rattus norvegicus*) and house mice (*Mus musculus*) dependent on environmental characteristics? *Wildlife Research*, 41 (2), 172-184.
- Velazco-Cruz, K. S., Aguilar-Marcelino, L., Oropeza, G., Aguilar, B., y Garfias, C. R. B. (2019). USO DE *Tenebrio molitor* L. para aislar *Hymenolepis diminuta* a partir de ratas (*Rattus norvegicus*) infectadas naturalmente en xochimilco, CDMX, México. In II Congreso Nacional Entomología Aplicada Memoria (Vol. 28, p. 247).
- Walker, R., Carvalho-Pereira, T., Serrano, S., Pedra, G., Hacker, K., Taylor, J., y Costa, F. (2017). Factors affecting carriage and intensity of infection of *Calodium hepaticum* within Norway rats (*Rattus norvegicus*) from an urban slum environment in Salvador, Brazil. *Epidemiology and Infection*, 145 (2), 334-338.
- Weinert, L. A., Werren, J. H., Aebi, A., Stone, G. N., y Jiggins, F. M. (2009). Evolution and diversity of *Rickettsia* bacteria. *BMC biology*, 7, 1-15.
- Weissbrod, L., Marshall, F. B., Valla, F. R., Khalaily, H., Bar-Oz, G., Auffray, J. C., y Cucchi, T. (2017). Origins of house mice in ecological niches created by settled hunter-gatherers in the Levant 15,000 y ago. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 114 (16), 4099-4104.
- Wright, K. A. (1961). Observations on the life cycle of *Capillaria hepatica* (Bancroft, 1893) with a description of the adult. *Canadian Journal of Zoology*, 39 (2), 167-182.
- Wu, J. (2008). Toward a landscape ecology of cities: beyond buildings, trees, and urban forests. In *Ecology, planning, and management of urban forests*. Springer, New York. pp. 10 - 28.

Anexo: Actividades desarrolladas durante la maestría.

05/05/2024

Los Roedores Invasores y sus Armas Secretas

Publicación en periódico: La Crónica de Hoy

Link: <https://www.cronica.com.mx/academia/roedores-invasores-armas-secretas.html>

Therya Ixmana

Los roedores invasores y sus armas secretas



Pablo Miguel Gómez-Iriarte y Claudia Irais Muñoz-García.



PABLO MIGUEL GÓMEZ-IRIARTE (1*) Y CLAUDIA IRAIS MUÑOZ-GARCÍA (2)
11/03/2024 09:44

Ratas y ratones, no hace falta buscar muy lejos... estuvieron, están aquí, y quizá lo estarán por mucho tiempo. Si sales al atardecer o por la noche puedes encontrarlos corriendo, trepando e incluso nadando, parecen estar en todos lados ¿no lo crees? Sigue leyendo y seguro te convencerás.

¿Estarán las ratas y ratones tramando algo? Para responder esta pregunta aquí te contaremos la historia de tres pequeños mamíferos capaces de conquistar grandes territorios, mejor conocidos como la rata negra, la rata noruega y el ratón doméstico. Y también te hablaremos sobre los problemas que su presencia puede ocasionar. De tal manera que, intentaremos descifrar el plan de los roedores invasores antes de que, tal vez sea demasiado tarde.

<https://www.cronica.com.mx/academia/roedores-invasores-armas-secretas.html>

1/11

LOS ROEDORES INVASORES Y SUS ARMAS SECRETAS

Pablo Miguel Gómez-Iriarte^{1*} y Claudia Irais Muñoz-García²

¹Maestría en Ciencias Agropecuarias, Universidad Autónoma Metropolitana - Xochimilco. Ciudad de México, Ciudad de México, México. pmgi.go@gmail.com

²Departamento de Producción Agrícola y Animal, Universidad Autónoma Metropolitana - Xochimilco. Ciudad de México, Ciudad de México, México. cimunoz@correo.xoc.uam.mx

*Autor de correspondencia

Ratas y ratones, no hace falta buscar muy lejos... estuvieron, están aquí, y quizá lo estarán por mucho tiempo. Si sales al atardecer o por la noche puedes encontrarlos corriendo, trepando e incluso nadando, parecen estar en todos lados ¿no lo crees? Sigue leyendo y seguro te convencerás.

¿ Estarán las ratas y ratones tramando algo? Para responder esta pregunta aquí te contaremos la historia de tres pequeños mamíferos capaces de conquistar grandes territorios, mejor conocidos como la rata negra, la rata noruega y el ratón doméstico. Y también te hablaremos sobre los problemas que su presencia puede ocasionar. De tal manera que, intentaremos descifrar el plan de los roedores invasores antes de que, tal vez sea demasiado tarde.

Los roedores son animales que poseen dientes frontales largos, también llamados incisivos, y que son de crecimiento continuo, es decir, su crecimiento no se detiene a lo largo de su vida. Estos dientes son usados para roer, de ahí proviene el nombre roedor. La rata negra, la rata noruega y el ratón doméstico pertenecen a este grupo, es decir al orden taxonómico Rodentia (el orden hace referencia a un grupo de individuos con características en común). A estos roedores también se les conoce como animales sinantrópicos, término que se refiere a la habilidad que posee un animal para adaptarse, desarrollarse y reproducirse en ambientes altamente modificados por la acción del hombre, por ejemplo, en las ciudades; que de hecho ahora son el ambiente ideal para ellos. Cada uno de estos tres roedores tiene un nombre científico, es decir, el nombre con el que se le conoce en todo el mundo, sin importar el idioma; para la rata negra es *Rattus rattus*, la rata noruega es *Rattus norvegicus* y el ratón doméstico es *Mus musculus*. Estas especies pertenecen a la familia Muridae, es decir, son algo así como primos. Todos ellos provienen de regiones del llamado Viejo Mundo como Europa y Asia. Fueron traídas al continente americano durante la colonización europea, por ello se consideran especies no nativas o invasoras, ya que han logrado instalarse en un nuevo territorio. Son tan

asombrosa facultad para adaptarse debido a su reducido tamaño y excelente capacidad reproductiva, además, son omnívoros, lo que significa que pueden sobrevivir alimentándose de una gran variedad de ingredientes alimenticios como carne, semillas y vegetales.

