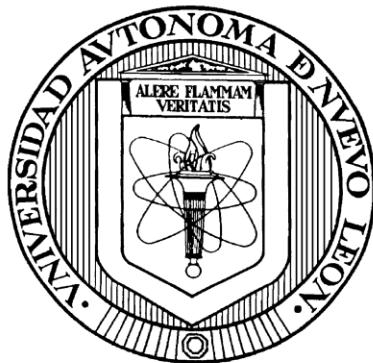


UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE AGRONOMÍA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



“Presencia de *Trypanosoma cruzi* en *Didelphis virginiana* (tlacuache norteño) y triatominos en municipios de la Zona Metropolitana de Monterrey, Nuevo León, México”

Por
STEFAN LEDEZMA NÁJERA

Como requisito parcial para obtener el grado de
MAESTRO EN CIENCIA ANIMAL

General Escobedo, N.L., diciembre de 2025

"Presencia de *Trypanosoma cruzi* en *Didelphis virginiana* (tlacuache norteño) y triatominos en municipios de la Zona Metropolitana de Monterrey, Nuevo León, México "

Aprobación de tesis por el comité particular de
MVZ. Stefan Ledezma Nájera

COMITÉ DE TESIS

Dr. Rogelio Carrera Treviño



Presidente

Dra. Rosa María Sánchez Casas



Secretario

Dr. Gerardo Méndez Zamora



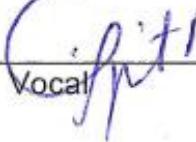
Vocal

Dr. Jorge Armando Contreras Lozano



Vocal

Dr. Juan José Zárate Ramos



Vocal

"Presencia de *Trypanosoma cruzi* en *Didelphis virginiana* (tlacuache norteño) y triatominos en municipios de la Zona Metropolitana de Monterrey, Nuevo León, México "

Aprobación de tesis por el comité particular de
MVZ. Stefan Ledezma Nájera

COMITÉ DE TESIS



Dr. Rogelio Carrera Treviño
Director



Dr. Juan Pablo Fimbres Macias
Codirector Externo



Dr. Uziel Castillo Velázquez
Subdirector de Posgrado e Investigación

AGRADECIMIENTOS

Deseo expresar mi más sincero agradecimiento a mi asesor, el Dr. Rogelio Carrera, por su guía, paciencia y compromiso. Su acompañamiento fue fundamental para impulsar en mí un proceso de cambio y crecimiento, tanto en esta etapa profesional como en mi vida personal.

A la Dra. Rosa María Sánchez, por su guía y sus valiosos consejos, así como por brindarme las palabras y la motivación que necesitaba en los días en que más las requería.

Al Dr. Zárate Ramos, por seguir compartiendo su experiencia en parasitología; al Dr. Gerardo Zamora y al Dr. Jorge Contreras, por su disponibilidad, asesoría y por compartir sus conocimientos en estadística; y a los biólogos Dr. Jorge Rodríguez y EEMV. Gisela León por transmitirme su experiencia y su pasión por la entomología.

A la Dra. Ingeborg D. Becker, por recibirme en sus instalaciones; y a su equipo de trabajo Daniel, Estefanía, Javier, Carlos y Cristina. A la Dra. Sarah Hamer, Dr. Gabriel Hamer y Dr. Juan Pablo Fimbres, por acercarme y conectarme con el estudio de la Enfermedad de Chagas; Y al MCA. Omar Ocañas y la MCA. Karina Flores por compartir su experiencia.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT), al Dr. Gustavo Vidal y Dr. Uziel Castillo por las facilidades y el apoyo brindado durante el proyecto y mi formación; A Mayra González por toda la atención y amabilidad brindada en posgrado.

A mis compañeros de maestría, Jésica, Vivi y Ricardo, por hacer de esta etapa una de las mejores de mi vida.

Y, por último, a los voluntarios del Laboratorio de Fauna Silvestre UANL, tanto a quienes estuvieron de paso como a quienes continúan. Sin su apoyo, mi estancia en el laboratorio no habría sido tan enriquecedora.

En especial a mi hermana de vida, Melany, mi agradecimiento genuino por ser una pieza fundamental en la realización del presente proyecto y una de las mejores personas que he conocido; Y a Abigail por darme la fuerza que necesitaba y apoyarme durante los últimos pasos de este proceso.

Confío que mi paso por el laboratorio haya podido aportar algo valioso a su desarrollo académico, profesional y personal.

DEDICATORIA

A mi familia: a mi papá, por darme las herramientas para observar, escuchar, analizar y actuar; a mi mamá, por educarme con valores de respeto, responsabilidad y amabilidad, y por contribuir a formar a la persona que soy hoy; a mis hermanas, Ale y Cynthia, por confiar siempre en mí e impulsarme a ser mejor cada día; y a mis abuelos, tíos, tíos y primos que siempre me han apoyado con su cariño incondicional.

A todos los estudiantes que inician en el campo de la investigación y que, como es natural, enfrentan dudas e incertidumbre, quiero decírselos que habrá días buenos y días difíciles; personas que sumen y otras que quizás no tanto. Lo importante es mantener la mirada en el objetivo, aun cuando a veces parezca lejano o inalcanzable; la realidad es que está más cerca de lo que parece. En ocasiones, los resultados no serán los esperados, pero es fundamental confiar en el proceso y, sobre todo, confiar en uno mismo.

“¿Cómo puedo ayudar?”

Ig @dr_tlacuache

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS.....	III
DEDICATORIA.....	IV
ÍNDICE.....	V
SÍMBOLOS Y ABREVIATURAS.....	VII
LISTA DE FIGURAS.....	VIII
LISTA DE TABLAS.....	X
RESUMEN.....	XI
ABSTRACT.....	XII
1. INTRODUCCIÓN	1
2. ANTECEDENTES	3
2.1 Características <i>Didelphis virginiana</i>	3
2.2 El impacto de la urbanización en <i>D. virginiana</i>	6
2.3 Patógenos asociados.....	8
2.3.1 Bacterias, virus y hongos	8
2.3.2 Endoparásitos	9
2.3.3 Ectoparásitos	12
2.4 Medicina enfocada en <i>D. virginiana</i>	13
2.5 Toma de muestra sanguínea en <i>D. virginiana</i>	15
2.6 <i>Trypanosoma cruzi</i>	16
2.6.1 Ciclo biológico	17
2.6.2 Mecanismos de transmisión	18
2.6.3 Características de los triatomíos.....	19
2.6.4 Especies de triatomíos en México	20
2.6.5 Características de los triatomíos urbanos	24
2.6.6 Especies de triatomíos en Nuevo León	25
2.7 One Health	26
3. JUSTIFICACIÓN Y PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	27
4. HIPÓTESIS	28
5. OBJETIVOS DEL PROYECTO DE INVESTIGACIÓN	28
5.1 Objetivo general	28

5.2 Objetivos específicos	28
6. MATERIALES Y MÉTODOS.	29
6.1 Área y Tiempo de muestreo	29
6.2 Lugar de procesamiento de muestras	29
6.3 Obtención de ejemplares	29
6.4 Manejo de los animales	30
6.5 Toma de muestra sanguínea	31
6.6 Colección de ectoparásitos	33
6.7 Recolección de heces	33
6.8 Detección molecular <i>T. cruzi</i> en tejidos por PCR (Reacción en Cadena de la Polimerasa).....	33
6.9 Trampas luz.....	37
7. RESULTADOS.....	39
7.1 Muestreo tlacuache norteño <i>D. virginiana</i> en la Zona Metropolitana de Monterrey Nuevo León.....	39
7.2. Diagnóstico molecular de <i>Trypanosoma cruzi</i>	41
7.3 Muestreo de <i>Trypanosoma cruzi</i> en triatominos en la Zona Metropolitana de Monterrey, Nuevo león	43
7.3.1 Análisis diagnóstico de vectores	44
7.4 Identificación y diagnóstico de <i>Rickettsia</i> spp encontrada en pulgas en <i>D. virginiana</i>	46
7.5 Identificación de endoparásitos por técnica de flotación y directa	49
8. DISCUSIÓN	52
9. CONCLUSIONES Y PERSPECTIVA.....	62
10. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	63

LISTA DE SÍMBOLOS Y ABREVIATURA

SÍMBOLO O ABREVIATURA	DESCRIPCIÓN
ml	Mililitros
µl	Microlitros
ADN	Ácido desoxirribonucleico
cm	Centímetro
g	Gramos
kg	Kilogramos
PCR	Siglas en inglés de reacción en cadena de la polimerasa
Pb	Pares de bases
UMA	Unidad de Manejo para la Conservación de la Vida Silvestre
OMS	Organización Mundial de la Salud
OPS	Organización Panamericana de la Salud
<i>T. cruzi</i>	<i>Trypanosoma cruzi</i>
<i>D. virginiana</i>	<i>Didelphis virginiana</i>
<i>C. felis</i>	<i>Ctenocephalides felis</i>
<i>C. canis</i>	<i>Ctenocephalides felis</i>
<i>T. turgida</i>	<i>T. turgida</i>
<i>R. felis</i>	<i>Rickettsia felis</i>

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Distribución a nivel mundial de la especie <i>D. virginiana</i>	4
Figura 2. Fotografía de ejemplar juvenil de la especie <i>D. virginiana</i> en la ciudad de Monterrey, Nuevo León en 2024.....	5
Figura 3. Problemáticas de <i>D. virginiana</i> en zona urbana en la ZMM.....	7
Figura 4. Ejemplar <i>D. virginiana</i> con enfermedad metabólica ósea en la ZMM.....	14
Figura 5. Ejemplares <i>D. virginiana</i> heridos por conflictos humanos).....	15
Figura 6. Extracción de sangre en <i>D. virginiana</i>	15
Figura 7. Ciclo biológico de <i>Trypanosoma cruzi</i> en <i>D. virginiana</i>	18
Figura 8. Esquematización fases de desarrollo <i>Triatoma gerstaeckeri</i>	20
Figura 9. Especies y distribución de triatomíos de importancia médica en el norte de México.....	22
Figura 10. Especies y distribución de triatomíos de importancia médica en el centro de México.....	23
Figura 11. Especies y distribución de triatomíos de importancia médica en el sur de México.....	24
Figura 12. Presencia de triatomíos en municipios del estado de Nuevo León 2025.....	25
Figura 13. Área de muestreo Zona Metropolitana de Monterrey Nuevo León durante el periodo enero-octubre de 2024.....	29
Figura 14. Base de Datos Excel utilizada durante el muestreo en la ZMM.....	30
Figura 15. Ejemplares <i>D. virginiana</i> recibidos en el programa de rehabilitación y reportados por ciudadanos.....	31
Figura 16. Examen físico y toma de muestra en <i>D. virginiana</i>	32
Figura 17. Toma de muestra y maceración de tejido para protocolo de extracción de ADN.....	34
Figura 18. Disección intestinal de un ejemplar <i>T. gerstaeckeri</i> para la extracción de ADN.....	34
Figura 19. Protocolo de extracción de ADN en tejido de <i>D. virginiana</i> y triatomíos....	35
Figura 20. Protocolo de extracción de adn con el kit MagMax-96 DNA multi-sample para la detección de <i>T. cruzi</i> en PCR tiempo real en triatomíos.....	36
Figura 21. Mapa de distribución de las trampas luz.....	38

Figura 22. Muestreo de tlacuaches en la ZMM.....	39
Figura 23. Sitios de captura de ejemplares Distribución <i>D. virginiana</i> en municipios de la ZMM.....	40
Figura 24. Porcentaje de muestras de tejido procesadas por diagnóstico molecular PCR para la detección de <i>T. cruzi</i> en <i>D. virginiana</i>	42
Figura 25. Gel de electroforesis con resultado negativo, amplificando un fragmento de 490 pb para <i>Trypanosoma cruzi</i>	43
Figura 26. Sitios de colecta de triatominos.....	44
Figura 27. Análisis y disección para el diagnóstico directo y molecular de <i>T.cruzi</i> en triatominos <i>T.gerstaeckeri</i>	45
Figura 28. Distribución de pulgas positivas a <i>Rickettsia</i> spp.....	47
Figura 29. Colecta de pulgas en ejemplar <i>D. virginiana</i>	48
Figura 30. Amplificación de fragmento de 800pb gel electroforesis con muestras positivas para <i>Rickettsia</i> spp.....	48
Figura 31. Toma de muestra de heces para exámenes coproparasitológicos.....	49
Figura 32. Estructura de nemátodo <i>T. turgida</i> encontrados durante la necropsia de un ejemplar de <i>D. virginiana</i>	50
Figura 33. Presencia de parásitos en el tracto gastrointestinal durante la necropsia de un ejemplar de <i>D. virginiana</i> atropellado en la ZMM.....	51

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Patógenos asociados a <i>D. virginiana</i> de bacterias, hongos y virus.....	9
Tabla 2. Patógenos asociados a <i>D. virginiana</i> de endoparásitos.....	10
Tabla 3. Patógenos asociados a <i>D. virginiana</i> de ectoparásitos.....	12
Tabla 4. Municipios de distribución trampas luz en la ZMM.....	37
Tabla 5. Resultados del muestreo de tlacuaches norteño <i>D. virginiana</i>	40
Tabla 6. Resultados del diagnóstico molecular por PCR para <i>T. cruzi</i> de muestras de sangre y tejido obtenidas de ejemplares de <i>D. virginiana</i>	41
Tabla 7. Esfuerzo total de muestreo de trampas lumínicas.....	44
Tabla 8. Resultados diagnóstico directo y molecular de insectos de la especie <i>T. gerstaeckeri</i> colectadas por reporte ciudadano.....	46
Tabla 9. Resultado de la identificación y diagnóstico molecular de pulgas positivas a <i>Rickettsia</i> spp en <i>D. virginiana</i>	47

RESUMEN

El tlacuache *Didelphis virginiana* es uno de los principales reservorios naturales de *Trypanosoma cruzi*, agente etiológico de la Enfermedad de Chagas. Esta especie, al igual que otros pequeños mamíferos sinantrópicos, como los roedores, habita y coexiste estrechamente con las poblaciones humanas en zonas urbanas de gran parte del continente americano, lo que la convierte en un componente relevante en la dinámica de transmisión del parásito. El objetivo de este estudio fue determinar la prevalencia de infección por *T. cruzi* en tlacuaches e identificar la presencia del parásito en triatomíos de importancia médica en la Zona Metropolitana de Monterrey, Nuevo León. Durante el periodo enero–octubre de 2024, se obtuvieron muestras de sangre y tejidos de 308 tlacuaches, de los cuales se procesaron 586 muestras mediante reacción en cadena de la polimerasa (PCR). Ninguna de ellas resultó positiva para ADN de *T. cruzi*. En cuanto a los vectores, se recolectaron triatomíos a partir de reportes ciudadanos; el 18.18 % (2/11) de los insectos analizados fueron positivos por diagnóstico molecular mediante los primers TC24F/TC24R y 609F/706R en tejidos, y Tc1/Tc2/Tc3 por PCR en tiempo real. Adicionalmente, el 10 % (4/40) de las muestras fecales analizadas presentaron huevos de nematodos. En los ejemplares sometidos a necropsia, se registraron 35 parásitos en estadios juveniles y adultos de *Turgida turgida* en el 50 % (4/8) de los individuos examinados. Asimismo, se analizaron 338 pulgas agrupadas en 76 pools, de los cuales el 14.1 % (11/76), correspondientes al 40.5 % (137/338) de las pulgas, fueron positivas para *Rickettsia* spp estas procedían de ocho tlacuaches. La ausencia de *T. cruzi* en el estudio sugiere que *D. virginiana* no juega un papel importante en la transmisión de *T. cruzi*, pero si en otras enfermedades como la rickettsiosis.

Palabras clave: Enfermedad de Chagas, *Trypanosoma cruzi*, *Didelphis virginiana*, *Triatoma* spp.

ABSTRACT

The northern opossum *Didelphis virginiana* is one of the main natural reservoirs of *Trypanosoma cruzi*, the etiological agent of Chagas disease. This species, like other small synanthropic mammals such as rodents, inhabits and closely coexists with human populations in urban areas throughout much of the American continent, making it a relevant component in the parasite's transmission dynamics. The aim of this study was to determine the prevalence of *T. cruzi* infection in opossums and to identify the presence of the parasite in medically important triatomines in the Metropolitan Area of Monterrey, Nuevo León. Between January and October 2024, blood and tissue samples were collected from 308 opossums, of which 586 samples were processed using polymerase chain reaction (PCR). None tested positive for *T. cruzi* DNA. Regarding vectors, triatomines were collected through citizen reports; 18.18% (2/11) of the insects analyzed were positive by molecular diagnosis using primers TC24F/TC24R and 609F/706R in tissues, and Tc1/Tc2/Tc3 by real-time PCR. Additionally, 10% (4/40) of the fecal samples analyzed contained nematode eggs. In the individuals subjected to necropsy, 35 juvenile and adult parasites of *Turgida turgida* were recorded in 50% (4/8) of the examined opossums. Furthermore, 338 fleas were analyzed in 76 pools, of which 14.1% (11/76) corresponding to 40.5% (137/338) of the fleas tested positive for *Rickettsia* spp.; these originated from eight opossums. The absence of *T. cruzi* in this study suggests that *D. virginiana* does not play an important role in the transmission of *T. cruzi*, but it does appear to participate in other diseases such as rickettsiosis.

Keywords: Chagas disease, *Trypanosoma cruzi*, *Didelphis virginiana*, *Triatoma* spp.

1. INTRODUCCIÓN

En la actualidad, el aumento y crecimiento descontrolado de la población humana ha provocado cambios directos en los ecosistemas que han modificado los recursos naturales y en consecuencia a los organismos que habitan en ellos. De manera específica la urbanización y las actividades humanas han provocado la fragmentación de hábitat, cambios de comportamiento, el desplazamiento y la extinción de poblaciones de fauna silvestre.

Existen especies silvestres de animales sinantrópicas, es decir, animales que, por su gran habilidad y capacidad de adaptación, aprendiendo a coexistir directamente con los humanos aprovechando recursos alimenticios y las edificaciones como refugio (por ejemplo, ratones, murciélagos, palomas domésticas y tlacuaches) que, por su gran habilidad y capacidad de adaptación, para cumplir con sus necesidades.

Esta interacción trae consecuencias de importancia para la salud pública, debido a una apertura para la entrada de enfermedades que pueden afectar a la población humana y animales domésticos. Así mismo, estas enfermedades pueden ser directamente transmitidas por reservorios vertebrados, pero, también por organismos invertebrados que cumplen su ciclo biológico dentro del mismo ecosistema y pueden ser vectores (como ejemplos pulgas, garrapatas, mosquitos, flebotomíos y chinches besuconas) de distintos agentes patógenos. En tlacuaches se han encontrado una diversidad de agentes patógenos, lo que los convierte en un reservorio de importancia, al estar en contacto directo con las poblaciones humanas. La Enfermedad de Chagas, una enfermedad endémica del continente americano es causada por *Trypanosoma cruzi*, un hemoparásito con la capacidad de infectar a través de vectores insectos y reservorios mamíferos, se calcula que en el mundo existen entre seis y siete millones de personas infectadas por *T. cruzi* en el mundo. Este hemoparásito mantiene una versatilidad de infección amplia principalmente por el contacto de las deyecciones del vector con mucosas, ingestión de triatomíos y carne de un reservorio infectado, contacto con sangre contaminada en heridas o mucosas y en

tlacuaches se ha encontrado la presencia de la fase infectiva de *T. cruzi*, que de manera convencional se encuentra en las deyecciones de los vectores, se ha reportado en secreciones anales, lo que los convierte en reservorios eficientes para continuar el ciclo biológico del parásito.