Entonces ¿por qué las ciudades son ideales para ellos?, la respuesta es: porque las zonas urbanas proveen refugio, alimento y tienen menor variedad de enemigos naturales. Gracias a su reducido tamaño han podido aprovechar múltiples espacios para vivir o refugiarse temporalmente, como edificios o estructuras en abandono, alcantarillas, ductos o tuberías averiadas, grietas y hoyos entre las paredes, e incluso muebles viejos. Además, han sabido aprovechar nuestros medios de transporte, en los que viajan como polizontes, tales como embarcaciones, autobuses e incluso aviones, en donde se introducen sigilosamente hacia nuevos territorios. ¿Sabías que la llegada de estos tres roedores al continente americano data del siglo XV? Esto significa que llegaron escondidos en los barcos europeos y desembarcaron junto con los colonizadores y toda su carga ¿sorprendente verdad?

Su éxito en las ciudades con respecto a su dieta está vinculado con la cercanía a fuentes constantes de alimentación, por ejemplo, la basura tirada en la calle, los vertederos de restaurantes, los mercados sobre ruedas y los desechos orgánicos en drenajes. Nuestros desechos orgánicos son un gran festín para ellos, por eso el manejo inadecuado de la basura los atrae en abundancia. Al ser animales omnívoros, pueden sobrevivir no solo de cualquier residuo de comida que el humano abandone, también cazan pequeños animales como insectos, aves, reptiles y otros mamíferos. De hecho, las ratas son tan buenas cazadoras que su presencia amenaza a muchas especies de fauna silvestre nativa, pudiendo llevarlas a la extinción. Un dato curioso es que pueden practicar el carroñeo, los que implica que pueden comer cadáveres de animales.



Pero la historia no termina aquí, además poseen un enorme potencial reproductivo, que de hecho solo está limitado por la disponibilidad de alimento y/o refugio; por ejemplo: una rata negra puede tener entre 5 a 10 crías por camada y cuando la comida es abundante se puede reproducir a lo largo de todo el año, teniendo de 5 a 6 camadas al año en promedio; y si hacemos las cuentas, aproximadamente una rata negra puede tener una descendencia de hasta 60 crías o más al año, las cuales aproximadamente en dos meses comenzarán a tener sus propias crías. Por esto y mucho más, las ciudades son el hogar ideal para estas especies de roedores, ya que favorece un rápido crecimiento de sus poblaciones. ¿Te imaginas cuántas ratas y ratones podría haber en tu ciudad?

Si sales al atardecer o de noche, es muy probable que un roedor invasor se atraviese en tu camino, pero ¿crees que puedas diferenciarlas? Mencionaremos algunas de sus características. La rata negra, también llamada rata del tejado, es una excelente trepadora, de allí que se le asocie con los tejados de las casas. Tiene una coloración muy oscura, casi negra, la cola también es oscura y tiende a ser más larga que el cuerpo, de hecho, todo su cuerpo sin contar la cola mide de 16 a 23 cm y pesan de 150 a 280 g, su hocico es puntiagudo, y sus orejas son grandes, sobresalientes y sin pelo. Si alguna vez te encuentras con una rata de color oscuro trepando un árbol o encima de una barda, muy probablemente será una rata negra.

La rata café o rata noruega, curiosamente no proviene de Noruega, pero en el año 1728 el naturalista inglés John Berkenhout le dio este nombre, porque pensó que este roedor había llegado a Inglaterra viajando como polizone en barcos desde Noruega, lo cual es falso porque años más tarde se supo que, cuando la rata café era común de ver en Inglaterra en Noruega era aún desconocida. Su coloración es café, aunque algunos la describen como marrón-grisáceo y a diferencia de la rata negra, la cola es de menor tamaño que el cuerpo, aunque suelen ser más grandes y pesadas que las ratas negras porque miden de 20 a 28 cm de la punta de la nariz a la base de la cola y su peso puede llegar hasta los 500 g, sus orejas son cortas y ligeramente peludas y el hocico es redondeado. Además, son excelentes nadadoras, pueden nadar hasta 2 km en aguas abiertas como lagos, ríos o lagunas, por ello tiene preferencia por vivir en lugares húmedos o cercanos al agua.

El más pequeño de los tres invasores no es una rata, sino un ratón, quien es muy parecido a las ratas, pero con un cuerpo ocho veces más pequeño; por lo que es posible diferenciarlos a simple vista. Además, el ratón es un pariente un poco más lejano de las ratas, porque pertenece a un género diferente, es decir, pertenece al género *Mus*, mientras que las ratas al género *Rattus*. El ratón doméstico o ratón casero puede presentar diferentes coloraciones que van desde el gris claro hasta el negro, pasando por el marrón e incluso combinaciones de estos tres colores. Es bastante más pequeño y ligero que las ratas, su cuerpo mide de 6.5 a 9.5 cm sin tomar en cuenta la cola, que tiende a ser más larga que el cuerpo, llegan a pesar entre 14 y 30 g, sus orejas son prominentes y redondeadas (en las ratas las orejas son más pequeñas, mientras que los ratones son más grandes), y el hocico es puntiagudo con bigotes largos. Este pequeño es un gran colonizador, puede adaptarse a vivir en regiones tropicales donde el clima es muy húmedo y caluroso, en regiones subárticas donde el clima es muy frío, e incluso en los desiertos donde hay poca humedad y climas extremos con calor abrazador y frío congelante.

Pero, nuestro relato sobre la invasión de estos roedores aún no ha concluido. Ahora te contaremos sobre sus otras estrategias de conquista.

¿Recuerdas el COVID-19? Dicha pandemia nos enseñó que existe un vínculo muy fuerte entre los animales, los humanos y el ecosistema, y es importante mencionar porque, la antropización (la transformación que ejerce el ser humano sobre el medio ambiente) de los ambientes silvestres a través de la deforestación, la contaminación y la urbanización (construcción de más ciudades o incremento en el tamaño de las que ya existen), pueden y han ocasionado que aparezcan o reaparezcan enfermedades zoonóticas (enfermedades que se transmiten de los animales a los humanos), tales como la pandemia que vivimos hace poco. Además, el panorama empeora debido al crecimiento poblacional ¿sabías que más de la mitad de la población mundial vive en zonas urbanas? Lo anterior indica que existe sobrepoblación humana en espacios reducidos, resultando en mayor generación de residuos. Esto propicia el aumento en las poblaciones de los roedores invasores, lo cual favorece la transmisión de sus enfermedades a nosotros y a los animales domésticos.



Llegada de los tres roedores al continente americano, la rata noruega, la rata negra y el ratón doméstico.

¡El plan de los roedores invasores está tomando forma! Y tienen un arma secreta escondida detrás de los bigotes... los temibles patógenos causantes de enfermedades y muertes a lo largo de todo el mundo, y su arsenal es muy completo porque están repletos de bacterias, virus y parásitos. En otras palabras, estos roedores nos pueden contagiar padecimientos tan letales, que en otras épocas han logrado aniquilar a casi la mitad de la población mundial. Suena exagerado, pero no lo es, realmente sucedió en el siglo XIV debido a la peste bubónica, pero de eso te hablaremos más adelante.

- El ratón doméstico: los humanos se están dando cuenta de nuestro plan secreto. -

- La rata noruega: descuida ya es demasiado tarde, ¡el mundo será nuestro! -

Como ya dijimos, los roedores invasores pueden albergar una gran cantidad de agentes patógenos (pequeños organismos capaces de ocasionarnos enfermedades), tales como las bacterias, los virus y los parásitos. Y no solo eso, pueden tener numerosos ectoparásitos como piojos y pulgas, quienes actúan como un pequeño caballo de Troya, escondiendo dentro de ellos a los peligrosísimos patógenos. Algunos de estos ectoparásitos han sido los causantes directos de transmitir enfermedades al ser humano, como la pulga *Xenopsylla cheopis* también conocida como la pulga oriental de la rata, quien puede transmitir la bacteria *Yersinia pestis*, causante de la peste bubónica ¿quieres conocer su historia?

La pulga oriental de la rata es un insecto que durante su vida adulta se alimenta solo de sangre, y su víctima preferida son las ratas. Algunas de las ratas de las que se alimenta pueden tener en su sangre a la bacteria causante de la peste y cuando esta pulga succiona sangre adquiere al patógeno. La bacteria enferma tanto a pulgas como a ratas, y curiosamente, las pulgas enfermas están siempre hambrientas porque la bacteria forma un tapón que provoca que la sangre no llegue a su estómago. Esto ocasiona que ellas ataquen cada vez a más animales en un intento desesperado por alimentarse, pero lo único que consiguen es transmitir más eficientemente la enfermedad. En el caso de las ratas, estas también enferman de peste, la rata negra con mayor severidad, y parece ser que en la época medieval cuando millones de personas murieron, en realidad las primeras en morir fueron las ratas, esto provocó que las pulgas se vieran obligadas a buscar a alguien más de quién alimentarse, y fue así como saltaron a los humanos. La enfermedad fue tan devastadora que se dice que en el siglo XIV logró aniquilar al menos a una de cada cinco personas en el mundo. Afortunadamente la peste ha sido controlada, sin embargo, aún existen países como Madagascar y Estados Unidos de América donde las ratas siguen siendo un peligro debido a su facilidad para desplazarse a nuevas áreas, llevando consigo a sus pulgas y sus bacterias.

- La rata negra: nuestros mejores guerreros están ocultos en nuestro Caballo de Troya. -

Entonces ¿los roedores invasores tienen aliados? La respuesta es sí, y como vimos en el ejemplo anterior son minúsculos y poderosos. Los artrópodos parásitos, pulgas principalmente, pueden transmitir otros patógenos quizá igual de peligrosos que *Yersinia pestis*, como la bacteria *Rickettsia typhi* causante de la enfermedad llamada tífus murino ¿quieres conocer más?