Esta enfermedad mantiene un porcentaje “bajo” de infección en México, por lo que presenta una atención menor por parte del gobierno a comparación de otras enfermedades. Este parásito afecta principalmente a poblaciones con un nivel socioeconómico bajo, donde las condiciones de vivienda no son adecuadas y están cerca de grandes áreas verdes, lo que facilita una infección a través de los vectores.

En México existen estrategias clave para la prevención de esta enfermedad incluyendo el control de donación de sangre, transfusiones y trasplante de órganos y una campaña activa para la eliminación de los vectores que sean una posible causa de propagación de la infección.

Con el cambio en la percepción social hacia los tlacuaches, y debido a sus características que facilitan su mantenimiento en cautiverio, en el futuro podrían llegar a considerarse animales de compañía, lo que haría aún más delgada la línea entre los agentes de origen silvestre, los animales domésticos y la población humana por lo que realizar estudios en esta especie es de gran relevancia.

2. ANTECEDENTES

2.1 Características *Didelphis virginiana*

Los límites de la distribución *D. virginiana* pertenece a la extensión más meridional de las tierras altas del norte de Mesoamérica y están cercanas al extremo sur del bioma tropical de bosque caducifolio áridos de la vertiente del Pacífico y la llanura costera de México y Centroamérica (Gardner, 1973). Esta es una de las especies más abundantes que se extiende por el continente desde América Central hasta Canadá y sigue extendiendo su distribución geográfica (Figura 1) (Bezerra, *et al.*, 2021).

Existen cuatro subespecies de *D. virginiana* reconocidas distribuidas en diferentes regiones: *D. v. virginiana* encontrada en Estados Unidos y el sur de Canadá, en el caso de *D. v. pigra* se encuentra a lo largo de la costa del Golfo de Texas a Carolina del sur; *D. v. californica* su distribución se extiende desde el sur de Texas y Sonora, México, hasta el suroeste de Nicaragua; y *D. v. yucatensis* limitado solamente a la península de Yucatán (Gardner, 1973).

Otras especies que pertenecen a este género y tienen una distribución amplia son *D. pernigra* que se extiende desde el norte de Venezuela hasta Bolivia, *D. aliventris* que puede encontrarse desde Bolivia, centro-sur de Brasil, Paraguay, Uruguay y Argentina y *D. imperfecta* desde el sur de Venezuela y Guyana (Díaz y Willig, 2004).

En México se tiene registro de la distribución de al menos ocho especies de marsupiales del orden Didelphimorphia en siete géneros (*Philander*, *Metachirus*, *Caluromys*, *Chironectes*, *Didelphis*, *Tlacuatzin* y *Marmosa*). El género *Didelphis* es el que tiene una mayor distribución en el país y está representado por dos especies: *D. virginiana* o tlacuache norteño, y *D. marsupialis* o tlacuache sureño (Medina, *et al.*, 2012).



Figura 1. Distribución a nivel mundial de la especie *D. virginiana* (IUCN. *D. virginiana*. The IUCN Red List of Threatened Species Version 2025.

Las características morfológicas de los miembros que conforman la familia Didelphidae es la presencia de cabeza de forma cónica y de tamaño grande en comparación con el tamaño de su cuerpo, el hocico es puntiagudo y la nariz carece de pelaje, los ojos son prominentes y ubicados lateralmente en los costados y las orejas son redondas y muy delgadas. Los miembros son cortos y cada pata presenta cinco dedos y en el caso de los miembros posteriores presentan un pulgar oponible que les permite sujetar objetos, y la cola es de tipo prensil permitiendo la habilidad de afianzarse a los árboles y poder subir con seguridad (Martínez, 2020; McManus, 1974). Algunos géneros de marsupiales no presentan marsupio, tales como *Marmosa*, *Monodelphis*, y *Metachirus* (Lozada, et al., 2015).

El pelaje y la coloración de las diferentes subespecies del género *Didelphis* varían en cada región. En las poblaciones que se encuentran al norte, muestran un pelaje más grueso, es de una coloración blanquecina y en menor medida cuentan con puntas negras, está cubierto por una fina capa de pelos protectores pálidos, lo que le da al animal una apariencia gris y canosa. Las poblaciones del sur tienen un pelaje más escaso y muestran una mayor proporción de pelos protectores negros (Figura 2) (Gardner, 1970; McManus, 1974).

D. virginiana puede adquirir variaciones fenotípicas, morfológicas, conductuales y fisiológicas dependiendo la ubicación geográfica y las condiciones ambientales donde habiten, los factores que determinantes para estos cambios pueden ser depredación, competencia intra e interespecie, dieta, selección sexual, humedad, temperatura, precipitación, estacionalidad y altitud (Gardner, 1973; Müller, 2007).



Figura 2. Fotografía de ejemplar juvenil de la especie *D. virginiana* en la ciudad de Monterrey, Nuevo León en 2024 (Fuente: propia).

Los comportamientos alimenticios de *D. virginiana* han sido estudiados ampliamente, considerando a esta especie con patrones oportunistas, la mayor parte de la dieta consiste en insectos, carroña, material vegetal, frutas y cereales (McManus, 1974); pero también pueden incluir pequeños vertebrados (Cáceres y Monteiro, 2001).

En su hábitat natural estos animales tienen un papel ecológico importante ya que actúa controlando las poblaciones de insectos, aves, pequeños mamíferos y reptiles, así como contribuir en la dispersión de semillas, convirtiéndola en una especie que ayuda al proceso de reforestación de ecosistemas fragmentados por el hombre (Cantor, *et al.*, 2010).

2.2 El impacto de la urbanización en *D. virginiana*

La urbanización crece cada año, espacios de áreas verdes se han convertido en casas particulares o en comunidades humanas, esto ha presentado nuevas dinámicas para la vida silvestre como cambios en el hábitat, en los recursos alimenticios y en los conflictos humanos (Wright, *et al.*, 2012). Aunque estos cambios hagan inhabitables las zonas urbanas para algunas especies silvestres, *D. virginiana* ha aprovechado los recursos y facilidades que ofrecen estos espacios e inclusive en la actualidad se consideran parte de la fauna silvestre urbana. Su éxito en la colonización de los entornos antropogénicos se debe al comportamiento omnívoro dentro de su dieta y a la capacidad de ingerir desechos humanos, lo que le permite tener una mayor disponibilidad de alimento (Wright, *et al.*, 2012).

Un cambio de comportamiento debido a la disponibilidad de alimento en esta especie a raíz de la adaptación a las zonas urbanas es la reducción de su área de distribución, los animales no necesitan tener la necesidad de desplazarse grandes distancias en busca de alimento. Aunque existen poca información y es variable, se ha encontrado que esta especie en entornos urbanos puede desplazarse en un área 0.134 km^2 - 0.373 km^2 en machos adultos, 0.051 km^2 - 0.188 km^2 para hembras y en áreas rurales mantiene un rango mayor de desplazamiento de 0.786 km^2 - 1.416 km^2 y 0.28 km^2 - 0.644 km^2 en machos y hembras respectivamente (Wright, *et al.*, 2012; Glebskiy, *et al.*, 2024).

Así mismo, otro factor en el aumento de la población en zonas urbanas de medianos mamíferos como *D. virginiana* es debido a que existe una menor cantidad de especies depredadoras que pueden de manera natural controlar el número de esta especie (Greenspan, *et al.*, 2018). También se ha encontrado que esta especie prefiere establecerse en estructuras antropogénicas debido a que presentan un mejor refugio y pueden conseguir una mayor variedad de alimento lo que inclusive también les hace ganar mayor masa corporal en comparación de tlacuaches que viven en entornos rurales donde existe una menor diversidad de alimento y refugio (Figura 3) (Wright, *et al.*, 2012; Glebskiy, *et al.*, 2024). Una desventaja de poder conseguir alimento de fácil accesibilidad

en contenedores de basura es el riesgo de quedar atrapados dentro, lo que los convierte en una trampa mortal para ellos (Figura 3).

El desplazamiento y la búsqueda de alimento en áreas urbanas representan actividades de alto riesgo para los mamíferos terrestres. Muchos deben modificar sus comportamientos y horarios de actividad, esperando la disminución del tráfico humano y vehicular. En el caso de *D. virginiana*, esta especie presenta hábitos nocturnos, lo que le facilita desplazarse durante la noche (Coronel, *et al.*, 2020). Sin embargo, los atropelamientos vehiculares continúan siendo una de las principales causas de mortalidad para estos animales en zonas urbanas.



Figura 3. Problemáticas de *D. virginiana* en zona urbana en la ZMM. A) Ejemplar hembra atropellado con crías. B) Ejemplar refugiado en un vehículo particular. C) Ejemplar atrapado en un contenedor de basura de un domicilio particular (Fuente: propia).

La fauna doméstica urbana, como los perros y gatos, representa una competencia por los recursos alimenticios disponibles (Coronel, *et al.*, 2020). Algunos perros de gran tamaño pueden intentar cazar individuos adultos para alimentarse, mientras que los gatos suelen depredar sobre crías más pequeñas que se encuentren en el suelo o incluso sobre el lomo de la madre. En algunos casos, pueden matar a estos animales únicamente por comportamiento instintivo o recreativo, sin necesidad de consumirlos (Coronel, *et al.*, 2020).

Debido a esta interacción directa con el hombre *D. virginiana* puede funcionar como un vector biológico transportando organismos patógenos que pueden afectar a otras especies animales y al hombre (Cantor, *et al.*, 2010).

2.3 Patógenos asociados

Se han encontrado una diversidad de agentes infecciosos albergados en marsupiales del género *Didelphis* de importancia para la salud pública siendo un reservorio potencial para enfermedades zoonóticas (Bezerra, *et al.*, 2021). (Cordero, *et al.*, 2024) realizaron una revisión y encontraron un total de 27 agentes patógenos dentro de la familia Didelphidae. De esos 33% corresponden a helmintos, 33.3% a bacterias, 18% a protozoarios, 7.4% a ectoparásitos y 3.7% a virus. En la especie *D. virginiana* se encontraron nueve especies de patógenos de importancia.

2.3.1 Bacterias, virus y hongos

Diversos estudios han identificado en esta especie de marsupiales la presencia de agentes zoonóticos de origen bacteriano, viral y fúngico (Bezerra, *et al.*, 2021). La identificación de estos patógenos permite entender mejor las posibles rutas de transmisión y la dinámica ecológica que juegan los tlacuaches con algunos en los ecosistemas. En los últimos cinco años se han detectado microrganismos como *Babesia* spp, *Borrelia* spp, *Rickettsia* spp, *Anaplasma* spp, *Ehrlichia* spp, *Candidatus*, *Mycoplasma haematodidelphidis* y *Mycobacterium avium* subsp. *Hominis* y un hongo de la especie *Purpleocillium lilacinum* (Tabla 1) (Bezerra, *et al.*, 2021; Ballados, *et al.*, 2025; Falconnier, *et al.*, 2025).

Tabla 1. Patógenos asociados a *D. virginiana* de bacterias, hongos y virus

Patógenos asociados a <i>D. virginiana</i>		
Bacterias	<i>Borrelia</i> spp, <i>Rickettsia</i> spp, <i>Anaplasma</i> spp, <i>Ehrlichia</i> spp	Bezerra, <i>et al.</i> , 2021
	<i>Leptospira</i> spp	Krueger, 2016
	<i>Streptococcus</i> spp	Rurangirwa, 2000
	<i>Mycoplasma</i> spp	Fenton, 2012
	<i>Bartonella</i> spp	Krueger <i>et al.</i> , 2016
	<i>Szcherichia</i> y <i>Staphylococcus</i> spp	Barrios, 2009
	<i>Erysipelothrix rhusiopathiae</i>	Lonigro y LaRegina, 1988
	<i>Salmonella enterica</i>	Ruiz, <i>et al.</i> , 2002
	<i>Anaplasma phagocytophilum</i>	Rojero, <i>et al.</i> , 2017
	<i>Candidatus Mycoplasma haematodidelphidis</i>	Ballados, <i>et al.</i> , 2025
Hongos	<i>Histoplasma capsulatum</i>	Cruz, 2006
	<i>Purpureocillium lilacinum</i>	Falconnier, <i>et al.</i> , 2025
Virus	<i>Virus del Nilo</i>	Bosco, 2014
	<i>Virus de la fiebre amarilla</i>	Bughe, 1941; Glimore, 1943
	<i>Virus de la rabia</i>	Hourigan, 1956
	<i>Virus A y B</i>	Roca-Garcia, 1949; Barr, 1963

2.3.2 Endoparásitos

El comportamiento alimenticio oportunista de los tlacuaches los expone a la adquisición de diversos organismos parásitarios. El consumo de restos de comida presentes en el entorno urbano, contaminados con heces, o incluso la ingesta directa de estas, favorece el desarrollo de infecciones gastrointestinales. Como resultado, los tlacuaches pueden albergar una amplia variedad de parásitos intestinales, entre los que se encuentran nematodos como *Ancylostoma caninum*, *Angiostrongylus cantonensis*, *A. costaricensis*, *Trichinella spiralis*, *Didelphostrongylus hayesii*, *Turgida turgida*, *Aspidodera* spp., *Viannella arriaguensis*, *Cruzia tentaculata*, *Trichuris* spp., *T. didelphis*, *T. minuta*, miembros de las familias *Trichostrongylidae*, *Capillariidae*, *Strongyloides* spp., *Cruzia*

americana, *Travassostrongylus* spp. y *Physaloptera turgida*. También se han reportado trematodos como *Brachylaima virginiana*, *Neodiplostomum cratera*, *Platynosomum illiciens* y *Spirometra mansonioides*; cestodos como *Mathevotaenia* spp. y *Oligacanthonynchus microcephalus*; y acantocéfalos como *Cryptosporidium* spp. En cuanto a protozoarios, se han identificado *Besnoitia* spp., *Sarcocystis* spp. (*S. falcatula* y *S. lindsayi*), *Toxoplasma gondii*, *Eimeria* spp., *Giardia* spp., *Trypanosoma cruzi* y *Leishmania* spp. Muchos de estos parásitos afectan directamente la salud de los tlacuaches y, en algunos casos, representan un riesgo zoonótico para otras especies, incluido el ser humano (Tabla 2).

Tabla 2. Patógenos asociados a *D. virginiana* de endoparásitos

Patógenos asociados a <i>D. virginiana</i>		
Nematodos	<i>Ancylostoma caninum</i>	Teodoro, et al., 2019; Bezerra et al., 2020
	<i>Angiostrongylus cantonensis</i> , <i>A. costaricensis</i>	Bezerra, et al., 2021
	<i>Trichinella spiralis</i>	García, et al., 2023
	<i>Didelphostrongylus hayesii</i>	Cruz, 2006; García-Valle, et al., 2023
	<i>Didelphonema longispiculata</i>	Monet-Mendoza, et al., 2005
	<i>Turgida turgida</i>	Monet-Mendoza, et al., 2005; Panti-May et al., 2024
	<i>Aspidodera</i> spp.	Cruz, 2006; García-Valle et al., 2023
	<i>Viannaia</i> spp., <i>Viannaia viannai</i> , <i>V. arriaguensis</i>	Monet-Mendoza, et al., 2005; Panti-May et al., 2024
	<i>Cruzia</i> spp., <i>C. tentaculata</i>	López, et al., 2025
	<i>Trichuris</i> spp., <i>T. didelphis</i> , <i>T. minuta</i>	Cruz, 2006; Díaz-Camacho, et al., 2009; Ángel, 2021; García, et al., 2023; Panti, et al., 2024
	<i>Trichostrongylidae</i>	Cruz, 2006; García, et al., 2023
	<i>Gnatostoma</i> spp., <i>G. turgidum</i>	García, et al., 2023
	<i>Capillariidae</i> spp.	Panti-May, et al., 2024; López, et al., 2025
	<i>Strongyloides</i> spp.	López, et al., 2025
	<i>Cruzia americana</i>	Panti-May, et al., 2024; López, et al., 2025

	<i>Toxocara</i> spp., <i>Áscaris</i> spp., <i>Aspidodera raillieti</i>	Aragón, <i>et al.</i> , 2018
	<i>Caecilia tentaculata</i> , <i>Gongylonema</i> spp.	Acosta, <i>et al.</i> , 2015
	<i>Travassostrongylus</i> spp	Panti-May, <i>et al.</i> , 2024
	<i>Physaloptera turgida</i>	Richardson, 2013; Panti-May, <i>et al.</i> , 2024
	<i>Paragonimus kellicotti</i> , <i>P. mexicanus</i> , <i>P. caliensis</i>	Márquez, <i>et al.</i> , 2010; Bezerra, <i>et al.</i> , 2021; García, <i>et al.</i> , 2023;
	<i>Alaria marcianae</i>	Bezerra, <i>et al.</i> , 2021
	<i>Brachylaima</i> spp, <i>B. virginiana</i> <i>B. migrans</i> , <i>B. caudalitestis</i> , <i>B. didelphus</i>	Monet-Mendoza, <i>et al.</i> , 2005; Cruz, 2006; Acosta-Virgen, <i>et al.</i> , 2015; Panti-May, <i>et al.</i> , 2024
	<i>Rhopalias coronatus</i> , <i>R. macracanthus</i>	Cruz, 2006; Acosta-Virgen, <i>et al.</i> , 2015
Trematodos	<i>Zonorchis goliath</i>	Cruz, 2006
	<i>Amphimerus caudalitestis</i>	Acosta-Virgen, <i>et al.</i> , 2015
	<i>Neodiplostomum cratera</i>	Achatz, <i>et al.</i> , 2022
	<i>Platynosomum illiciens</i>	Panti-May, <i>et al.</i> , 2024
	<i>Plagiorchis elegans</i>	Richardson, 2013
	<i>Espirometra mansonioides</i>	Bezerra, <i>et al.</i> , 2021
	<i>Mathevotaenia</i> spp	García, <i>et al.</i> , 2023; Coronado <i>et al.</i> , 2025
	<i>Thaumasioscolex didelphidis</i>	Acosta, <i>et al.</i> , 2015
	<i>Oochorística</i> spp.	Richardson, 2013
Cestodos	<i>Plagiorhynchus cylindraeum</i>	Richardson, 2013
	<i>Besnoitia</i> spp.	García, <i>et al.</i> , 2023
Acantocéfalos	<i>Porrorchis nickoli</i>	Acosta, <i>et al.</i> , 2015
	<i>Oligacanthorhynchus</i> spp, <i>O. microcephalus</i>	Vieira, <i>et al.</i> , 2008; Acosta, <i>et al.</i> , 2015; Panti-May <i>et al.</i> , 2024
Protozoarios	<i>Leishmania</i> spp.	Ardila, <i>et al.</i> , 2023; Strehl, 2024
	<i>Giardia</i> spp	Teodoro, <i>et al.</i> , 2019; López <i>et al.</i> , 2025
	<i>Sarcocystis</i> spp, <i>S. falcatula</i> , <i>S. lindsayi</i>	García, <i>et al.</i> , 2023
	<i>Toxoplasma gondii</i>	Bezerra, <i>et al.</i> , 2021; Strehl, 2024
	<i>Trypanosoma cruzi</i>	Bezerra, <i>et al.</i> , 2020
	<i>Cryptosporidium</i> spp.	Cruz, 2006; Bezerra, <i>et al.</i> , 2021; Strehl, 2024

	<i>Isospora</i> spp.	Cruz, 2006
	<i>Eimeria</i> spp.	López, <i>et al.</i> , 2025
	<i>Babesia</i> spp	Bezerra, <i>et al.</i> , 2021

2.3.3 Ectoparásitos

Así mismo, estos animales son hospedadores de diversos ectoparásitos en su mayoría hematófagos como garrapatas de las especies *Amblyomma americana*, *Dermacentor variabilis*, *Haemaphysalis longicornis*, *Rhipicephalus sanguineus*, *Ixodes affinis*, *I. cookei*, *I. scapularis*, *I. texanus*, *I. loricatus* y pulgas de las especies *Ctenocephalides felis felis*, *Ctenocephalides canis*, *Cediopsylla simplex*, *Ctenophthalmus pseudogyrtes*, *Echidnophaga gallinaceae*, *Orchopea howardi*, *Poligenis gwyni* y *Plusaetus Sibynus* estos a su vez pueden actuar como vectores de agentes infecciosos. Estos parásitos externos no solo afectan la salud de los reservorios causando irritación, pérdida de sangre o infecciones secundarias, sino que también pueden transmitir agentes patógenos (Tabla 3) (Bezerra, *et al.*, 2020; Bezerra, *et al.*, 2021; Glebskiy, *et al.*, 2021).