El tífus murino es una enfermedad bacteriana que en los humanos ocasiona fiebre, dolor y manchas en la piel, y en



Las armas ocultas de los roedores están en sus artrópodos, el piojo y la pulga. Ilustración: Rogelio Ortega Salvador y Diego Rodríguez Pedroza.

de hecho, la especie de pulga más asociada con su transmisión es la mismísima pulga oriental de la rata. Sin embargo, cuando comparamos al tífus con la peste existen diferencias importantes, por ejemplo, el tífus murino parece no afectar a las ratas ni a las pulgas, solo enferma a los humanos, y no es transmitida por el piquete de las pulgas, sino por sus excretas, lo que es sorprendente ¿no? Déjame contarte un poco más. Esta bacteria puede estar presente en la sangre de las ratas y así la pulga se infecta al alimentarse. Luego, la bacteria comienza a reproducirse en el intestino de la pulga y cuando esta defeca, expulsa grandes cantidades de bacterias. Pero, como mencionamos, la bacteria no entra a través del piquete de la pulga, entonces ¿cómo logra entrar? Pues te cuento que, en algunos artrópodos hematófagos (insectos que comen sangre) es común defecar después de la ingestión, y entonces la bacteria que está en las heces entra a través del pequeño orificio que la pulga dejó al picar la piel ¿sorprendente verdad? Además, existen otras posibilidades para que la bacteria pueda entrar al cuerpo, por ejemplo, cuando las excretas de las pulgas caen sobre alguna herida o mucosa (tejido distinto a la piel, que recubre cavidades o conductos, por ejemplo, nariz, boca y ojos). Desafortunadamente, lo que te acabo de contar sucede cuando las personas conviven muy de cerca con los roedores invasores en espacios reducidos con poca higiene; y es ahí cuando la pulga oriental de la rata alcanza a saltar hacia las personas o las excretas de las pulgas pueden contaminar nuestro organismo.

Después de todo lo que te contamos, pareciera que nosotros los humanos somos los mejores aliados que un roedor invasor podrían tener. Y sí, si hemos sido sus grandes aliados, ya que a lo largo de la expansión de la civilización humana ellos se han establecido junto a nosotros, gracias a los recursos que les proveemos. Han viajado por tierra, aire y mar, y siguen viviendo junto a nosotros, a veces imperceptiblemente, en nuestras casas, edificios, bodegas, barcos, y más. Pero a pesar de lo dicho, la rata negra, la rata noruega y el ratón doméstico, no son nuestros enemigos, aunque están considerados mundialmente como plaga o fauna nociva, sino que son animales que dadas sus características particulares se han visto grandemente favorecidos de nuestras acciones, sobre todo las acciones negativas que ocasionamos al medio ambiente.

Ahora que conocemos su plan secreto ¿podremos impedir que los roedores invasores conquisten el mundo? La respuesta es sí, pero debemos darnos prisa. Es responsabilidad nuestra llevar a cabo acciones que les restrinjan el acceso a las fuentes de alimento y los espacios de refugio. Cada uno de nosotros podemos contribuir a detener el avance de estos roedores por medio de medidas de prevención e higiene, como

14/01/2023

Entrevista con: Noticieros Televisa

Link: <https://www.nmas.com.mx/foro-tv/programas/las-noticias-1900/videos/ratas-infestaron-canal-nacional-cdmx/>



de México

de ratas infestó el Canal Na

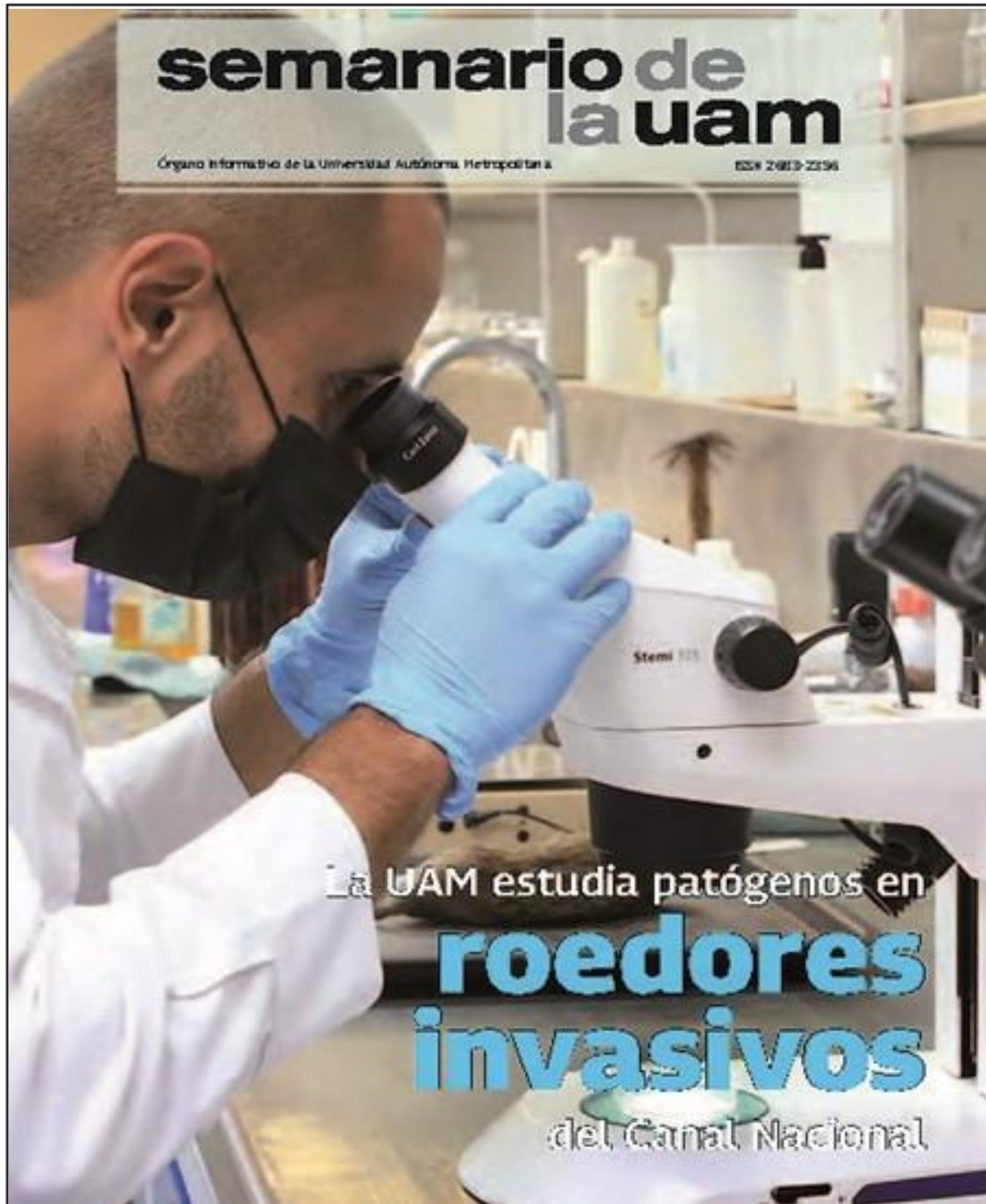
ora), Zacatecas, Querétaro; por canal 8.2 en Ci

12/12/2022

La UAM estudia patógenos en roedores invasivos

Semanario de la UAM

Link: <https://semanario.uam.mx/wp-content/uploads/2022/12/SemanarioUAM25OK-1.pdf>



La UAM participa en proyecto y ejecución de obra de saneamiento del Canal Nacional

La renovación de ese sitio ancestral incluye la captura y remoción de fauna exótica e invasiva

La doctora Claudia Muñoz García, investigadora del Departamento de Producción Agrícola y Animal, y el médico veterinario zootecnista Pablo Miguel Gómez Iriarte, quien cursa la Maestría en Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma Metropolitana (UAM), estudian patógenos en roedores invasivos del Canal Nacional de la Ciudad de México, ante el peligro que significan para la salud humana y de la fauna de la zona, dada su capacidad de transferir enfermedades.

En entrevista explicaron que se trata de un importante camino prehispánico y único cuerpo de agua no entubado de la capital del país que en tiempos pasados era conocido como Huey Apantli, Gran Acequia, representando una vía de transporte para personas y productos agrícolas entre el sur (Xochimilco y Tláhuac) y el centro del valle de México (Tenochtitlán).

Actualmente se realizan acciones para rescatarlo mediante el *Proyecto integral y ejecución de obra de saneamiento del Canal Nacional*, que busca transformarlo en un parque lineal con tecnologías sustentables y parte de la renovación incluye la captura y remoción de animales exóticos e invasivos, como los roedores sinantrópicos, que son organismos capaces de adaptarse a un ambiente modificado por la actividad de la gente, en particular las urbes.

“El objetivo es restaurarlo para que pueda transitarse de manera recreativa conviviendo con la naturaleza, pero también en un entorno seguro y agradable” señaló la académica, experta en la parasitología, con énfasis en las enfermedades que algunas especies pueden pasar a los humanos. En la capital se han reportado tres roedores sinantrópicos e invasivos: la rata noruega (*Rattus norvegicus*), la rata negra (*Rattus rattus*) y el ratón doméstico (*Mus musculus*), cuya presencia entraña el riesgo de propagación de patógenos.

Diversos estudios los han identificado como hospedadores y/o reservorios de una amplia gama de agentes infecciosos bacterianos, virales y parasitarios y existen numerosas referencias de su potencial zoonótico y transmisibilidad hacia los animales domésticos, ya que albergan las



pulgas *Xenopsylla cheopis* y *Hoplopleura pacifica*, que pueden contagiar gérmenes de relevancia médica, entre ellos, de los géneros *Bartonella*, *Rickettsia*, *Yersinia*, causantes de bartonelosis, fiebre manchada y peste bubónica. A pesar del peligro que implican, en México son pocas las investigaciones sobre sus poblaciones y los agentes que albergan.

Asunto de salud pública

El Canal Nacional está contaminado, "hablando propiamente del agua", pero también el entorno en que se encuentra –antes de la restauración, porque el Proyecto va muy avanzado– pues es muy propicio para las especies nocivas, invasivas y no nativas (de México muchas de ellas, no nativas de América Latina), "que habitan los ecosistemas junto con nosotros".

Las ratas negra y gris, el ratón común y los gatos, perros e incluso la cotorra argentina, que también es invasora, se adaptan muy bien al hábitat urbano, "gracias a que les proveemos alimento de fácil acceso, refugios o zonas con acumulación de basura o desperdicios alrededor, generándose sitios propicios para reproducirse sin control".

La problemática principal es que cuando llegan pueden acarrear padecimientos, convirtiéndose así en un asunto de salud pública, porque sus excretas, orinas y artrópodos tienen virus, bacterias y parásitos que si se transmiten a los humanos ocasionan situaciones tan severas como aquellas que han quedado documentadas en la historia; tal es el caso de la peste negra y, aun cuando ya no se producen las epidemias de aquellos años, "no se descarta que pueda volver a ocurrir si brindamos las condiciones necesarias".

Otra amenaza es la bacteria *Leptospira*, "que es eliminada a través de la orina de estos roedores y que infecta agua y alimentos, y que nosotros, al ingerir esos comestibles o nadar podríamos contraer; la cuestión es que no estamos tan conscientes de que estos animales también están poblando espacios abiertos y que podemos adquirir esos males al transitar por ellos".