Tabla 3. Patógenos asociados a *D. virginiana* de ectoparásitos

Patógenos asociados a <i>D. virginiana</i>			
Ectoparásitos	Garrapatas	<i>Amblyomma americana</i> , <i>Dermacentor variabilis</i> <i>Haemaphysalis longicornis</i> <i>Rhipicephalus sanguineus</i> <i>Ixodes affinis</i> , <i>I. cookei</i> , <i>I. scapularis</i> , <i>I. texanus</i> , <i>I. loricatus</i>	Bezerra, <i>et al.</i> , 2020; Bezerra, <i>et al.</i> , 2021
		<i>Ctenocephalides felis felis</i> <i>Ctenocephalides canis</i> <i>Cediopsylla simplex</i> <i>Ctenophthalmus pseudogyrtes</i> <i>Echidnophaga gallinaceae</i> <i>Orchopea howardi</i> <i>Poligenis gwyni</i> <i>Plusaetus Sibynus</i>	Bezerra, <i>et al.</i> , 2020; Bezerra, <i>et al.</i> , 2021; Glebskiy, <i>et al.</i> , 2021

		<i>Xenopsylla cheopis</i> <i>Euhoplopsyllus glacialis affinis</i>	Cruz, 2006, Hernández, 2014
		<i>Pulex irritante</i>	Hernández, 2014

2.4 Medicina enfocada en *D. virginiana*

En la actualidad en México y Estados Unidos *D. virginiana* se ha convertido en un animal de compañía popular, debido a que su estatus se encuentra como preocupación menor (IUCN Red List, 2016) y aunque en México es una especie endémica y se encuentra protegida por la Ley General de Vida Silvestre inclusive en algunas regiones es considerada una plaga por lo que no es considera una especie relevante y es poco probable ver sanciones por la tenencia de esta especie. La tenencia de esta especie, en la mayoría de los casos, ocurre cuando una hembra es atropellada y deja crías huérfanas. Las personas, con buena intención, suelen recoger y criar a los ejemplares, lo que genera impronta. Como resultado, estos tlacuaches desarrollan un comportamiento dócil y fácil de manejar y al no recibir una rehabilitación correcta son animales no aptos para regresar a la vida silvestre (Johnson, 2014).

Sin embargo, esta práctica conlleva diversas problemáticas. Aunque los tlacuaches son omnívoros, la falta de información adecuada provoca que se les proporcione una dieta inadecuada, que no cubre sus requerimientos nutricionales. Esto puede generar enfermedades como obesidad o, por el contrario, cuadros asociados a deficiencias, entre ellos la enfermedad metabólica ósea. Esta última provoca malformaciones debido a la falta de calcio y fósforo, afecta su bienestar y reduce drásticamente su calidad (Figura 4) (Johnson, 2014).



Figura 4. Ejemplar *D. virginiana* con enfermedad metabólica ósea en la ZMM durante el periodo 2024. Se observa un ejemplar de aproximadamente un año, fue criado desde que era una cría con una dieta basada exclusivamente con fruta, presenta malformaciones en miembros anteriores y posteriores no tiene movilidad, tiene el cráneo con malformaciones y la mandíbula inferior con un acortamiento lo que no le permite ingerir alimentos (Fuente: propia).

La concientización y la educación ambiental en México han aumentado en los últimos años, lo que ha generado un mayor interés por la atención y el bienestar de la fauna silvestre. Como resultado, es cada vez más común que clínicas y hospitales veterinarios reciban ejemplares de esta especie. Actualmente, incluso se cuenta con esquemas de dosificación de fármacos para su atención médica básica y de emergencia como los libros Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine y Carpenter's Exotic Animal Formulary.

En la mayoría de los casos estos animales llegan con múltiples fracturas debido a atropellos, heridas causadas por conflictos humanos y peleas por recursos alimenticios y territoriales con fauna doméstica urbana (Figura 5).



Figura 5. Ejemplares *D. virginiana* heridos por conflictos humanos. A) Hembra con crías con heridas en la cola provocadas por aceite caliente. B) Radiografía de un ejemplar juvenil con perdigones metálicos por conflicto con una persona (Fuente: propia).

2.5 Toma de muestra sanguínea en *D. virginiana*

Se han descrito varios sitios para la colecta de sangre y toma de muestras en esta especie, siendo la punción directa del corazón, la vena lateral de la cola, la vena central de la cola, vena femoral, venas braquiocefálicas y en el caso de las hembras las venas marsupiales (Figura 6) (Moore, 1984; Strehl, 2024).



Figura 6. Extracción de sangre en *D. virginiana*. (A) Extracción vena central de la cola. (B) Extracción vena lateral de la cola (Fuente: propia).

2.6 *Trypanosoma cruzi*

La enfermedad de Chagas es una de las trece enfermedades tropicales reconocidas por la Organización Mundial de la Salud (OMS) desatendidas del mundo. Es causada por el parásito *Trypanosoma cruzi*, un protozoo hemoflagelado perteneciente al orden de los Kinetopastida (Murcia, 2013; Bezerra, *et al.*, 2021).

Existen seis variantes genéticas descritas para *T. cruzi*, llamadas unidades de tipificación discreta (DTU) descritas de Tc1 a TcVI. Respecto al murciélagos (TcBat) solo esta reportada una, (Pinto, *et al.*, 2012), estas DTU pueden ser limitadas a ciertas áreas geográficas y se pueden encontrar dentro de una misma región.

Algunos estudios señalan que los linajes del DTU TcI se originaron y evolucionaron en los tlacuaches (Yeo, *et al.*, 2005; Zecca, *et al.*, 2020).

La evidencia de la relación evolutiva entre el género *Didelphis* y *T. cruzi* se ha propuesto debido a que se ha aislado la fase infectiva de este parásito en las secreciones de las glándulas anales lo que sugiere que la transmisión vectorial no es la principal y mantiene ciclos alterativos e independientes de transmisión que no involucran al vector (Carreira, *et al.*, 2001; Yeo, *et al.*, 2005).

Existen varios géneros de insectos hematófagos vectores de esta enfermedad, siendo el género *Triatoma* spp el más extendido, son conocidas como chinches besuconas.

Debido a la dieta variada que ingieren los tlacuaches es probable la ingesta accidental de vectores artrópodos como pulgas, garrapatas y triatomíos, lo que podría considerarse una vía de infección principal en esta especie. De hecho, con la diversidad de especies de fauna silvestre reportadas, podría ser probable que la ruta oral por consumo de triatomíos y de otros reservorios infectados es la principal forma de transmisión en los animales de vida silvestre (Jansen, *et al.*, 2020).

Debido a la gran diversidad de especies animales que sirven de reservorio para *T. cruzi*, el patógeno tiene una versatilidad de transmisión amplia que le permite

en la actualidad mantener ciclos selváticos, peridomésticos y domésticos (Schweigmann, *et al.*, 1999). En el caso de la especie *D. virginiana* su fácil adaptabilidad a los entornos urbanos y silvestres la hace participar en todos los ciclos del parásito. Los signos cínicos por la infección de *T. cruzi* en estos animales aún no se ha estudiado a profundidad, por lo general pueden mantener al parásito en su organismo sin desarrollar signos clínicos graves. Se ha podido aislar a *T. cruzi* en diferentes tejidos en *D. virginiana* como sangre, corazón, intestino grueso, músculo intercostal, heces y secreciones anales (Torhorst, *et al.*, 2022).

2.6.1 Ciclo biológico

El ciclo biológico es complejo, incluye a un reservorio vertebrado y la transmisión por un insecto vector, durante su ciclo biológico se puede presentar tres estados morfológicos: tripomastigote, epimastigote y amastigote no flagelada (Brener, 1973; Córdova, 2007).

La forma de epimastigote se replica dentro del contenido intestinal del insecto vector para posteriormente pasar a tripomastigote, esto sucede durante la alimentación del vector, *T. cruzi* se libera en las excreciones y al entrar en contacto directo con una lesión o mucosa, penetra las células y viaja al torrente sanguíneo (Córdova, 2007).

T. cruzi puede penetrar una amplia variedad de células incluyendo miocitos, adipocitos, células epiteliales, fibroblastos y macrófagos (Padilla, *et al.*, 2009). En el interior de las células los parásitos cambian al estadio reproductivo amastigote, posteriormente se diferencian en tripomastigotes sanguíneos, son liberados, iniciando el ciclo de infección nuevamente (Figura 7) (Murcia, 2013).

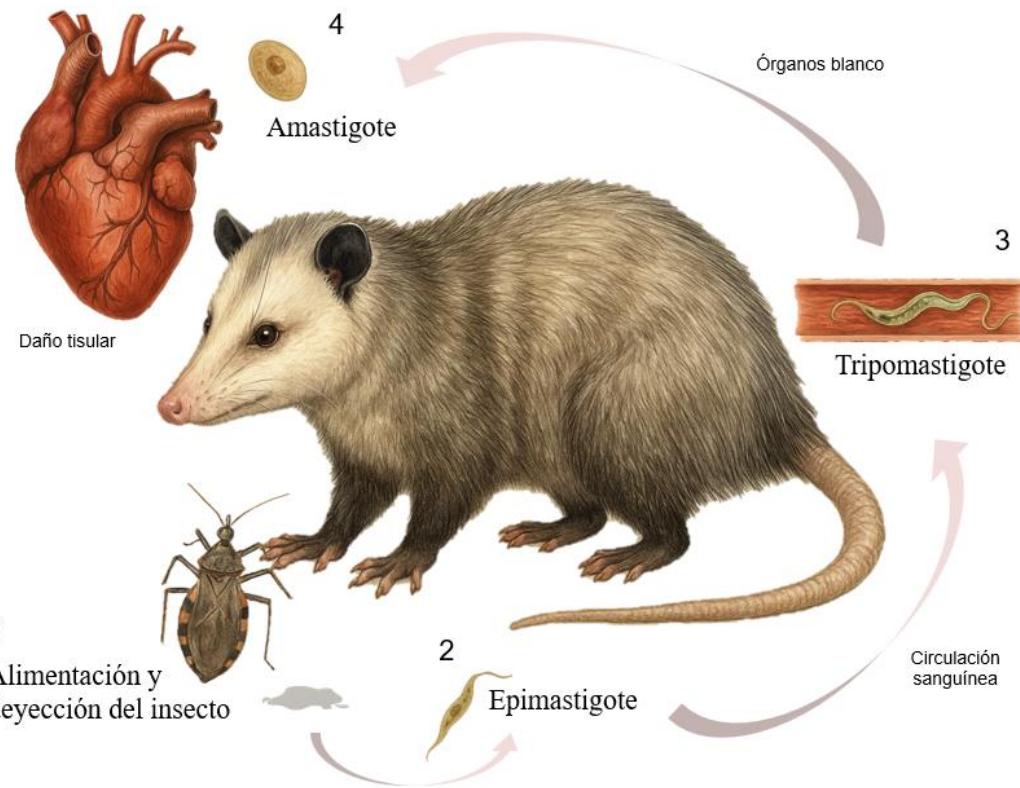


Figura 7. Ciclo biológico de *Trypanosoma cruzi* en *D. virginiana*. Un insecto triatomino ingiere sangre del reservorio y genera una deyección con epimastigotes. (2) Entra a circulación sanguínea y cambia de fase a tripomastigote. (3) Si el parásito no es eliminado por el sistema inmunológico del reservorio, los tripomastigotes viajan a órganos blanco. (4) Cambia al estadio replicativo de amastigote y genera daño tisular crónico (Fuente: propia).

2.6.2 Mecanismos de transmisión

En los últimos años, además del ser humano se ha logrado describir por lo menos 150 especies de animales mamíferos domésticos y silvestres, y los más recientes trabajos han reportado la presencia en aves y reptiles (Martínez-Hernández, *et al.*, 2022; Botto-Mahan, *et al.*, 2022). Los insectos de la subfamilia Triatominae, son la principal forma de diseminación de *T. cruzi*, se extienden por todo el continente americano.

Otras formas de transmisión de la enfermedad son por contacto directo con fluidos como sangre, secreciones glándulas anales, por contaminación cruzada con la ingesta de alimentos contaminados con heces del vector o reservorio y el

trasplante de órganos de donantes infectados y transmisión vertical (madre-feto) (Bern, *et al.*, 2011).

2.6.3 Características de los triatominos

Los triatominos se habían estado limitando a entornos silvestres donde se alimentaban de pequeños y medianos mamíferos como roedores, murciélagos y tlacuaches. Sin embargo, con el crecimiento de la urbanización estos insectos han estado colonizando los entornos domésticos y peridomésticos agregando como fuente de alimentación a animales domésticos y personas (Peña-Callejas, *et al.*, 2022).

Su ciclo de vida comienza con un huevo (forma elíptica y poseen un opérculo, por donde emerge la ninfa), tras eclosionar del huevo, los triatominos pasan por cinco estadios ninfales hasta llegar al adulto (Peña-Callejas, *et al.*, 2022). Durante los estadios ninfales (n1-n5) en cada uno de los estadios existe un crecimiento de tamaño, de las alas, primordios alares son visibles en la n5 y la fase adulta hembra o macho presenta alas y genitales desarrollados y diferenciados; las hembras poseen un aparato ovopositor (Figura 8). Los triatominos son hematófagos durante los cinco estadios ninfales y de adultos, y se alimentan de una gran cantidad de reservorios mamíferos, aves, anfibios y reptiles (Kollien y Schaub, 2000).



Figura 8. Esquematización fases de desarrollo *Triatoma gerstaeckeri* (Foto: Dr. Gabriel Hamer).

2.6.4 Especies de triatominos en México

Se han descrito cerca de 140-150 especies en el continente americano y se han agrupado en 19 géneros en todo el mundo, los géneros de importancia médica son *Triatoma*, *Rhodnius* y *Panstrongylus*.

Estos insectos se pueden encontrar, en zonas rurales, suburbanas e inclusive en zonas urbanas, los lugares donde más frecuente se pueden encontrar son en zonas cercanas a extensas áreas naturales o cercanas a fuentes de agua como lo son ríos o arroyos. Suelen encontrarse en grietas, debajo de maderas húmedas y huecos en paredes (Rojo, *et al.*, 2018). Su actividad es nocturna, durante el día permanecen inactivos, se alimentan en zonas expuestas de vertebrados y defecan cerca de la picadura (Rojo, *et al.*, 2018).

Se han realizado diversos estudios en el país específicos en el estudio de vectores de *T. cruzi* en México, y debido a que en el país al menos dos terceras partes cuenta con las condiciones necesarias para que se lleve a cabo la transmisión vectorial, se han descrito alrededor de 35 especies de insectos de

importancia médica, de las cuales 27 han sido reportadas como infectadas con *T. cruzi* (Figura 9, 10 y 11) (Becker, *et al.*, 2023; Espinoza, *et al.*, 2023). Las principales especies identificadas en México son *Triatoma gerstaeckeri*, *Triatoma longipennis*, *Triatoma dimidiata* y *Triatoma pallidipennis* (Rojo, *et al.*, 2018). Se han identificado patógenos que pueden ser inoculados al endotelio vascular de los reservorios por saliva, por ejemplo, *Trypanosoma rangeli* y *Bartonella* spp y en el caso de heridas abiertas: *Trypanosoma cruzi*, *Serratia marcescens*, *Mycobacterium leprae* (Vieira, *et al.*, 2018).

DISTRIBUCIÓN GEOGRAFICA ESPECIES TRIATOMINOS EN EL NORTE DE MÉXICO



Figura 9. Especies y distribución de triatominos de importancia médica en el norte de México (Fuente: De los autores citados).

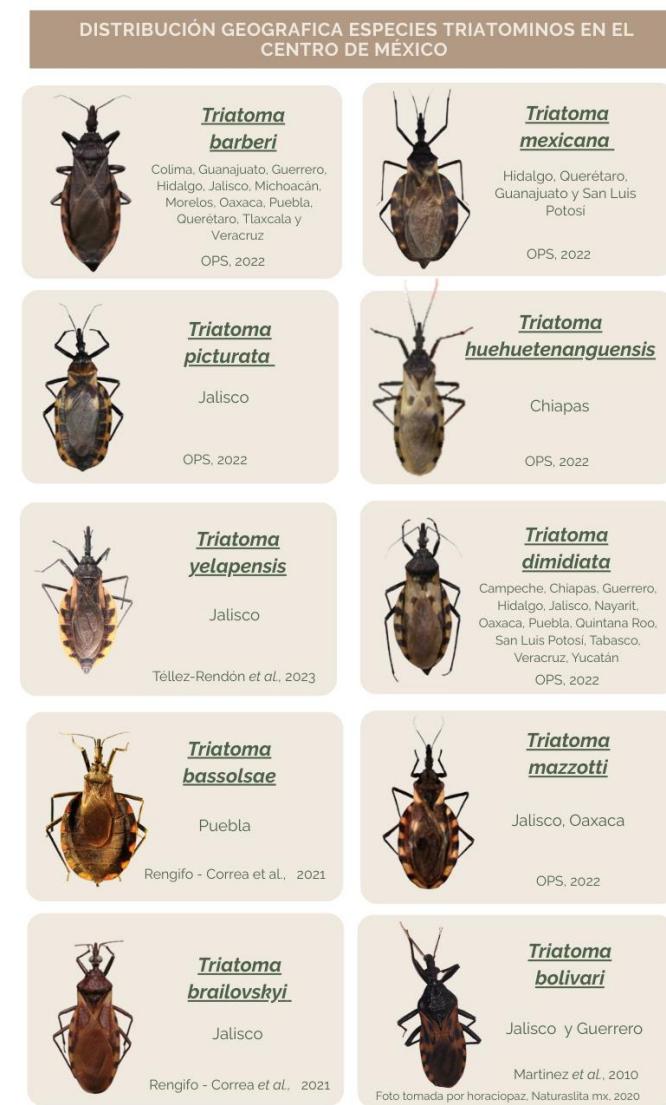


Figura 10. Especies y distribución de triatominos del género *Triatoma* en el centro de México (Fuente: De los autores citados).