La *Leptospira* representa un riesgo, sobre todo cuando hay presencia de humedad, pero hay otras que son casi igual de dañinas, aunque no han sido estudiadas y, por tanto, no hay información sobre cómo prevenirlas, entre ellas las provenientes de vectores/artrópodos: pulga, garrapata y ácaro que, junto con el piojo, propagan la bacteria denominada *Bartonella*, la cual podría ser emitida por ratas, como ha ocurrido en otras regiones.

"Lo que queremos es buscarla en roedores y si la encontramos decir si podemos tener riesgo, si deberíamos estar generando programas de concientización y orientar a los tomadores de decisiones o personal de salud sobre su existencia".

Gómez Iriarte señaló que la gente, al convivir en los parques o en sitios como el Canal Nacional, puede contaminarse con bacterias o huevos de parási-



tos, además de la posibilidad de que las mascotas que se llevan a pasear desarrollen padecimientos.

"Cuando la rata orina, principalmente en temporada de lluvias, se queda la micción; si el perro toma agua de ahí, se infecta y nos contagia, pues se trata de una cadena en la que el roedor tiene un papel muy significativo como hospedador definitivo, intermediario o reservorio de muchísimos patógenos"; resulta viable que la *Leptospira* provoque problemas en riñones e hígado, aun cuando la gravedad depende del estado inmunitario de la persona: si se encuentra sana, por lo general no padecerá sintomatología fuerte.

Hay muchas maneras "en que nuestro perro nos puede transmitir enfermedades y esto se debe a malas prácticas de higiene, como besarlos o no limpiar las áreas donde se les permite estar, incluidos la cama o el sofá en que dormimos".

En el Proyecto –llevado a cabo con la asesoría de la doctora Muñoz García– "hemos capturado roedores sinantrópicos a lo largo del Canal y hasta el momento se han atrapado a 152 ejemplares (la mitad *Rattus norvegicus* y la otra mitad *Mus musculus*) con el fin de investigar en laboratorio los endoparásitos y las bacterias que hay en sus ectoparásitos.

El siguiente paso sería identificar cuáles de ellos son potencialmente zoonóticos, es decir, que pueden transmitirse a los humanos y, "una vez que identifiquemos los gérmenes, se determinará el riesgo que conlleva la presencia de estas especies para la población".

El trabajo se enmarca en el plano de la salud pública y animal, dado que los roedores sinantrópicos conllevan una amenaza; "una vez que tengamos resultados vamos a poder concientizar o reportar con más eficiencia sobre los peligros, pues son millones los que hay en la Ciudad de México".

Los roedores sinantrópicos representan un riesgo para la salud humana y de las especies de la zona.

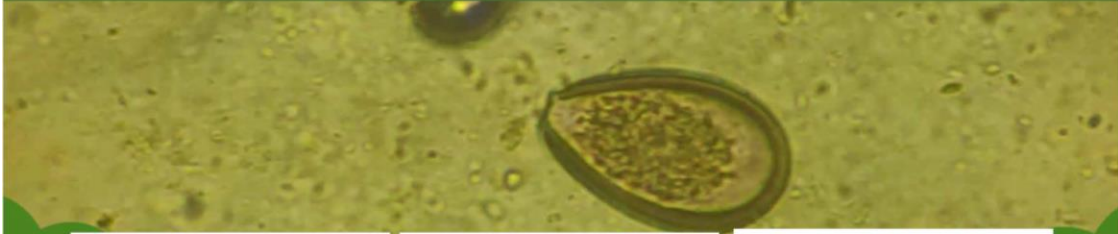
27 al 29/09/2022

XII Congreso Nacional de Parasitología Veterinaria 2023. La parasitología post-covid.
Participación: Modalidad cartel.



Asociación Mexicana de
Parasitólogos Veterinarios A.C.

Universidad Veracruzana





XII Congreso Nacional de *Parasitología Veterinaria* La parasitología post-COVID

III Reconocimiento
Académico-Científico

Memoria de
Resúmenes

- Magistrales
- Trabajos libres
- Carteles



27-29
septiembre
Veracruz, Ver.,
México

2023



Código de Registro:
PR 011/23



Federación de Colegios y
Asociaciones de Médicos
Veterinarios Zootecnistas
de México A.C.



VERACRUZ
GOBIERNO
DEL ESTADO



SEDARPA
Secretaría de Desarrollo
Agropecuario, Rural y Pesca



SUBSECP
Subsecretaría de Ganadería
y Pesca



CANADERÍA
Dirección General de Ganadería



H. AYUNTAMIENTO
DE VERACRUZ





XII CONGRESO NACIONAL DE PARASITOLOGÍA VETERINARIA 2023 LA PARASITOLOGÍA POST-COVID

ESTUDIO DE ENDO Y ECTOPARÁSITOS, Y ALGUNAS BACTERIAS EN ROEDORES SINANTRÓPICOS DEL CANAL NACIONAL EN LA CIUDAD DE MÉXICO

Gómez Iriarte P.M.^{1*}, Ortiz Armenta G.², Sánchez Montes D.S.³, Ocampo Cervantes J.A.⁴, Acosta
Gutiérrez R.⁵, Rendón Franco E.², Muñoz García C.I.²
*01.pmqi@gmail.com

¹Maestría en Ciencias Agropecuarias, Universidad Autónoma Metropolitana–Xochimilco

²Departamento de Producción Agrícola y Animal, Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco.

³Facultad de Ciencias Biológicas y Agropecuarias región Tuxpan, Universidad Veracruzana.