DISTRIBUCIÓN GEOGRAFICA ESPECIES TRIATOMINOS EN EL SUR DE MÉXICO

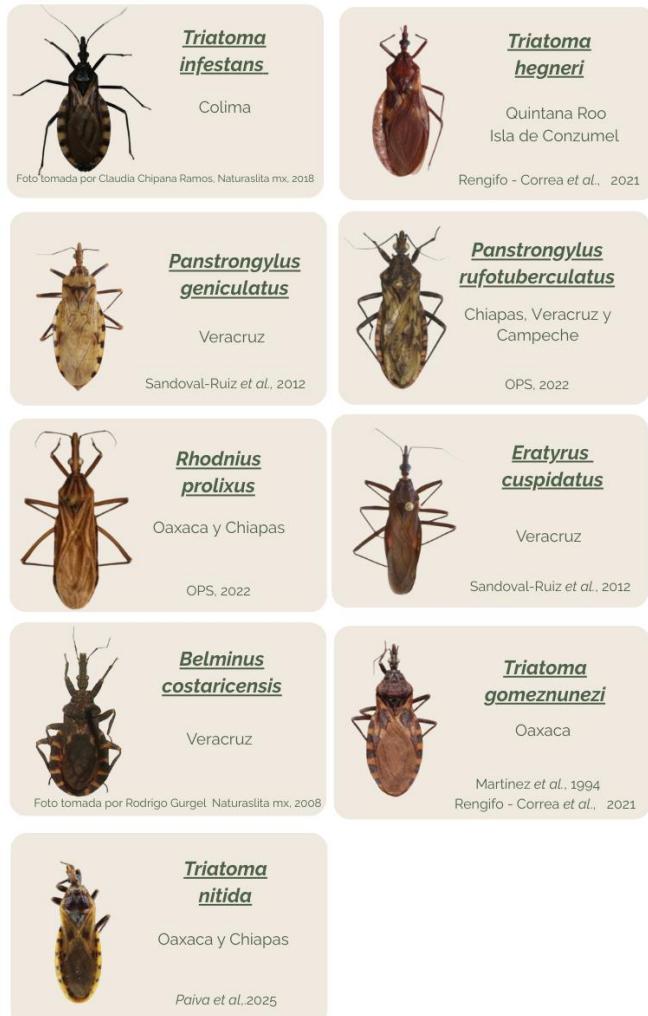


Figura 11. Especies y distribución de triatominos del género *Triatoma* en el sur de México
(Fuente: De los autores citados).

2.6.5 Características de los triatominos urbanos

El aumento de la incidencia de casos de enfermedad de Chagas en zonas urbanas y suburbanas puede atribuirse a varios factores. En primer lugar, las condiciones ambientales y de vivienda, tanto intradomiciliarias como peridomiciliarias, en las áreas de contagio favorecen la infestación y colonización del vector. La presencia de estadios ninfales en los sitios recolectados indica una

colonización exitosa del vector en el entorno doméstico y peridoméstico (Peña-Callejas, *et al.*, 2022).

En segundo lugar, la creciente urbanización, muchas veces carente de una adecuada planeación y caracterizada por asentamientos precarios, contribuye al problema (Peña-Callejas, *et al.*, 2022).

Estas zonas suelen presentar viviendas en malas condiciones, hacinamiento y deficiencias en servicios básicos como el acceso al agua potable y la recolección de residuos sólidos, lo cual crea un ambiente propicio para la presencia del vector.

2.6.6 Triatominos en el estado de Nuevo León

En el caso de Nuevo León se han registrado solamente ocho especies en 24 de los 51 municipios del estado *Triatoma gerstaeckeri*, *Triatoma indictiva*, *Triatoma neotomae*, *Triatoma protracta*, *Triatoma rubida*, *T. pallidipennis*, *T. dimidiata* y *Paratriatoma lecticularia* (Espinoza, *et al.*, 2023; Martínez, *et al.*, 2023).

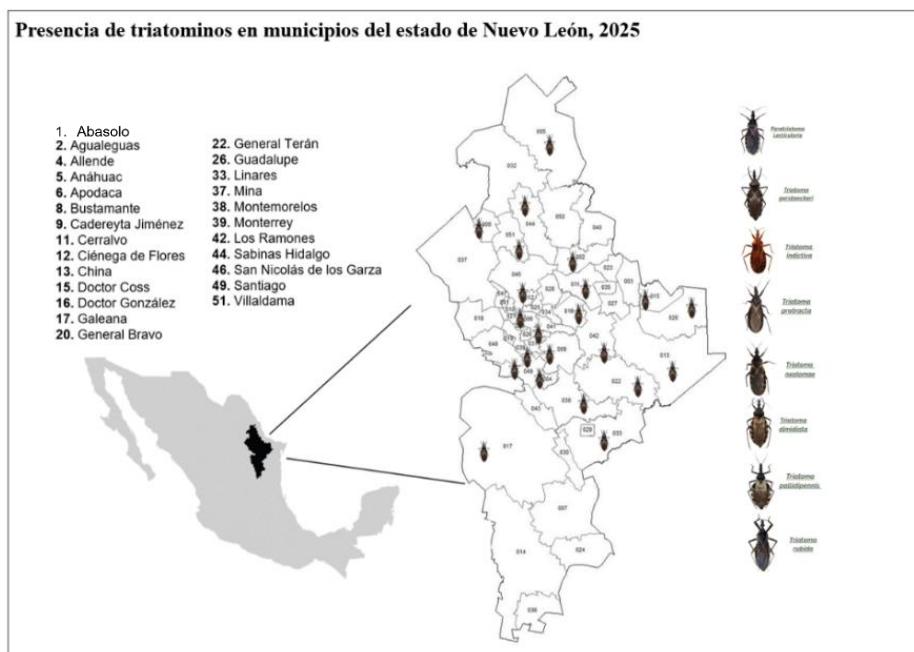


Figura 12. Presencia de triatominos en municipios del estado de Nuevo León 2025 (Fuente: propia).

Los municipios donde se ha descrito la presencia de estas especies de triatomínos son en Agualeguas, Anáhuac, Bustamante, Apodaca, Allende, Cadereyta, Chinca, Ciénega de Flores, Cerralvo, Dr. Coss, Dr. González, Galeana, General Bravo, General Terán, Guadalupe, Linares, Los Ramones, Mina, Monterrey, Sabinas Hidalgo, Montemorelos, San Nicolás, Santiago y Villaldama (Figura 12) (Martínez, *et al.*, 2023; Fimbres, *et al.*, 2024).

2.7 One Health

Los tlacuaches, son animales que han tenido éxito para adaptarse en los entornos urbanos, son el claro ejemplo de cómo la fauna silvestre urbana interactúa con los humanos y los animales domésticos. Su amplia distribución es uno de los factores que les han permitido subsistir a base de desechos y desperdicios orgánicos y han cambiado áreas de preferencia como árboles y gran vegetación por edificaciones humanas y agujeros que pueden utilizar como refugios (Glebskiy, *et al.*, 2024). El enfoque de “One Health” busca reconocer la interconexión entre la salud humana, animal y ambiental, estas interacciones deben ser observadas con atención (OMS, 2023).

Al buscar alimentos en la basura, patios o jardines, los tlacuaches pueden entrar en contacto directo con perros, gatos y personas. Aunque los tlacuaches suelen ser animales que por lo general no son agresivos y prefieren huir ante situaciones de peligro, pueden entrar en un conflicto directo con mordidas o contacto de fluidos. Su presencia puede representar un riesgo al actuar como reservorios o vectores de enfermedades zoonóticas o parásitos intestinales (Ordoñez, *et al.*, 2023). Aun así, los tlacuaches tienen funciones ecológicas como el control de poblaciones de insectos y pequeños mamíferos, aves y reptiles, y la dispersión de semillas, beneficiando la biodiversidad en espacios urbanos (Glebskiy, *et al.*, 2024). Por lo que es importante fomentar una coexistencia responsable mediante una educación ambiental continua, desde la perspectiva de One Health, entender y manejar esa convivencia permite proteger la salud humana y de los animales silvestres y domésticos.

3. JUSTIFICACIÓN Y PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

El creciente contacto directo de la población humana con la fauna silvestre en especial fauna sinantrópica debido al desequilibrio ecológico por la destrucción e invasión de áreas naturales deja abierta una entrada para nuevas interacciones vector-animal-humano con agentes patógenos que pueden ser perjudiciales para la salud humana. En los últimos años se han encontrado resultados en varias partes del país que evidencian a los tlacuaches de la especie *D. virginiana* como reservorios naturales del parásito *T. cruzi* causante de "la enfermedad de Chagas" de la cual existe escasa información en México y no se tiene la cantidad de estudios necesarios dentro de la ciudad de Monterrey. Se han realizado pocos trabajos en el estado de Nuevo León, enfocados al estudio del comportamiento natural y la asociación de *T. cruzi* en animales domésticos y fauna silvestre. Los resultados de los estudios previos en el estado nos muestran un panorama general de como se ha comportado la enfermedad y de la presencia de *T. cruzi* en diversas especies incluyendo reservorios y vectores, personas, animales domésticos, algunas especies de fauna silvestre e insectos triatominos. Aun así, es evidente la falta de información que se tiene en la actualidad de este hemoparásito. El objetivo principal de este trabajo fue reportar la tasa de infección de *T. cruzi* que presenta *D. virginiana* la cuál es una de las dos especies más extendidas en el país y está en estrecha coexistencia con las poblaciones humanas, creando una susceptibilidad de la enfermedad. Asimismo, la presencia y descripción de diversos microorganismos, como los ectoparásitos y endoparásitos asociados a esta especie, no han sido bien descritos en el estado de Nuevo León dentro de esta área de estudio. Por ello, se buscará describir los ectoparásitos y endoparásitos presentes en tlacuaches (*Didelphis virginiana*) provenientes de distintos municipios de la Zona Metropolitana de Monterrey, lo que representará un aporte relevante al conocimiento regional.

4. HIPÓTESIS

La prevalencia de *T. cruzi* en *D. virginiana* será entre el 10 y 50 %, con una mayor incidencia en zonas de la periferia y áreas cercanas a vegetación natural.

5. OBJETIVOS DEL PROYECTO DE INVESTIGACIÓN

5.1 Objetivo general

Determinar la prevalencia de *T. cruzi* en tlacuaches (*D. virginiana*) en municipios de la Zona Metropolitana de Monterrey, N.L., en relación con variables urbanas.

5.2 Objetivos específicos

1. Determinar la frecuencia de tlacuaches infectados con *T. cruzi* dentro de la Zona Metropolitana de Monterrey
2. Determinar la abundancia y distribución de chinches besuconas (*Triatoma* spp.), la presencia de *T. cruzi* y su relación con tlacuaches en municipios de la Zona Metropolitana de Monterrey
3. Describir los ectoparásitos y endoparásitos presentes en tlacuaches (*D. virginiana*) en municipios de la Zona Metropolitana de Monterrey

6. MATERIALES Y MÉTODOS.

6.1 Área y tiempo de muestreo

Los animales del estudio fueron muestreados en municipios del de la Zona Metropolitana de la ciudad de Monterrey, Nuevo León (Longitud: O98°9'22.14" · Latitud: N20°38'55.18") en el periodo enero-diciembre 2024 (Figura 13).



Figura 13. Área de muestreo Zona Metropolitana de Monterrey Nuevo León durante el periodo enero-octubre de 2024.

6.2 Lugar de procesamiento de muestras

Las muestras fueron procesadas en el “Hospital General de México Dr. Eduardo Liceaga” en la Ciudad de México y la Facultad de Biología de la Universidad Autónoma de Nuevo León.

6.3 Obtención de ejemplares

Los animales fueron obtenidos y muestreados a través del programa “Reubicación y Rehabilitación de Fauna Silvestre” del Laboratorio de Fauna Silvestre UANL, el cual formó parte del mismo proyecto de investigación y que a su vez contribuyó a la concientización social sobre la conservación de la fauna silvestre urbana en la ciudad. Algunos ejemplares fueron llevados al centro de

“Bienestar Animal de San Nicolás” por diversas razones, incluyendo conflictos directos con personas o situaciones indirectas que podrían poner en riesgo su integridad.

La base de datos elaborada en Excel (Figura 14) incluyó información relativa a la etapa de vida (cría, juvenil o adulto), sexo, edad, peso y longitud de cada individuo. En el caso de las hembras adultas, se registró además la presencia de crías y su número. También se documentó la presencia o ausencia de ectoparásitos, la cantidad de sangre obtenida y el tipo de tejido recuperado. Para los animales fallecidos, se registró el tipo de tejido colectado, si se obtuvo muestra de heces y la procedencia del ejemplar. El criterio de exclusión para este estudio fue evitar el muestreo repetido de un mismo individuo. Para ello, se realizó un marcaje en la base de la cola, lo que permitió identificar a los animales ya muestreados y prevenir su inclusión nuevamente en el estudio.

ID	Fecha	Etapa	Municipio	Lugar	Coordinadas	Sexo	Pulgas 1; Garrapatas 2	Ectoparásitos Si=1,No=0	Longitud (cm)	Peso (kg)
T01	18/ene/24	Adulto	Monterrey	Empresa (Laboratorio)	25.703450, -100.349104	M	0	0	62	2.800
T02	3/feb/24	Adulto	Monterrey	Local (Laboratorio)	25.73188067852368, -100.37387065146838	M	0	0	72.5	3.200
T03	7/feb/24	Adulto	Monterrey	Calle (Laboratorio)	25.673233, -100.338272	M	1	1	70	2.200
T04	10/feb/24	Adulto	San Pedro	Parque (protección civil)	25.665248660918802, -100.36807478790672	M	0	0	65	2.340
T05	10/feb/24	Adulto	San Pedro	Parque (protección civil)	25.665248660918802, -100.36807478790672	H	0	0	60	1.455
T06	10/feb/24	Independiente	San Nicolás	Doméstico	25.74314792033764, -100.2795296043894	M	0	0	38	0.535
T07	17/feb/24	Adulto	San Nicolás	Calle (Protección civil)	25.759827565822693, -100.31760010421355	M	0	0	61	1.300
T08	18/feb/24	Adulto	Guadalupe	Calle (Protección civil)	25.66473981193227, -100.15002242390393	M	0	0	63	1.400
T09	19/feb/24	Adulto	Monterrey	Pets'care veterinaria	25.636731009449232, -100.31054813068684	H	0	0	59	2.000
T11	28/feb/24	Adulto	Guadalupe	Domicilio (Particular)	25.6708570391703, -100.23982687514703	H	0	0	59	2.800
T12	29/feb/24	Adulto	San Nicolás	Domicilio (Particular)	25.736360727415285, -100.3056743803487	H	0	0	40	0.350
T13	28/feb/24	Adulto	Monterrey	Domicilio (Particular)	25.674655829592897, -100.33478093263263	M	0	0	72	4.200
T14	9/mar/24	Adulto	Monterrey	Domicilio (Particular)	25.720340439552683, -100.36712903283113	M	1	1	66	3.500
T15b	8/mar/24	Independiente	Monterrey	Domicilio (Particular)	25.677117412087604, -100.29493537516084	H	1	1	35	0.379
T16b	11/mar/24	Dependiente	Monterrey	Domicilio (Particular)	25.716308524976565, -100.36624194870824	H	0	0	7	0.029
T17b	11/mar/24	Dependiente	Monterrey	Domicilio (Particular)	25.716308524976565, -100.36624194870824	M	0	0	7	0.027
T18b	11/mar/24	Dependiente	Monterrey	Domicilio (Particular)	25.716308524976565, -100.36624194870824	H	0	0	7	0.028
T19b	11/mar/24	Dependiente	Monterrey	Domicilio (Particular)	25.716308524976565, -100.36624194870824	M	0	0	7	0.028
T20b	11/mar/24	Dependiente	Monterrey	Domicilio (Particular)	25.716308524976565, -100.36624194870824	M	0	0	7	0.029
T21b	11/mar/24	Dependiente	Monterrey	Domicilio (Particular)	25.716308524976565, -100.36624194870824	M	1	1	7	0.030
T22b	11/mar/24	Dependiente	Monterrey	Domicilio (Particular)	25.716308524976565, -100.36624194870824	H	0	0	7	0.025
T23b	11/mar/24	Dependiente	Monterrey	Domicilio (Particular)	25.716308524976565, -100.36624194870824	M	0	0	7	0.026
T24b	11/mar/24	Dependiente	Monterrey	Domicilio (Particular)	25.716308524976565, -100.36624194870824	M	0	0	7	0.029
T25	15/mar/24	Adulto	San Nicolás	Calle (Protección civil)	25.749393367783536, -100.29050664508736	M	0	0	70	3.800
T26	15/mar/24	Adulto	San Nicolás	Calle (Protección civil)	25.749393367783536, -100.29050664508736	H	0	0	68	3.400
T27b	15/mar/24	Dependiente	Juarez	Domicilio (Laboratorio)	25.626357530342336, -100.17271302620836	M	0	0	15	0.106
T28	17/mar/24	Adulto	Guadalupe	Veterinaria del Valle	25.66238981733949, -100.36706064738537	M	0	0	69	3.000
T29	18/mar/24	Adulto	San Nicolás	Domicilio (Particular)	25.717775604008033, -100.2116425487265	H	0	0	16	0.120

Figura 14. Base de Datos Excel utilizada durante el muestreo en la ZMM en el periodo enero-octubre de 2024.

6.4 Manejo de los animales

La rehabilitación de las crías se llevó por un periodo de tiempo de dos a tres meses, hasta que alcanzaron un peso promedio en machos y hembras de 400

gramos y 600 gramos respectivamente, posteriormente se tomaron las muestras para el estudio y los animales fueron liberados en el sitio de origen.

En el caso de animales juveniles y adultos capturados por reporte ciudadano en domicilios particulares se realizó un examen físico, se tomaron muestras sanguíneas y se realizó la liberación *in situ* para animales que se encontraban en buen estado físico (Figura 15). En animales con lesiones, se realizó un tratamiento básico de las heridas y cuando el animal se encontraba en óptimas condiciones se llevó a cabo la toma de muestra y la liberación. Se tomaron muestras biológicas de diferentes tejidos de los animales que fallecieron.



Figura 15. Ejemplares *D. virginiana* recibidos en el programa de rehabilitación y reportados por ciudadanos en el periodo de enero-octubre de 2024. (A) Ejemplar *D. virginiana* herido recibido en el programa de rehabilitación atropellado. (B) Ejemplares juveniles capturados por ciudadanos para reubicación. (C) Tlacuache adulto capturado en el interior de domicilio particular por trampa automática Tomahawk.

6.5 Toma de muestra sanguínea

Se llevó a cabo la contención y sujeción física de los animales mediante la sujeción de la cabeza, así como de los miembros pélvicos y la región de la cadera. Una vez asegurados, los animales fueron cubiertos con una tela para privarlos de la vista, con el fin de reducir su nivel de estrés.

Se aplicó crema tópica con lidocaína (*EMLA® crema*) en la base de la cola del ejemplar, en el sitio donde se llevaría a cabo la punción sanguínea para adormecer la zona y evitar el mayores estrés y dolor posible.

Para la toma de sangre del animal se colocaron a los animales en posición dorso ventral, se realizó una punción en la vena caudal o coccígea realizando presión en la base de la cola para exponer el vaso sanguíneo. Se extrajo aproximadamente el 1% del peso corporal del animal (0.2 ml-1 ml) dependiendo la etapa del animal. La sangre fue colectada en un tubo vacutainer EDTA, se tomó una fracción para la realización de frotis sanguíneo y el resto fue congelada a una temperatura de -20 grados para su posterior procesamiento molecular (Figura 16) (Williams, et al., 2013).

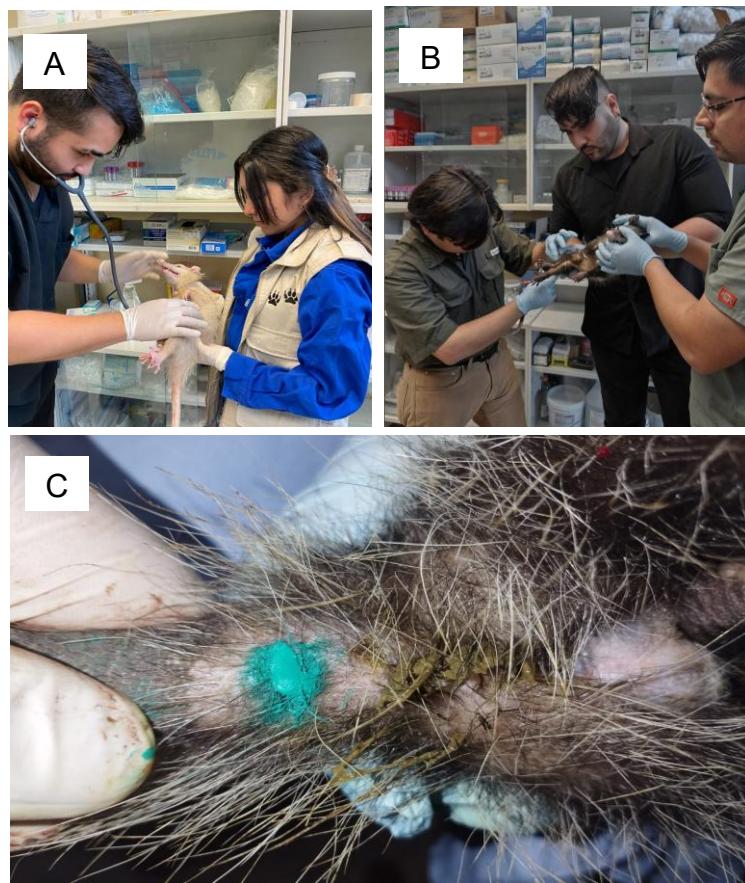


Figura 16. Examen físico y toma de muestra en *D. virginiana* muestreados en el periodo de enero-octubre de 2024. (A) Evaluación física de ejemplar *D. virginiana* leucístico. (B) Toma de muestra por punción de vena caudal. (C) Marcaje tatuaje tinta vegetal en región ventral de la cola.

6.6 Colección de ectoparásitos

Se realizó una búsqueda de ectoparásitos en extremidades, pabellones auriculares y pelaje por medio de cepillos de acero inoxidable con dientes micro-ranurados y puntas redondas. Una vez ubicado el ectoparásito se roció alcohol al 70% para facilitar su recolección, se tomaron con pinzas fórceps y se colocaron en tubos Eppendorf de 1.5 ml con alcohol al 70% para su conservación, identificación y procesamiento. Para la identificación de los ejemplares se utilizaron claves dicotómicas propuestas por Beaucournu y Gómez (2015).

6.7 Recolección de heces

Se tomaron muestras de heces para la realización de técnicas coproparasitológicas por flotación y directa, las muestras se colocaron en tubos Eppendorf de 1.5 ml y se refrigeraron durante el transporte para su posterior almacenamiento.

6.8 Detección molecular *T. cruzi* en tejidos por PCR (Reacción en Cadena de la Polimerasa)

Se realizó el método de extracción de ADN por medio de la resina quelante Chelex 100 BIO-RAD. El solvente se preparó utilizando agua libre de nucleasas y el 10% del volumen total de la solución a preparar de resina en polvo. Para comenzar la extracción de ADN se utilizaron 200 μ L de muestra sanguínea y 500 μ L de resina, se colocaron en un tubo Eppendorf de 1.5 ml. En el caso de las muestras de órganos, se realizó una maceración de la muestra y se tomó una fracción de este mismo (Figura 17). Para los triatomíos, en caso de tratarse de insectos conservados, se efectuó una disección del abdomen y se extrajo el sistema digestivo; para las muestras no tan bien conservadas se colocó el insecto completo dentro un tubo Eppendorf de 1.5 ml (Figura 18).

Las muestras se colocaron a incubar en el termoblock (Thermo scientific modelo Multi-block Heater) a una temperatura de 56.6°C por un tiempo de 24 horas.

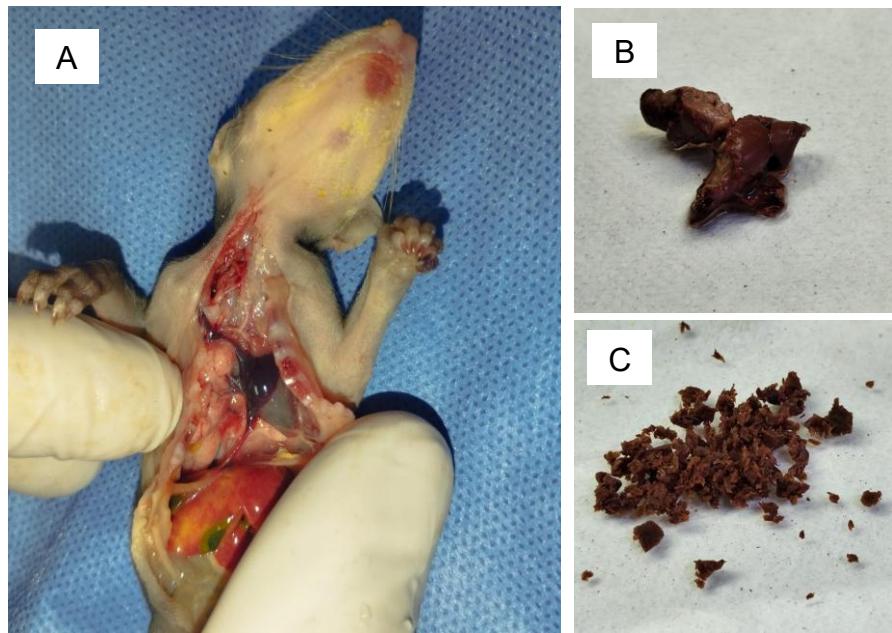


Figura 17. Toma de muestra y maceración de tejido para protocolo de extracción de ADN. de un ejemplar *D. virginiana* colectado en el periodo de enero-octubre de 2024. (A) cría de *D. virginiana* durante necropsia. (B) Sección de corazón de tlacuache adulto. (C) Muestra de tejido macerado para extracción de ADN.

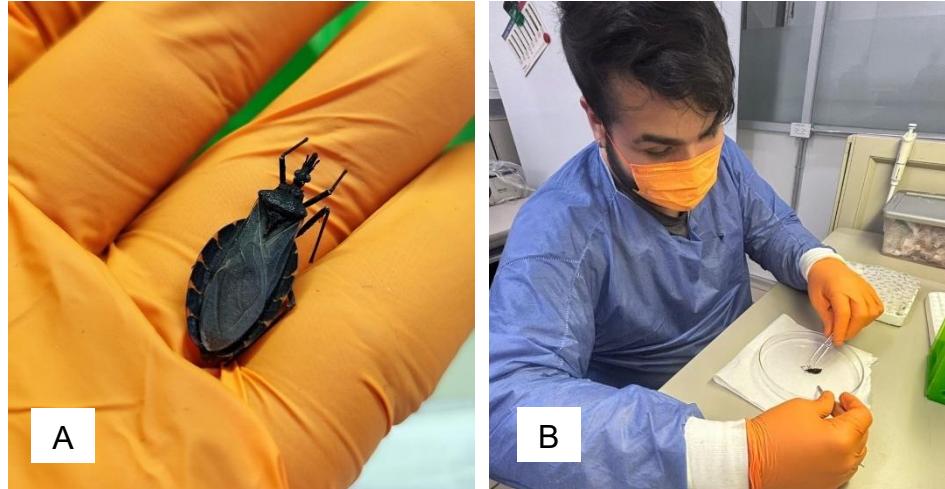
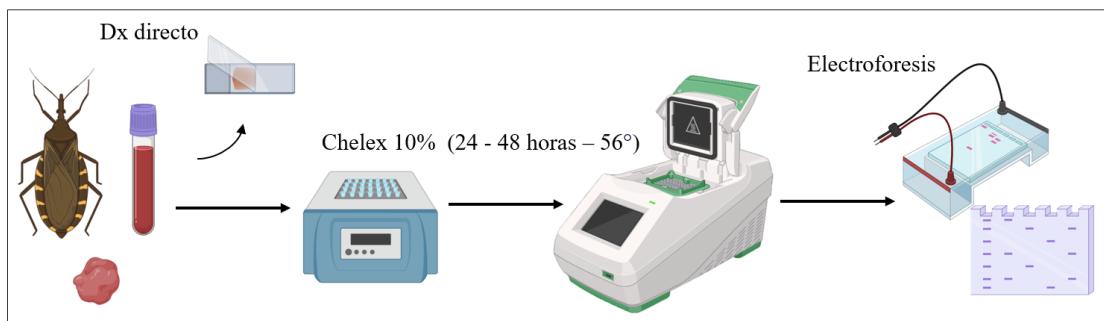


Figura 18. Disección intestinal de un ejemplar *T. gerstaeckeri* para la extracción de ADN y detección molecular durante el periodo de 2024. (A) Ejemplar Triatoma gerstaeckeri. (B) Disección intestinal.

Se preparó la mezcla maestra en un tubo Eppendorf de 1.5 ml, utilizando GoTaq Green Máster Mix con volumen total de 25 μ L. Se utilizó como control positivo una *cepa-silvio* donada por el instituto de parasitología de la UNAM.

Se utilizó un ciclo inicial de 3 minutos a 94 °C, después un ciclo de desnaturalización por 1 minuto a 94 °C, un ciclo de 2 minutos a 48 °C, seguido de otro ciclo de 2 minutos a 72 °C (30 ciclos), y un ciclo final de 10 minutos a 72 °C. Los primers utilizados fueron **609'F** y **706'R** y **TC24'F** y **TC24'R** los cuales generan un fragmento de 490 pb para la detección de *T. cruzi* (Figura 19).



Agente	Nombre de los oligonucleótidos	Oligonucleótidos (secuencia 5'-3')	Tamaño del fragmento (pb)
<i>Trypanosoma cruzi</i>	609F/706R	(5'CACCCGCGGTAATTCCAGC-3') (5'CTGAGACTGTAACCTCAA-3')	800
	TC24F/TC24R	(5'CAAGGAAGCGTGGGAGCG-3') (5'CAGCAAACTCGTCGAACGTC-3')	490

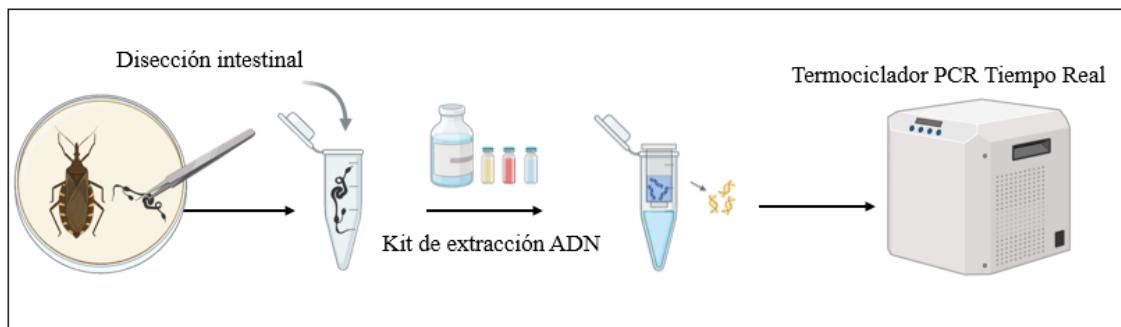
Figura 19. Protocolo de extracción de ADN en tejido de *D. virginiana* y triatominos y secuencia de oligonucleótidos 609F/706R Y TC24F/TC24R utilizados para la detección de *T. cruzi* en PCR cuantitativa y protocolo de extracción de ADN en tejido de *D. virginiana* y triatomas (Fuente: propia).

6.8.1 Detección molecular *T. cruzi* en triatominos por PCR Tiempo real (Reacción en cadena de la Polimerasa)

Se diseccionaron ejemplares de triatominos siguiendo la metodología (Curtis, et al., 2018; Fimbres, et al., 2024) retirando el tracto intestinal del insecto y se extrajo el ADN del contenido abdominal utilizando el kit MagMax-96 DNA multi-sample Extraction Kit (Thermo Fisher Scientific, Waltham, MA, USA. Se utilizaron los

primers **Tc1** y **Tc2** y la sonda de fluorescencia **Tc3** y se confirmó la presencia o ausencia con PCR en tiempo real los cuales pertenecen a una región conservada de los minicírculos del ADN del cinetoplasto (KADN) de 166 pb para la detección de *T. cruzi*.

Se realizó un ciclo inicial de 15 minutos de desnaturización a 95 °C, 45 ciclos a 95 °C durante 10 segundos y un ciclo final de 54 °C durante 60 segundos. Se realizó la recolección de datos de fluorescencia a 54 °C al final de cada ciclo (Figura 20) (Kann, et al., 2020).



Agente	Nombre de los oligos	Oligonucleótidos (secuencia 5'-3')	Tamaño del fragmento (pb)
<i>Trypanosoma cruzi</i>	Tc1/Tc2 Tc3 (sonda)	(5'-AST CGG CTG ATC GTT TTC GA-3') (5'-AAT TCC TCC AAG CAG CGG ATA-3') (5'-CAC ACA CTG GAC ACC AA-3')	166

Figura 20. Protocolo de extracción de ADN con el kit MagMax-96 DNA multi-sample y secuencia de oligonucleótidos utilizados Tc1/Tc2/Tc3 para la detección de *T. cruzi* en PCR tiempo real en triatominos (Fuente: propia).

6.8.2 Extracción de adn ectoparásitos

La extracción de ADN genómico se llevó a cabo con la técnica de extracción de sales de Cohen 1980 modificada, que utiliza el fundamento de precipitación del ADN mediante el uso de altas concentraciones de sales, separándolo de proteínas y otros compuestos celulares. Para la detección de *Rickettsia* se realizó por PCR punto final detectando el fragmento *gltA* de 800 pb que codifica para

todos los miembros del género *Rickettsia*, se amplificó utilizando los oligonucleótidos RpCS.415 5' GCTATTATGCTTGC GGCTGT 3', RpCS.1220 5' TGCATTCTTCCATTGTGC 3' propuestos por (De Sousa *et al.*, 2006). El control positivo se utilizó *R. rickettsi* y el control negativo agua libre de nucleasas. La reacción final se realizó con un volumen final de 15 μ L.

6.8.3 Electroforesis

Se realizó la preparación de gel de agarosa a un 2%. Se colocó dentro del matraz 4 μ L colorante de ADN Midori Green Advance para visualización de bandas en geles (LED y UV). Se utilizó el marcador de peso molecular FluoroDye DNA Fluorescent Loading Dye (Green, 6X).

6.9 Trampas luz

Se utilizaron siete trampas luz (The kissing bug kill trap) que fueron prestados por la Universidad de Texas A&M (Hamer, *et al.*, 2024). Las trampas buscaron la captura de triatominos por medio de atracción luz artificial en embudos y recipientes plásticos (Tabla 4).

Tabla 4 Municipios de distribución trampas luz en la ZMM durante el muestreo de mayo-diciembre de 2024

Municipio	Ubicación	Coordenada
Monterrey	Panteón público	25°40'15"N 100°19'42"W
Monterrey	Espacio universitario UANL	25°44'48"N 100°22'47"W
Santa Catarina	Domicilio particular	25°40'33"N 100°27'14"W
Apodaca	Domicilio particular	25°50'47"N 100°12'22"W
Juárez	Escuela pública	25°39'51"N 100°11'35"W
San Nicolás	Espacio público	25°43'43"N 100°15'42"W
Guadalupe	Estación de bomberos	25°40'01"N 100°16'03"W

Las trampas fueron colocadas en los municipios de la Zona Metropolitana, el periodo de captura fue de mayo a diciembre de 2024 (Figura 21). Las trampas

fueron revisadas en intervalos de una a dos semanas para la recolección de material en el recipiente contendor.

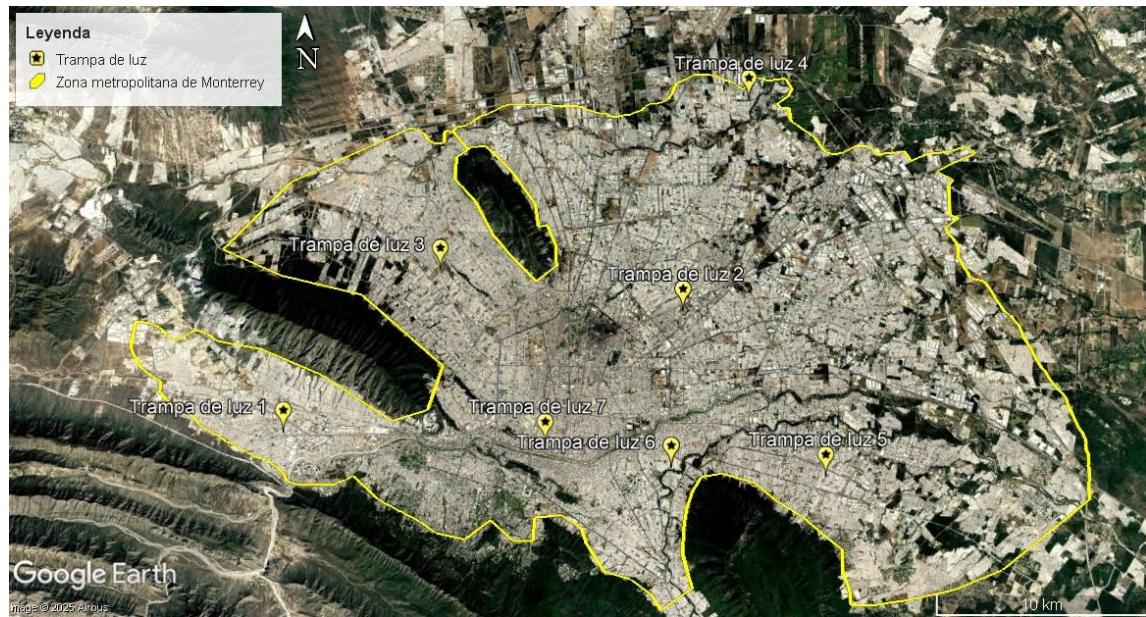


Figura 21. Mapa de distribución de las trampas luz (the killing bug trap ®) en la ZMM utilizadas en el periodo mayo-diciembre de 2024.

7. RESULTADOS

7.1 Muestreo tlacuache norteño *D. virginiana* en la Zona Metropolitana de Monterrey Nuevo León.

Durante el periodo enero-octubre de 2024 se muestrearon **308** ejemplares de tlacuache norteño (*D. virginiana*) en municipios de la Zona Metropolitana de Monterrey, incluyendo Monterrey, San Nicolás de los Garza, Apodaca, General Escobedo, Guadalupe, San Pedro Garza García y Juárez.

Los ejemplares de los que se obtuvieron muestras incluyeron 36 núcleos familiares y 121 tlacuaches independientes, los cuales no tienen una relación entre sí. Las etapas de vida de los ejemplares muestreados fueron de 58 ejemplares adultos, 118 juveniles y 132 ejemplares dependientes de la madre. La relación de sexos de los individuos fue de 71.13% (218/308) de machos y un 28.87% (90/308) de hembras (Figura 22 y Tabla 5).