⁴Centro de Investigaciones Biológicas y Acuícolas de Cuernavaca, Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco

⁵Museo de Zoología "Alfonso L. Herrera", Facultad de Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México

El Canal Nacional es un importante camino de agua prehispánico de la Ciudad de México, que era conocido como "*Huey Apantli*" que significa Gran Acequia. En aquellos tiempos era una vía de transporte entre el sur (Xochimilco y Tláhuac) y el centro del valle de México (Tenochtitlan). Debido al descuido y deterioro del canal recientemente se realizaron acciones para rescatarlo a través del "Proyecto Integral y Ejecución de Obra de Saneamiento del Canal Nacional", que transformó al canal en un parque lineal. Parte de su renovación incluyó la captura y remoción de fauna exótica e invasiva, como los roedores sinantrópicos *Rattus norvegicus* y *Mus musculus*, presentes a lo largo del canal. Estos roedores representan un riesgo para la salud humana y animal dada su capacidad para transferir enfermedades ya que pueden ser hospedadores definitivos, intermediarios o reservorios de una amplia gama de agentes bacterianos, virales y parasitarios. Además, pueden albergar a ectoparásitos como piojos, ácaros y garrapatas; los cuales pueden ser potenciales vectores en la transmisión de enfermedades, tales como los géneros bacterianos *Bartonella* y *Rickettsia*. La transmisión de enfermedades puede ocurrir por vía directa (mordedura) o indirecta, al entrar en contacto con agua contaminada con orina del roedor (ej. Leptospirosis) y por inhalación de patógenos en heces (ej. Hantavirus). Debido a lo anterior el objetivo del presente es caracterizar la parásito-fauna y algunas bacterias asociadas a los ectoparásitos encontrados en los roedores del canal. Los resultados preliminares derivados de la colecta de 152 ejemplares, 76 *Rattus norvegicus* y 76 *Mus musculus* son: 1) con relación a los ectoparásitos se han identificaron dos especies de pulgas, *Xenopsylla cheopis* y *Nosopsyllus fasciatus*, además del piojo *Polyplax spinulosa*, y 2) con relación a los endoparásitos, se ha identificado la presencia de cestodos pertenecientes a las familias Hymenolepididae, Taeniidae, Oxyuridae; nematodos de las superfamilias Trichostrongyloidea y Trichinelloidea; una especie de acantocéfalo y un dígeneo, y el protozooario *Giardia*. Los hallazgos preliminares confirman la presencia de parásitos con potencial zoonótico, como la pulga *X. cheopis* y los cestodos de la familia Hymenolepididae. La información generada en este estudio servirá para favorecer acciones que promuevan la toma de decisiones dirigidas a la creación de programas para la prevención de zoonosis desde estas especies.

Palabras clave: Roedores sinantrópicos, parásitos, bacterias

ESTUDIO DE ENDO Y ECTOPARÁSITOS, Y ALGUNAS BACTERIAS EN ROEDORES SINANTRÓPICOS DEL CANAL NACIONAL EN LA CIUDAD DE MÉXICO

Gómez-Irriarte, P.M.^{1*}, Ortiz-Armenta, G.², Sánchez-Montes, D.S.³, Ocampo-Cervantes, J.A.⁴, Acosta-Gutiérrez, R.⁵, Rendón-Franco E.², Muñoz-García C.I.²

¹Maestría en Ciencias Agropecuarias, Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco, ²Departamento de Producción Agrícola y Animal, Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco, ³Facultad de Ciencias Biológicas y Agropecuarias región Turpan, Universidad Veracruzana, ⁴Centro de Investigaciones Biológicas y Acuáticas de Cuernavaca, Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco, ⁵Museo de Zoología "Alfonso L. Herrera", Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México.

INTRODUCCIÓN

61.6%¹
ZONOSIS

- Los roedores sinantrópicos son hospedadores definitivos, intermediarios o reservorios de diversos patógenos.²
- Pueden albergar ectoparásitos como piojos, ácaros y garrapatas; los cuales pueden ser potenciales vectores en la transmisión de enfermedades, por ejemplo, bacterias de los géneros *Bartonella* y *Rickettsia* (Fig. 1).³



Fig 1. Vías de transmisión de patógenos. El Canal Nacional es un importante camino de agua prehispánico de la CDMX, que era conocido como "Huey Apantli" que significa Gran Acequia (Fig 2).⁴



Fig 2. Parque lineal Canal Nacional, CDMX. Parte de su renovación incluyó la captura y remoción de los roedores sinantrópicos *Rattus norvegicus* y *Mus musculus*, presentes a lo largo del canal (Fig 3).



REFERENCIAS

- Sánchez, A., et al. 2022. En el principio fue la zoonosis: One Health para combatir esta y futuras pandemias. Informe SESPAS. Elsevier España 36561-567.
- Panti-May, et al. (2021). Parásitos Zoonóticos y Micromamíferos en la Península de Yucatán, México. Tropical and Subtropical Agroecosystems 24:1-11.
- Sánchez-Montes, et al. (2019). Detection of *Bartonella* and *Rickettsia* in small mammals and their ectoparasites in México. Theria, 10:69-79.
- García, et al. (2019). El Canal Nacional Investigación y Análisis para una Propuesta de Intervención Paisajística. Academia Journals 2838-2844.



Fig 3. *R. norvegicus* (A) y *M. musculus* (B).

OBJETIVO

Caracterizar la parásito-fauna y algunas bacterias asociadas a los ectoparásitos encontrados, y analizar su asociación con algunas variables en los roedores sinantrópicos colectados.