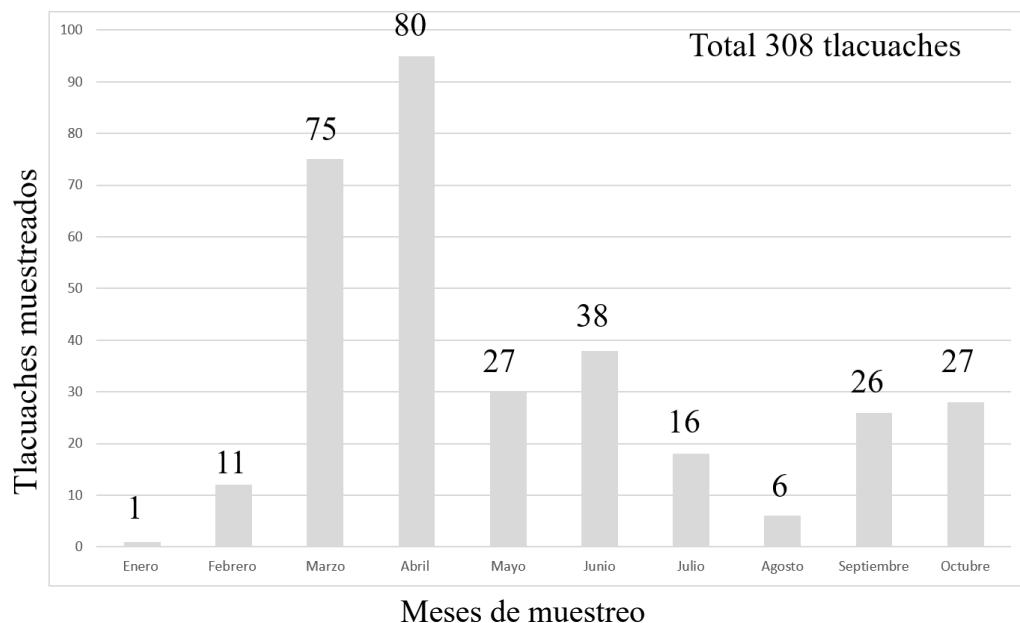


Figura 22. Muestreo de tlacuaches en la ZMM durante el periodo enero-octubre 2024.

Tabla 5. Ejemplares de tlacuache norteño *D. virginiana* capturados en municipios de la Zona Metropolitana de Monterrey en el periodo enero-octubre 2024.

Municipio	Adultos	Juveniles	Dependientes	Total	Machos	Hembras	Total
San Nicolás	23	55	48	126	83	43	126
Monterrey	20	46	58	124	88	36	124
Escobedo	3	9	3	15	13	2	15
Guadalupe	4	3	11	18	15	3	18
Apodaca	4	2	11	17	14	3	17
San Pedro	2	-	-	2	1	1	2
Santa Catarina	2	1	-	3	2	1	3
Juárez	-	2	1	3	2	1	3
TOTAL	58	118	132	308	218	90	308

En la Figura 23 se observan en color rojo las ubicaciones de los animales muestreados en la zona de estudio.

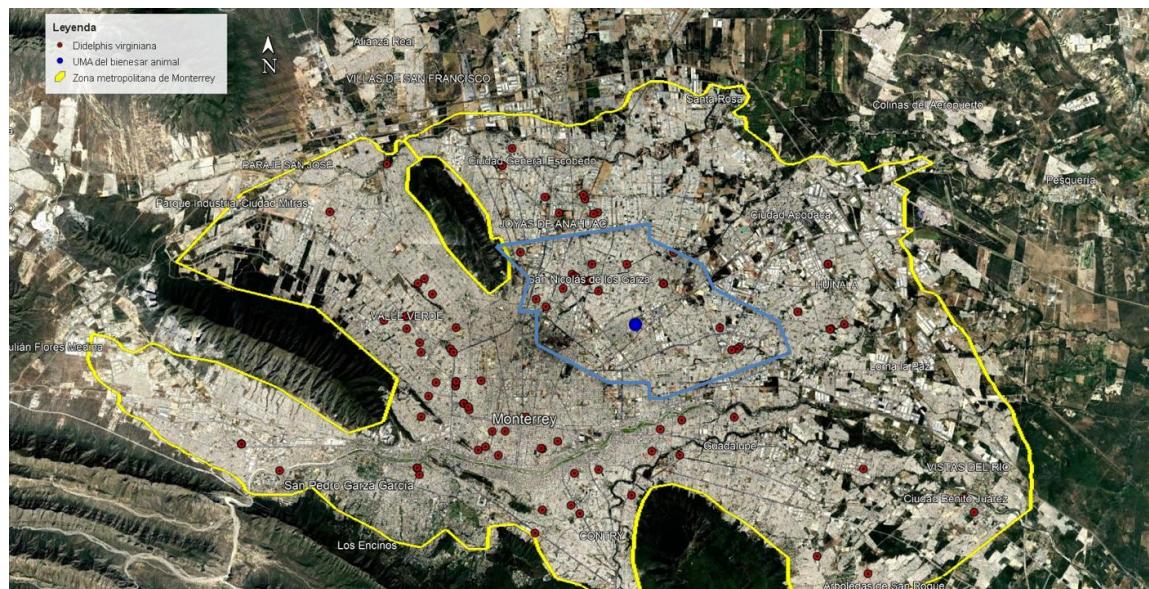


Figura 23. Sitios de captura de ejemplares de tlacuache (*D. virginiana*) en municipios de la ZMM en el periodo de enero-octubre 2024 (Puntos rojos), “UMA Bienestar Animal San Nicolás” (Punto azul) y límite del municipio de San Nicolás de los Garza (línea azul).

El 45.13% (139/308) del total de ejemplares de los casos, se obtuvieron a través de reportes ciudadanos relacionados con conflictos directos con los animales en casas particulares, escuelas, centros de estudio y zonas de trabajo. Además, el 36.04% (111/308) de los animales fueron muestreados dentro de la Casa de Bienestar Animal San Nicolás. Por último, el 18.83% (58/308) de los animales fueron reportados por atropellamiento.

7.2 DIAGNÓSTICO MOLECULAR DE *TRYPANOSOMA CRUZI*

De los 308 animales muestreados el 70% (216/308) fallecieron una vez recibidos y solamente el 30% (92/308) de los tlacuaches fueron muestreados, rehabilitados y liberados. Se analizaron por PCR 457 muestras de tejido de principal interés entre ellas 186 muestras de sangre, 167 muestras de corazón, 90 muestras de intestino y 14 muestras de músculo intercostal. Adicionalmente se analizaron por PCR 129 muestras de otros órganos como pulmones, riñones, hígado, estómago, cerebro, bazo, vejiga, testículos y páncreas; todos con resultado negativo (Tabla 6).

Tabla 6 Resultados del diagnóstico molecular por PCR para *T. cruzi* de muestras de sangre y tejido obtenidas de ejemplares de *D. virginiana* en la ZMM durante el periodo de enero a octubre de 2024.

Muestra	MTY	SN	A	GE	G	SC	SP	J	TOTAL	Resultado PCR
Sangre	65	80	15	13	7	2	2	2	186	Negativo
Corazón	73	67	6	6	11	1	0	3	167	Negativo
Intestino	45	36	4	2	1	0	0	2	90	Negativo
Músculo intercostal	9	5	0	0	0	0	0	0	14	Negativo
Pulmón	36	25	4	6	1	0	0	2	74	Negativo
Hígado	9	7	0	3	0	0	0	0	19	Negativo
Estómago	9	3	0	2	1	0	0	0	15	Negativo
Riñón	7	6	0	1	0	0	0	0	14	Negativo
Bazo	7	0	0	0	0	0	0	0	7	Negativo
TOTAL	260	229	29	33	21	3	2	9	586	

Monterrey (MTY), San Nicolás (SN), Apodaca (A), General Escobedo (GE), Guadalupe(G), Santa Catarina (SC), San Pedro (SP), Juárez (J).

En la Figura 24 se grafica el porcentaje de las muestras de tejido procesadas por diagnóstico molecular por PCR para la detección de *T. cruzi*. Las muestras más representativas 31.74% son la sangre y también tenemos el corazón con un 28.5%, seguido del intestino 15.36% y pulmón 12.63%. Entre los menos representativos en muestras analizadas tenemos al músculo intercostal, hígado, estómago, riñón y bazo.

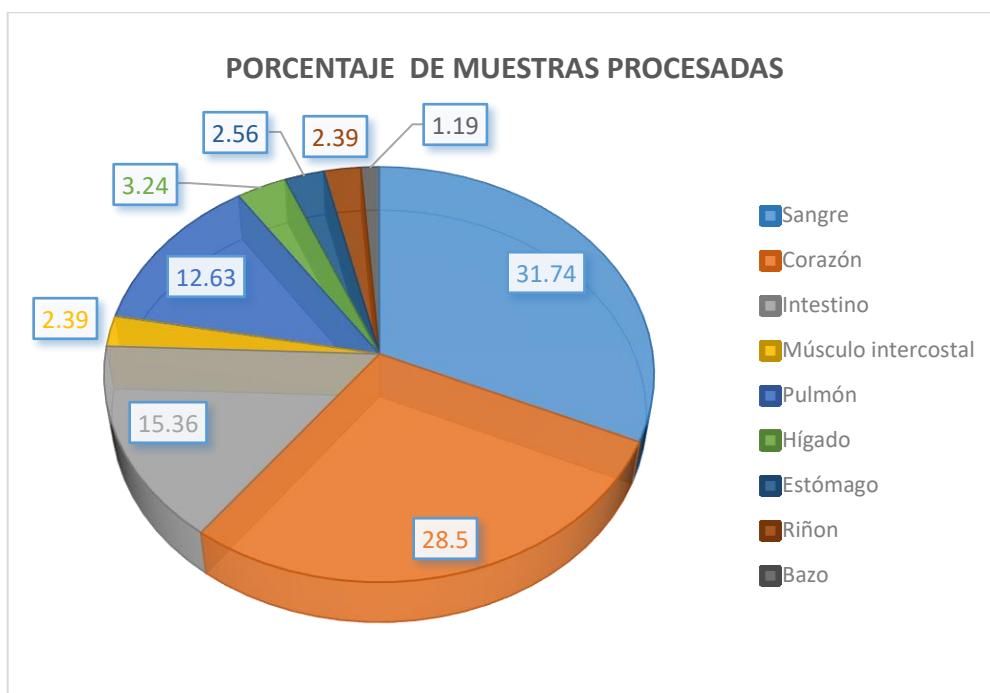


Figura 24. Porcentaje de muestras de tejido analizadas por diagnóstico molecular PCR para la detección de *T. cruzi* en *D. virginiana* en la ZMM durante el periodo enero-octubre 2024.

En la Figura 25 se observa uno de los geles de electroforesis con un resultado negativo en muestras de tejido de corazón de *D. virginiana*. Los geles de electroforesis no generaron barras visibles en todas las muestras, pero la barra del control positivo si fue evidente.

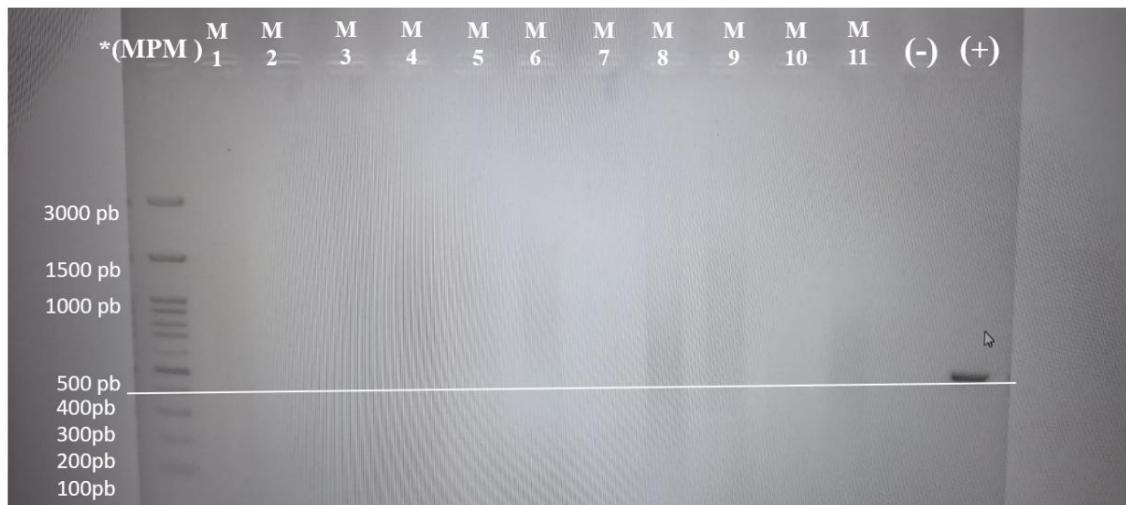


Figura 25. Gel de electroforesis con resultado negativo, amplificando un fragmento de 490 pb para *Trypanosoma cruzi* a partir de muestras de tejido de corazón de *D. virginiana* (M1-M11). Marcador de peso molecular (MPM)*, Control negativo (-), Control positivo (+).

7.3 Muestreo de *Trypanosoma cruzi* en triatomíos en la Zona Metropolitana de Monterrey, Nuevo León

El esfuerzo total de captura de las siete trampas lumínicas (the kissing bug kill trap) en los meses de mayo-diciembre de 2024 fue de 1463 días. Las trampas no lograron capturar insectos triatomíos durante el periodo de muestreo del estudio (Tabla 7).

Tabla 7. Esfuerzo total de muestreo de trampas lumínicas (the kissing bug kill trap) en la ZMM durante el periodo mayo-diciembre de 2024.

Municipio	Ubicación	Coordenadas	Fecha de	Fecha de	Días/ Totales
			inicio	fin	
Monterrey	Panteón publico	25°40'15"N100°19'42"W	04/05/2024	8/12/2024	218
Monterrey	Espacio UANL	25°44'48"N100°22'47"W	24/05/2024	12/12/2024	202
S. Catarina	Domicilio particular	25°40'33"N100°27'14"W	27/04/2024	15/11/2024	202
Apodaca	Domicilio particular	25°50'47"N100°12'22"W	04/05/2024	8/12/2024	218
Juárez	Escuela pública	25°39'51"N100°11'35"W	10/05/2024	20/11/2024	194
S. Nicolás	Espacio público	25°43'43"N100°15'42"W	04/05/2024	8/12/2024	218
Guadalupe	Estación de bomberos	25°40'01"N100°16'03"W	17/05/ 2024	14/12/2024	211
Esfuerzo total de captura					1463

7.3.1 ANÁLISIS DIAGNÓSTICO DE VECTORES

Se recibieron 11 insectos mediante reporte ciudadano, los cuales fueron identificados como pertenecientes a la especie *Triatoma gerstaeckeri*. Los insectos fueron colectados en los municipios de Apodaca, Monterrey, Juárez y Escobedo, siete de ellos fueron reportados en zonas peridomésticas y cuatro en domesticas al interior de domicilios (Figura 26).

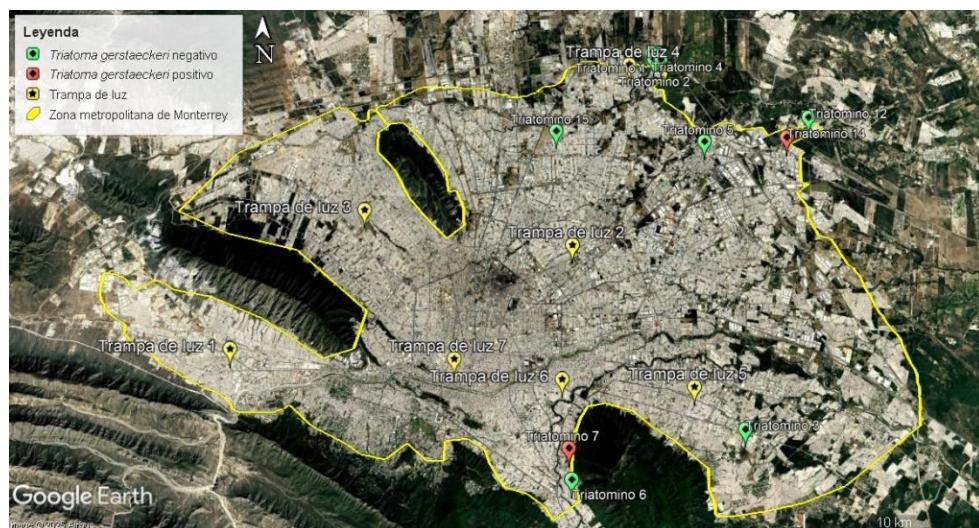


Figura 26. Sitios de colecta de triatomíos mediante trampas luz y lugares de colecta directa de ejemplares de *T. gerstaeckeri* obtenidos por reporte ciudadano en la ZMM durante el periodo de junio de 2023- septiembre de 2024.

Se realizó el diagnóstico directo de tres ejemplares para buscar la presencia de *T. cruzi* en deyecciones de los triatominos con resultado negativo 27.27 % (3/11) resultado negativo. Así mismo, mediante el análisis molecular PCR en tiempo real, a través de la extracción de ADN de porciones intestinales de los insectos, se realizó la detección molecular positiva en 2 de los 11 ejemplares (22%) analizados (Figura 27).

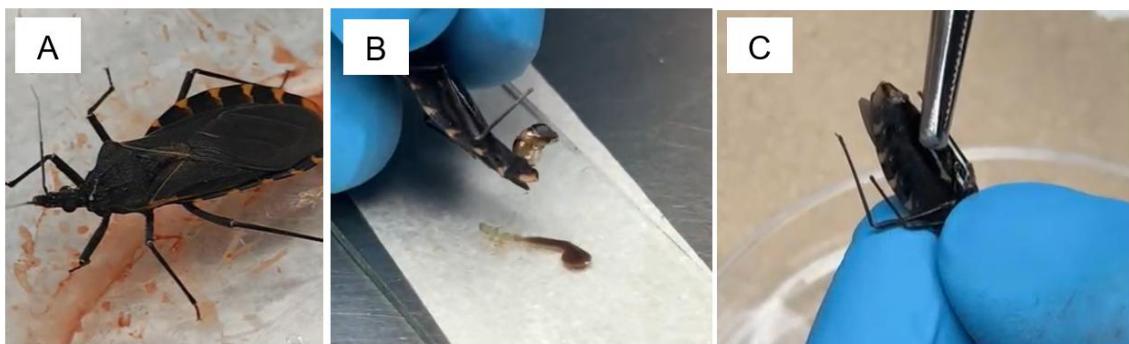


Figura 27. Análisis y disección para el diagnóstico directo y molecular de *T. cruzi* en triatominos *T. gerstaeckeri* capturado en la ZMM durante el periodo junio de 2023-septiembre de 2024. (A) Ejemplar *T. gerstaeckeri* capturados en domicilio particular. (B) Heces de vector para la realización de diagnóstico directo. (C) Extracción del sistema digestivo para la realización de análisis molecular.

Tabla 8 Resultados diagnóstico directo y molecular de insectos de la especie *T. gerstaeckeri* colectadas por reporte ciudadano de cuatro municipios de la ZMM en el periodo de junio 2023-septiembre de 2024.

ID	Especie	Municipio	Procedencia	Coordenadas	Dx directo	Dx PCR
CB1	<i>T. gerstaeckeri</i>	Monterrey	Peridoméstico	25°37'01.9"N100°15'43.4"W	-	Negativo
CB2	<i>T. gerstaeckeri</i>	Monterrey	Peridoméstico	25°37'01.9"N100°15'43.4"W	-	Positivo
CB3	<i>T. gerstaeckeri</i>	Apodaca	Doméstico	25°49'45.2"N100°12'37.7"W	-	Negativo
CB4	<i>T. gerstaeckeri</i>	Apodaca	Doméstico	25°49'45.2"N100°12'37.7"W	-	Negativo
CB5	<i>T. gerstaeckeri</i>	Apodaca	Doméstico	25°49'42.3"N100°12'42.8"W	Negativo	Positivo
CB7	<i>T. gerstaeckeri</i>	Apodaca	Peridoméstico	25°49'42.3"N100°12'42.8"W	Negativo	Negativo
CB8	<i>T. gerstaeckeri</i>	Apodaca	Peridoméstico	25°46'53.5"N100°13'54.5"W	Negativo	Negativo
CB12	<i>T. gerstaeckeri</i>	Juárez	Peridoméstico	25°46'54.6"N100°13'52.0"W	-	Negativo
CB14	<i>T. gerstaeckeri</i>	Apodaca	Peridoméstico	25°47'43.5"N100°07'34.4"W	-	Negativo
CB15	<i>T. gerstaeckeri</i>	Apodaca	Peridoméstico	25°47'43.5"N100°07'34.4"W	-	Negativo
CB16	<i>T. gerstaeckeri</i>	Escobedo	Doméstico	-	-	Negativo

7.4 Identificación y diagnóstico de *Rickettsia* spp encontrada en pulgas en *D. virginiana*

De los 308 tlacuaches muestreados el 9 % (28 animales) en los municipios de San Nicolas de los Garza, Monterrey, Santa Catarina, Escobedo y Apodaca, estuvieron infestados por pulgas. Se colectaron un total de 338 pulgas, de las cuales 337 pertenecen a la especie *Ctenocephalides felis* y una sola pulga a *Ctenocephalides canis*. Se realizó la técnica molecular de PCR para ectoparásitos (n=338 pulgas) encontradas en los tlacuaches para buscar *Rickettsia* spp.

Las pulgas se analizaron en pools y mostraron un 14.1 % (11/76) pools correspondientes al 40.5% (137/338) de las pulgas totales con un resultado positivo para *Rickettsia* spp, las pulgas positivas a la bacteria eran pertenecientes a 8 tlacuaches (Tabla 9 y Figura 28 y 29).

Tabla 9. Resultado de la identificación y diagnóstico molecular de pulgas positivas a *Rickettsia* spp en *D. virginiana* en el periodo de enero-octubre de 2024.

ID	Sexo	Municipio	Coordenadas	No. total, de Pulgas colectadas	Especie	Resultado PCR
T100	Hembra	Monterrey	25°43'35.7"N 100°22'23.8"W	5	<i>C. felis</i>	Positivo
T124	Macho	San Nicolás	-----	9	<i>C. felis</i>	Positivo
T212	Hembra	Santa Catarina	25°40'33.3"N 100°27'14.0"W	16	<i>C. felis</i>	Positivo
T216	Macho	Monterrey	25°40'53.4"N 100°19'53.3"W	1	<i>C. felis</i>	Positivo
T245	Hembra	Escobedo	25°46'39.8"N 100°17'55.7"W	1	<i>C. felis</i>	Positivo
T330	Hembra	Monterrey	25°38'56.3"N 100°17'34.3"W	124	<i>C. felis</i>	Positivo
T186	Macho	Santa Catarina	25°40'33.3"N 100°27'14.0"W	16	<i>C. felis</i>	Positivo
T272	Macho	Monterrey	25°39'53.0"N 100°16'46.0"W	2	<i>C. felis</i>	Positivo



Figura 28. Distribución de pulgas positivas a *Rickettsia* spp en la ZMM durante el periodo enero-octubre de 2024. (Color verde) Tlacuaches con presencia de pulgas. (Color rojo) Tlacuaches con presencia de pulgas positivas a *Rickettsia* spp.

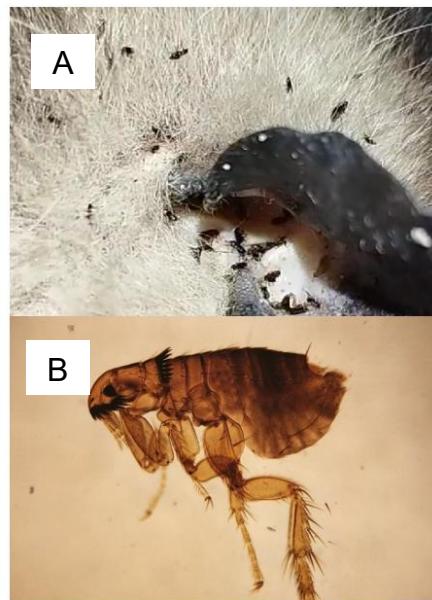


Figura 29. Pulgas en ejemplar *D. virginiana* capturado en la ZMM en el periodo enero-octubre 2024. (A) Infestación de pulgas en un ejemplar capturado de *D. virginiana*. (B) *C. felis* observada bajo estereoscopio.

En la Figura 30 se observa uno de los geles de electroforesis con muestras positivas de pulgas para *Rickettsia* spp.

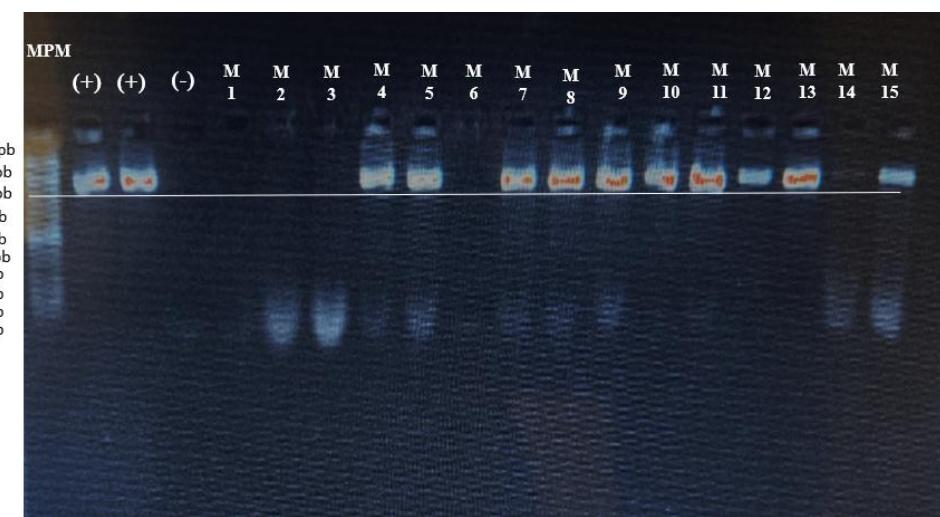


Figura 30. Amplificación de fragmento de 800 pb en gel de electroforesis con muestras positivas para *Rickettsia* spp. (M4 y M5, M7-13 y M15) en pulgas *C. felis* provenientes de *D. virginiana* capturados en la ZMM en el periodo enero-octubre 2024. Marcador peso molecular (MPM), Control positivo (+) y Control negativo (-).

7.5 Identificación de endoparásitos por técnica de flotación y directa

En un total de 40 muestras de heces de ejemplares de *Didelphis virginiana*, analizadas mediante las técnicas de identificación directa y flotación, se observó que el 10% (4/40) resultaron positivas a la presencia de huevos de nematodos. Cabe mencionar que las cuatro muestras positivas fueron detectadas mediante la técnica de flotación (Figura 31).

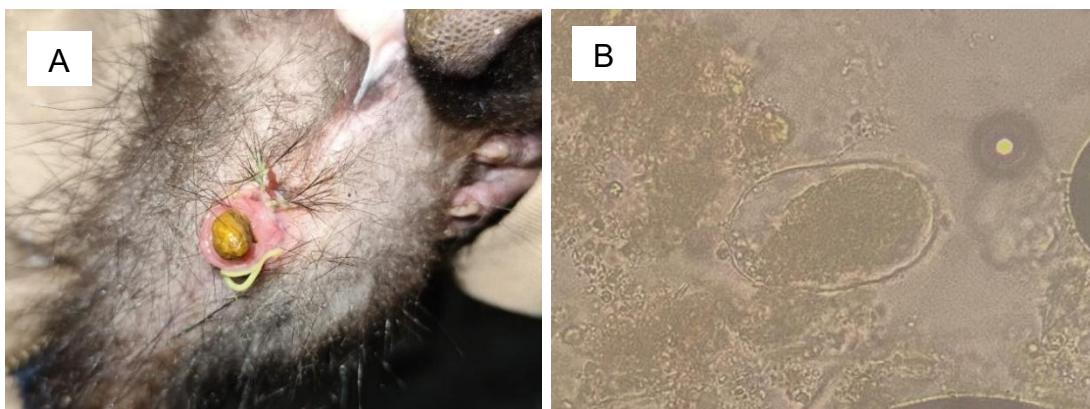


Figura 31. Toma de muestra de heces para exámenes coproparasitológicos en *D. virginiana* en la ZMM en el periodo enero-octubre de 2024. A) Presencia de secreciones anales (almizcle) en las heces. B) Huevo de nematodo *Turgida turgida*

Asimismo, de las cuatro muestras positivas, dos correspondieron a ejemplares de *D. virginiana* en los cuales se observaron parásitos adultos. En total, se encontraron 35 parásitos en estadio juvenil y adulto en el 50% (4/8) de los ejemplares a los que se les practicó necropsia. Los parásitos fueron colectados directamente del estómago e intestino. Estos parásitos fueron identificados como nematodos de la especie *Turgida turgida*, según las características morfológicas que presentaban. De los 35 parásitos, 26 eran machos y 9 hembras (Figura 32 y Figura 33).

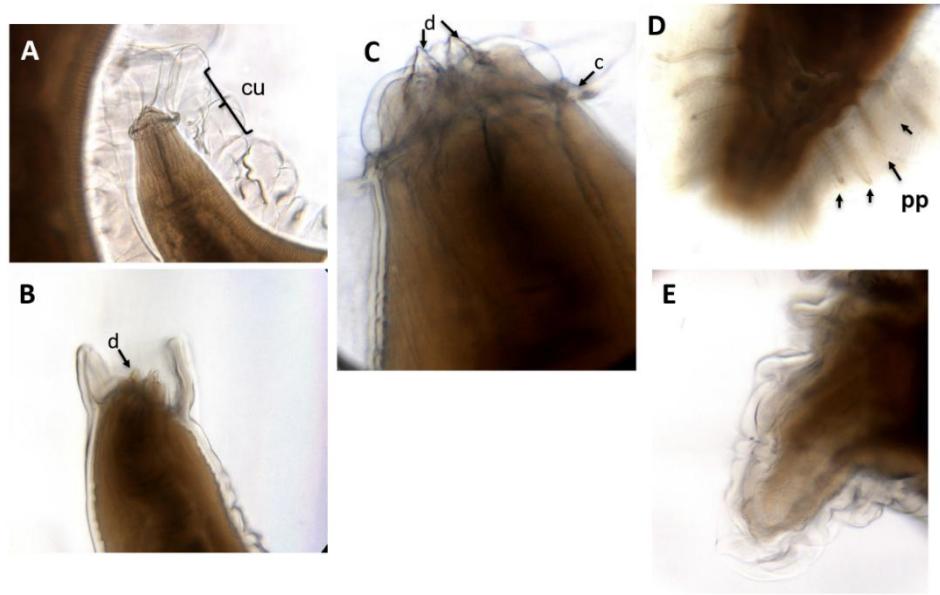


Figura 32. Estructura de nemátodo *T. turgida* encontrados durante la necropsia de un ejemplar de *D. virginiana* en el estómago e intestino en la ZMM en el periodo de enero-octubre de 2024. (A, B y C) Cutícula inflada con finas estrías longitudinales y transversales. Región anterior: collar cefálico, boca con dos labios, c/u con un diente grande y 3 pequeños. (D) y (E) Machos: bolsa copulatrix con 4 pares pailas. pedunculadas (D) y papillas sésiles. Hembras: con 8-10 úteros. Extremo posterior (E).

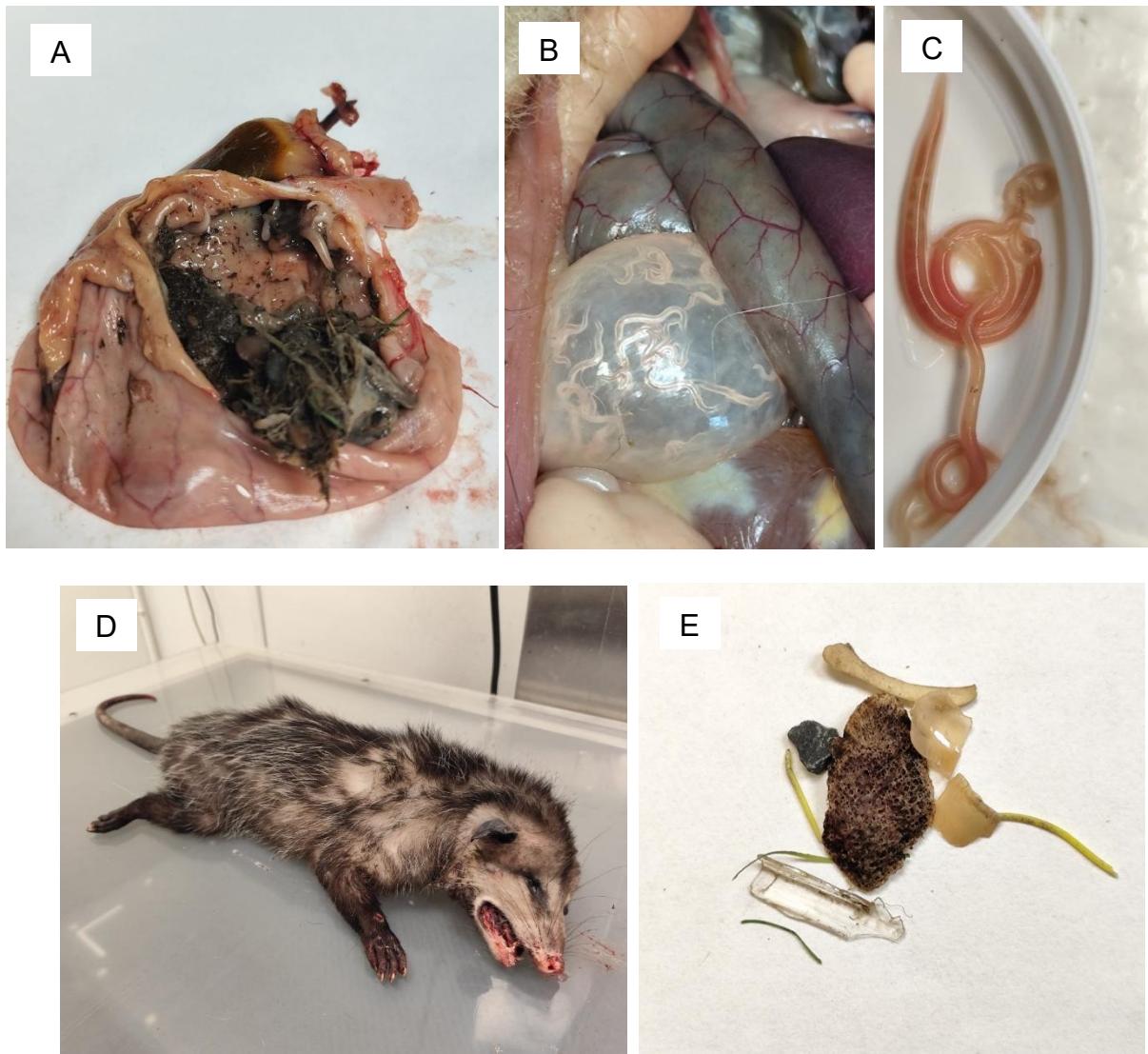


Figura 33. Presencia de parásitos en el tracto gastrointestinal durante la necropsia de un ejemplar de *D. virginiana* atropellado en la ZMM en el periodo enero-octubre de 2024. (A y B) Estómago e intestino de ejemplar *D. virginiana* con presencia de nematodos en el interior. (C) Nemátodos en solución salina fisiológica en proceso de fijación. (D) Tlacuache atropellado y recuperado para necropsia. (E) Elementos ingeridos encontrados en el estómago (hueso, piedras, restos de cutícula de caracol y microplásticos).

8. DISCUSIÓN

Los tlacuaches son uno de los reservorios naturales con mejor competencia y más antiguos asociados a *Trypanosoma cruzi* en el continente americano, numerosos estudios han reportado la presencia de este hemoparásito con alta prevalencia en el género *Didelphis* (Torhorst, *et al.*, 2022). La evidencia de la relación evolutiva entre el género *Didelphis* y *T. cruzi* se ha propuesto debido a que se ha aislado la fase infectiva de este parásito en las secreciones de las glándulas anales, lo que sugiere que la transmisión vectorial no es la principal y mantiene ciclos alternativos e independientes de transmisión que no involucran al vector (Urdaneta y Nironi, 1996; Carreira, *et al.*, 2001; Yeo, *et al.*, 2005).

Debido a la gran diversidad de especies animales que sirven de reservorio para *T. cruzi*, el patógeno tiene una amplia versatilidad de transmisión que le permite en la actualidad mantener ciclos selváticos, peridomésticos y domésticos (Schweigmann *et al.*, 1999). En el caso de *D. virginiana* su fácil adaptabilidad a los entornos urbanos y silvestres la hace participar en todos los ciclos del parásito (Torhorst, *et al.*, 2022). Los signos clínicos por la infección de *T. cruzi* en estos animales aún no se ha estudiado a profundidad, pero, por lo general pueden mantener al parásito en su organismo sin desarrollar signos clínicos graves (Torhorst, *et al.*, 2022). Se ha podido aislar a *T. cruzi* en diferentes tejidos en *D. virginiana* como sangre, corazón, intestino grueso, músculo intercostal, heces y secreciones anales (Deane *et al.*, 1986; Urdaneta y Nironi, 1996).

En este estudio investigamos la prevalencia de *T. cruzi* en el tlacuache norteño *Didelphis virginiana* en la Zona Metropolitana de Monterrey, Nuevo León. A pesar de realizar un muestreo amplio de 308 individuos y de haber analizado diferentes muestras biológicas a partir de las cuales normalmente se reporta la presencia de *T. cruzi* (por ejemplo, sangre, tejido cardiaco, intestino grueso y músculo intercostal) los resultados fueron negativos para la presencia de este hemoparásito. Nuestros resultados sugieren que los tlacuaches no tienen un papel importante como reservorios del patógeno en el área de estudio. Aunque no se detectó a *T. cruzi*, los resultados del presente estudio aportan datos

relevantes a la escasa información que existe respecto al ciclo biológico de *T. cruzi* y la presencia de la Enfermedad de Chagas en reservorios naturales silvestres en la ZMM.

Los resultados negativos en todos los tejidos del estudio sugieren una prevalencia de infección de *T. cruzi* menor a la esperada en comparación con valores reportados en estudios realizados a partir de muestras sanguíneas de tlacuaches en Texas con 9% (9/100), Florida con 50.9% (57/112), así como de 14.71% (16/102) en la ciudad de Mérida, Yucatán (Zecca, *et al.*, 2020; Torhorst, *et al.*, 2022; Martínez, *et al.*, 2024).

La carga parasitaria en un animal infectado es variable dependiendo del estadio del ciclo del patógeno, lo cual a su vez puede influir en los resultados de pruebas moleculares en más de un tejido de un mismo ejemplar (Peña-Callejas, *et al.*, 2022). En el estudio de Texas se analizaron por PCR 5 tejidos diferentes de cada ejemplar y se estableció como criterio para diagnóstico positivo a los ejemplares que fueron positivos en al menos 2 pruebas, identificando así a 15 ejemplares positivos, de 100 analizados. De los 15 ejemplares positivos 9 fueron positivos en sangre y 10 en corazón (Zecca, *et al.*, 2020). En el presente estudio se analizaron 186 ejemplares en sangre, de los cuales a su vez también incluyeron 167 muestras de corazón sin resultados positivos, lo que sugiere que los tlacuaches en la ZMM no presentan infecciones significativas para el patógeno. También es importante considerar que una posible explicación para las diferencias encontradas entre los resultados de este estudio y los reportados en otros trabajos, podría ser la variabilidad de los sitios donde se realizaron, ya que algunos se llevaron a cabo en ambientes urbanos y otros en ambientes silvestres. Este resultado con la ausencia de *T. cruzi* en *D. virginiana* en la ZMM nos brinda una perspectiva importante en la ecología de *T. cruzi*. Algunos aspectos que podrían influir en los resultados encontrados son las distintas condiciones ecológicas y ambientales, y la densidad de la población humana en el sitio de estudio.