METODOLOGÍA

- Analizar 152 roedores, 76 *M. musculus* y 76 *R. norvegicus*.
- Registro de variables: Peso, sexo, edad, longitud y especie.
- Ectoparásitos: Cepillado con peine de cerdas finas. Centro de Medicina Tropical de la Facultad de Medicina UNAM. Pruebas de PCR. Museo de Zoología de Alfonso L. Herrera de la Facultad de Ciencias UNAM. Determinación taxonómica de las pulgas.
- Endoparásitos: Disección del roedor y pruebas coproparasitológicas (Faust y sedimentación). Aclaramiento y/o tinción de helmintos para identificación morfológica. Laboratorio de Parasitología Veterinaria UAM - Xochimilco.

RESULTADOS

Preliminares

- Ectoparásitos:

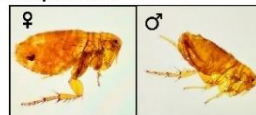


Fig 4. *Xenopsylla cheopis*

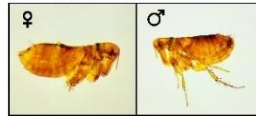


Fig 5. *Nosopsyllus fasciatus*

- Endoparásitos:

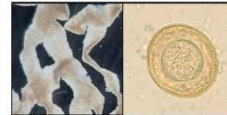


Fig 6. Hymenolepididae

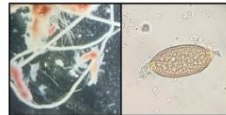


Fig 7. Trichinelloidea



Fig 8. Trematodo digenético



Fig 9. Acanthocephalus

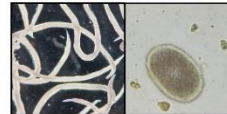


Fig 10. *Heterakis spumosa*

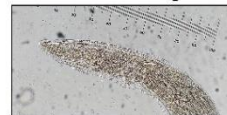


Fig 11. *Syphacia obvelata*

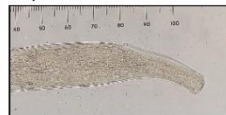


Fig 12. *Aspiculuris sp.*

Ectoparásitos:		Endoparásitos:	
MM	22.3%	MM	51.3%
RN	68.4%	RN	94.2%
Prevalencia total		Prevalencia total	
Pulgas total: RN 25 (19/76), MM 1.3 (1/76)		Hymenolepididae RN 44.9 (31/69), MM 1.3 (1/76)	
Xenopsylla cheopis RN 22.3 (17/76), MM 1.3 (1/76)		Trichinelloidea RN 56.5 (39/69)	
Nosopsyllus fasciatus RN 2.6 (2/76)		Trichostrongyloidea RN 85.5 (59/69), MM 5.2 (4/76)	
Piojos total: Polyplax spinulosa RN 48.6 (37/76)		Acanthocephala RN 2.8 (2/69)	
Polyplax serrata MM 1.3 (1/76)		Digenea RN 1.4 (1/69)	
Ácaros total: RN 39.4 (30/76), MM 19.7 (15/76)		Heterakis spumosa RN 75.3 (52/69)	
		Syphacia obvelata MM 47.3 (36/76)	
		Aspiculuris sp. MM 9.2 (7/76)	

Cuadro 1. La información se presenta como % positivos (n positivos / n analizados). MM = *M. musculus*, RN = *R. norvegicus*.

CONCLUSIONES

Preliminares

Los hallazgos permiten confirmar la presencia de parásitos con potencial zoonótico como la pulga *Xenopsylla cheopis* y los cestodos de la familia Hymenolepididae.



¿QUIERES CONOCER MÁS?

@pbloiri

pbloiri.blogspot.com

pbloiri@gmail.com

Escanea el código QR!

Casa abierta al tiempo

15/01/23 al 16/07/23
Asesor de servicio social



Casa abierta al tiempo
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
Unidad Xochimilco

CONSTANCIA DE ACREDITACIÓN DE SERVICIO SOCIAL
26 de Marzo, 2024.

CSS/DCBS/L-259/2024

MTRA. ROSALIA SERRANO DE LA PAZ
DIRECTORA DE SISTEMAS ESCOLARES
Presente

Con fundamento en las normas establecidas por el Reglamento de Servicio Social a Nivel Licenciatura de la Universidad Autónoma Metropolitana esta División Académica hace constar que la alumna:

GABRIELA ORTIZ ARMENTA, Matricula 2163024808

de la Licenciatura en **MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**, acreditó su Servicio Social en el proyecto: **BÚSQUEDA E IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS EN HECES DE ROEDORES SINANTRÓPICOS DEL CANAL NACIONAL, CIUDAD DE MÉXICO**, en la Dependencia **UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA - UNIDAD XOCHIMILCO, LABORATORIO DE PARASITOLOGIA VETERINARIA**, bajo la asesoría de la **M. EN C. CLAUDIA IRAIS MUÑOZ GARCIA y M.V.Z. PABLO MIGUEL GOMEZ IRIARTE**, que corresponde al sector **EDUCATIVO** con orientación a la actividad **MEDIO AMBIENTE**.

El alumno inició el Servicio Social el **15 de Enero de 2023** y lo concluyó el **16 de Julio de 2023**, sin recibir estímulo económico.

Se expide la presente para los usos legales correspondientes.

Atentamente
Casa abierta al tiempo


DR. LUIS AMADO AYALA PEREZ
DIRECTOR DE LA DIVISIÓN

Coordinación de Sistemas Escolares, UAM-X
Coordinación de Servicio Social, CBS, UAM-X
Interesado