Un ejemplo de este aspecto puede verse en el alto porcentaje de infección encontrado en ambientes silvestres de hasta el 51.8% (58/112) en el estado de

Florida, Estados Unidos, en el estado de Campeche con un 52% (13/25) y un 53.03% (35/66) en el estado de Jalisco (Carnevali, *et al.*, 2017; Tamay, *et al.*, 2017; Torhorst, *et al.*, 2022). Estos estudios en ambientes naturales reportan una prevalencia mayor en comparación a otros porcentajes que se reportan en diferentes regiones con una estructura urbanizada como la Zona Metropolitana de Monterrey, algunos de estos estudios son los realizados en la región del Valle del Río Grande (RGV) en Texas, Estados Unidos donde encontraron un 17% (17/100) (Zecca, *et al.*, 2020) y un 15,69% en la ciudad de Mérida, Yucatán (Martínez, *et al.*, 2024). Los resultados de estos estudios sugieren que la prevalencia de *T. cruzi* en ambientes naturales es mayor que en áreas urbanas y suburbanas donde suelen mantener porcentajes por debajo del 20% de infección. Un antecedente relevante en la región del presente estudio fue realizado por Galaviz, *et al.* (2017), cuyo objetivo fue evaluar la prevalencia de infección por *T. cruzi* en fauna silvestre y doméstica en Nuevo León, reportaron una infección del 16.7% (6/36) en tlacuaches provenientes de zonas rurales, suburbanas y urbanas utilizando muestras sanguíneas a través de diagnóstico molecular PCR. Sin embargo, este trabajo no especifica con precisión las ubicaciones geográficas de los sitios de muestreo y se puede inferir que los animales fueron capturados cerca de carreteras, es decir, fuera de la ZMM. Esta falta de detalle espacial podría contribuir a las diferencias observadas entre ambos estudios, ya que la presencia del parásito puede ser altamente focalizada, incluso dentro de una misma región. En el mismo estudio Galaviz, *et al.* (2017) también reportaron la infección de *T. cruzi* en otras especies como en *Neotoma micropus* con 10% (1/10), un 31.57% (6/19) en *Mephitis mephites* y un 5.19 % (4/78) en *Canis familiaris*. Además, un estudio más reciente en perros domésticos encontró un porcentaje de infección del 0.34% (1/294) en el municipio de Guadalupe, Nuevo León (Salas, comunicación personal, 2022)

Lo anterior resalta la importancia de considerar las características ambientales y la estructura urbana como la cantidad de metros cuadrados de área verde por habitante, ya que estos factores pueden influir significativamente en la dinámica de transmisión de *T. cruzi* en los reservorios vertebrados.

Un aspecto relevante de este estudio es la inclusión en el muestreo de hembras adultas con crías lactantes en fases tempranas de desarrollo, aún alojadas en el marsupio. Aunque ninguna de estas hembras resultó positiva, la incorporación de este grupo permitió comparar los resultados con los reportados por Torhorst, *et al.* (2022), ellos reportaron un 2.7% (2/73) de crías infectadas, mientras que Martínez *et al.* (2024) encontraron una muestra positiva en una hembra lactante 4.55% (1/22). En el trabajo de Avalos, *et al.* (2023) centrados en la infección natural en perros por *T. cruzi* encontraron una infección menor del 1% por vía vertical. En este sentido, todavía no hay suficiente información acerca de la transmisión por esta vía en *D. virginiana* y la ausencia de crías infectadas en el presente estudio podría sugerir que la transmisión vertical también es baja en esta especie de mamífero.

En el país se presenta una amplia biodiversidad de insectos de la subfamilia Triatominae, se han reportado 35 especies de 7 géneros distintos. Las principales especies identificadas con mayor distribución en general en México son *Triatoma gerstaeckeri*, *Triatoma longipennis*, *Triatoma dimidiata* y *Triatoma pallidipennis* (Rojo, *et al.*, 2018). En el caso de Nuevo León se han registrado solamente 8 especies en 24 de los 51 municipios del estado *Paratriatoma lecticularia*, *Triatoma indictiva*, *Triatoma protracta*, *Triatoma rubida*, *T. pallidipennis*, *T. dimidiata*, *Triatoma gerstaeckeri*, *Triatoma neotomae* (Espinoza, *et al.*, 2023; Martínez, *et al.*, 2023). De las cuales solo las últimas dos especies se han reportado en municipios de la Zona Metropolitana de Monterrey (Martínez, *et al.*, 2023; Fimbres, *et al.*, 2024).

Recientemente, los resultados de un programa piloto de reportes mediante ciencia ciudadana en México para la vigilancia pasiva de triatomíos (Fimbres, *et al.*, 2024) documentaron registros en varios estados del país, incluyendo la presencia de *T. gerstaeckeri* y *T. neotomae* en el municipio de Apodaca, Nuevo León.

En el presente estudio, todos los ejemplares analizados correspondieron a *T. gerstaeckeri*, una especie ampliamente distribuida en el norte de México. Su

presencia en el estado de Nuevo León ha sido previamente reportada tanto en municipios dentro de la Zona Metropolitana de Monterrey como en áreas periféricas sin urbanización (Martínez, *et al.*, 2023; Fimbres, *et al.*, 2024).

En este caso, se colectaron un total de 11 triatomínos, de los cuales el 63.64 % (7/11) fueron identificados como *T. gerstaeckeri* y provenían del municipio de Apodaca. No se registró la presencia de *T. neotomae*, lo cual podría deberse al tamaño reducido de la muestra obtenida.

Para este trabajo, la ciencia ciudadana representó una de las herramientas más valiosas, ya que permitió ampliar la cobertura geográfica y el alcance del muestreo tanto de tlacuaches como de triatomínos. En particular, la amplia base de datos generada por la plataforma Naturalista sobre registros de triatomínos en la Zona Metropolitana de Monterrey, junto con la difusión del proyecto, resultó de gran utilidad para la vigilancia y el reporte de estos insectos.

Los triatomínos colectados en este estudio fueron recibidos por medio del programa piloto de vigilancia ciudadana de triatomínos (Fimbres, *et al.*, 2024). La prevalencia de infección encontrada dentro del presente estudio fue del 18.18% (2/11). La prevalencia encontrada por la infección *T. cruzi* en ambientes suburbanos y silvestres y la abundancia de triatomínos en diferentes estados del país, es variable. Se ha reportado un 9.8% (56/570) en Hidalgo, un 15.2% (553/3640) en Yucatán, en Oaxaca un 27.44% (121/441) y una alta prevalencia en los estados de Durango con 57.36% (109/190), 77.4% (419/541) en Morelos y un 90% (251/279) en Sonora (Paredes, *et al.*, 2001; Antonio, *et al.*, 2019; Fernández, *et al.*, 2022; García, *et al.*, 2022; Moo, *et al.*, 2023; Gómez, *et al.*, 2025).

En el caso de Nuevo León se ha descrito la presencia de diferentes especies de triatomínos en municipios de la ZMM, sin embargo, existe poca información sobre la abundancia e infección de *T. cruzi* en triatomínos en ambientes urbanos. En el caso de dos municipios fuera de la ZMM en ambientes silvestres se encontró la prevalencia en el municipio de Allende con un 31.3% (370/118) en el municipio y General Terán con 59.61% (31/52) (Molina, *et al.*, 2007; Molina, *et al.*, 2015).

En general resulta difícil realizar una comparación adecuada de la prevalencia de *T. cruzi* encontrada en el presente estudio, con lo reportado en otros estados del país y en la región, debido a la baja colecta de triatomíos obtenida. La abundancia de triatomíos colectados en un ambiente altamente urbanizado como la ZMM puede entenderse mejor con lo reportado en la ciudad de São Paulo, Brasil, dónde se reportó una prevalencia de infección de *T. cruzi* del 3.2 % (18/570) en triatomíos (Monteiro, *et al.*, 2024).

Esta ciudad presenta una estructura urbana similar a la ZMM, sin embargo, cuenta con una proporción de áreas verdes superior a lo recomendado por la Organización Mundial de la Salud (OMS), con 11.58 m² de área verde por habitante; mientras que la ZMM dispone de aproximadamente 6.2 m² por habitante (por debajo de lo sugerido por la OMS, que recomienda al menos 9 m²). Esta mayor disponibilidad de espacios naturales en São Paulo podría favorecer la presencia de triatomíos y de sus hospedadores silvestres, facilitando el desarrollo de su ciclo de vida y su permanencia dentro del entorno urbano.

Es importante destacar que los triatomíos colectados en el presente estudio fueron de zonas periurbanas y no en el centro de la ciudad, donde la urbanización se encuentra aún en expansión y existe una mayor disponibilidad de áreas verdes y menor densidad poblacional. Estos sitios, ubicados cerca de grandes áreas naturales y cuerpos de agua, ofrecen condiciones ambientales favorables para el desarrollo del ciclo biológico de los triatomíos. Esta situación podría estar relacionada con la ausencia de tlacuaches infectados en la zona de estudio, debido a que la población del vector sería menor en el centro urbano y mayor en la periferia.

Debe considerarse, además, que en fauna silvestre y específicamente en especies omnívoras como *Didelphis virginiana* la transmisión oral es una de las principales vías de infección por *T. cruzi*, ya sea mediante la ingestión de triatomíos, alimentos contaminados o presas infectadas (Jansen, *et al.*, 2020). Por lo tanto, una menor presencia del vector podría reducir significativamente las oportunidades de contacto y, en consecuencia, la probabilidad de infección. En conjunto, estos hallazgos sugieren que la prevalencia de *T. cruzi* en mamíferos

silvestres urbanos puede estar influenciada por factores ecológicos y biológicos, como la cercanía a áreas urbanas, la distribución del vector y las interacciones entre especies.

Aunque no existe mucha información de la prevalencia de *T. cruzi* en otras especies dentro de la región, tomando como referencia los porcentajes reportados en perros domésticos del 0.34% (1/294) y 5.19% (4/78) (Galaviz, et al., 2017; (Salas, comunicación personal, 2022). Esto podría indicar que la baja prevalencia de *T. cruzi* en esta especie, en zonas urbanizadas y suburbanas también puede estar influenciada por los factores ambientales y la presencia del vector, de la misma manera que sucede con *D. virginiana*.

De acuerdo con la eficiencia de captura para las trampas lumínicas (the kissing bug kill trap), se reporta la captura de al menos un insecto en 14 días de actividad por trampa (Hamer, et al., 2024). Con base en dicha estimación, en el presente estudio se habrían esperado capturar 105 insectos, considerando la operación simultanea de siete trampas activas. La falta de capturas durante el presente estudio podría deberse a dos factores, en primer lugar, la posible baja población dentro de la zona de estudio; en segundo lugar, las condiciones ambientales del área urbana podrían haber afectado la eficiencia de las trampas porque fueron originalmente diseñadas y probadas en ambientes no urbanos. La contaminación lumínica existente en la ciudad podría interferir con la eficiencia de funcionamiento de la trampa, que consiste en emitir una fuente de luz de alta intensidad que atrae a los triatominos (Minoli y Lazzari, 2006). Al existir una competencia lumínica elevada en los sitios donde se instalaron las trampas, se pudo reducir considerablemente su capacidad de captura.

En el presente estudio los resultados del análisis de las pulgas colectadas mostraron un 14.1 % (11/76) pools correspondientes al 40.5% (137/338) de las pulgas totales con un resultado positivo para *Rickettsia* spp. Se han realizado diferentes estudios que muestran la presencia de esta bacteria en pulgas que parasitan a *D. virginiana*. En Galveston, Texas, en Estados Unidos se analizaron 744 pulgas colectadas en 9 tlacuaches, se agruparon en pools y mediante

análisis molecular PCR se reportó la presencia de 11 pools (15.5 %) resultaron positivos a *Rickettsia typhi* y 23 grupos (32.4 %) a *Rickettsia felis* (Blanton y Villasante, 2025). En los condados de Orange y Los Ángeles en el estado de California, Estados Unidos encontraron un total de aproximadamente 3600 pulgas en el 95.73% (112/117) de los animales muestreados. Estas pulgas se analizaron en 1914 pools y 877 (45.8%) dieron positivo para ADN de *Rickettsia felis*; 29 (1.5%) para *R. typhi* y 32 grupos (1.7%) para ambos (Eremeeva, *et al.*, 2012). Por otro lado, en la Ciudad de México se reportó un 17.7% (25/141) de prevalencia de *Rickettsia* spp. en pulgas colectadas del 22.6% (7/31) de los tlacuaches muestreados (Santoyo, *et al.*, 2020). La capacidad de los tlacuaches para adaptarse a entornos urbanos, junto con su constante interacción con mascotas y animales ferales como perros y gatos, incrementa el riesgo de transmisión y mantenimiento de patógenos como *Rickettsia* spp en ambientes urbanos. En la ZMM en los últimos años se ha reportado un aumento de casos de rickettsiosis en humanos y un estudio reportó 57 casos confirmados con una alta tasa de mortalidad, principalmente en niños (Estrada-Medizabal, *et al.*, 2023). Las estrategias de salud pública generalmente se centran en las garrapatas como principal vector para la bacteria, pero nuestros resultados sugieren que las pulgas, tlacuaches, y gatos y pueden estar jugando un papel importante en la epidemiología de esta enfermedad y es necesario generar más información al respecto.

Numerosos estudios reportan la presencia de diferentes especies de garrapatas que parasitan a *D. virginiana*, tanto en ambientes silvestres como urbanos (Bezerra, *et al.*, 2021). Las regiones donde se han reportado garrapatas en tlacuache norteño incluyen desde el norte de su área de distribución en Estados Unidos de América hasta regiones del sureste de México (Canto-Osorio, *et al.*, 2020; Durden y Richardson, 2013; Rojero-Vázquez, *et al.*, 2017). En México en el estado de Campeche se reportó la presencia de 102 tlacuaches de los cuales en 25 presentaban tasas de infección superiores a 25 garrapatas por individuo. De estos animales, 9 albergaban 100 garrapatas y en un animal se encontró la

presencia de hasta 215 alimentándose (Rojero-Vázquez, *et al.*, 2017). También en Yucatán se reportó la prevalencia de infección por garrapatas del 34.48% (50/145) en *D. virginiana* (Canto-Osorio, *et al.*, 2020). Es notable que en el presente estudio no se encontraron ejemplares de tlacuache norteño con garrapatas, a pesar de la presencia de estos artrópodos en el área de estudio. Sin embargo, un estudio realizado en el estado de California en Estados Unidos en el condado de Orange en una región urbanizada reportó un muestreo en 101 ejemplares de *D. virginiana* para buscar ectoparásitos y no se encontraron garrapatas en todos los animales (Krueger, *et al.*, 2016). Algunos estudios mencionan que el sistema inmune de *D. virginiana* puede permitir una mejor respuesta inflamatoria, promoviendo la secreción de sustancias en la piel y generando acicalamiento, evitando así la parasitación por garrapatas e inclusive consumiéndolas (Wirtz y Westfall, 1967; Wikle, *et al.*, 1994).

Debido a la amplia disponibilidad y fácil acceso a fuentes de alimento en entornos urbanos, *Didelphis virginiana* puede ingerir accidentalmente desechos orgánicos contaminados con heces de animales domésticos. Esta conducta favorece la exposición y posible infección por diversas especies de endoparásitos (Bezerra, *et al.*, 2021).

En el presente estudio se identificó *Turgida turgida* en el 50 % (4/8) de los ejemplares evaluados mediante necropsia. Estos hallazgos confirman la presencia de *T. turgida* en *Didelphis virginiana*, un parásito ampliamente distribuido y común en esta especie (Panti-May, *et al.*, 2024). La prevalencia observada en este estudio fue menor que lo reportado en California, Estados Unidos de América con una prevalencia del 84.4 % (38/45) (Nichelason *et al.*, 2008). De igual forma, el estudio de García-Prieto *et al.* (2005), en el que se evaluaron 101 tlacuaches, reportó prevalencias ampliamente variables entre diferentes estados en México; con un 94 % (15/16) en Colima, 93 % (13/14) en Guerrero, 82 % (18/22) en Oaxaca y de 100 % (4/4) en Ciudad de México. Solo algunos estados presentaron prevalencias menores o similares a lo encontrado en el presente estudio, como Michoacán con 28 % (2/7), Nayarit 17 % (1/6) y

Yucatán 50 % (1/2), mientras que en Chiapas no se encontró al parásito (0/7). En cuanto a la detección de huevos del parásito en heces, la prevalencia observada en este estudio del 10 %, (4/40) fue menor que la reportada en California, Estados Unidos de América donde se analizaron 105 muestras y encontraron un 40 % (42/105) de animales positivos (Nichelason, *et al.*, 2008). De manera similar, Aragón, *et al.* (2018), al evaluar 84 ejemplares en Yucatán, reportaron una prevalencia del 23.15 % (12/84) de huevos de *Turgida* spp., un valor más alto que el encontrado en el presente estudio.

9. CONCLUSIONES Y PERSPECTIVA

Los resultados de nuestro estudio sugieren que los tlacuaches (*Didelphis virginiana*) en la zona de estudio, no representan un reservorio importante de *T. cruzi* al no encontrar la presencia del parásito. La ausencia de triatomíos capturados mediante trampas de luz, junto con la baja frecuencia de reportes obtenidos a través de ciencia ciudadana y la prevalencia de infección del 18.18% (2/11) registrada en los ejemplares analizados, sugiere una abundancia reducida del vector en el centro de la ciudad, posiblemente limitada a las zonas periféricas de la ciudad. Esto, a su vez, sería consistente con la ausencia de *T. cruzi* detectada en *D. virginiana* dentro del área de estudio.

Aunque *D. virginiana* podría no desempeñar un papel relevante en la transmisión de *T. cruzi* dentro de la Zona Metropolitana de Monterrey, esta especie sí puede participar activamente en la epidemiología de otras enfermedades de importancia, como la rickettsiosis. Esta última se mantiene en circulación continua debido a la interacción constante entre la fauna silvestre urbana, la fauna doméstica y la población humana.

La enfermedad de Chagas ha afectado a la población humana en el pasado, lo hace en el presente y, probablemente, lo seguirá haciendo en el futuro. La vigilancia epidemiológica constante de las enfermedades zoonóticas de origen silvestre, mediante trabajos de investigación, educación ambiental y ciencia ciudadana, es de gran valor para implementar medidas preventivas y evitar la emergencia o remergencia de agentes de importancia médica.

10. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Acosta-Virgen, K., López-Caballero, J., García-Prieto, L., & Mata-López, R. (2015). Helminths of three species of opossums (Mammalia, Didelphidae) from Mexico. *ZooKeys*, 2015(511), 131–152. <https://doi.org/10.3897/zookeys.511.9571>

Achaz, T. J., Pulis, E. E., Woodyard, E. T., Rosser, T. G., Martens, J. R., Weinstein, S. B., & Tkach, V. V. (2022). Molecular phylogenetic analysis of *Neodiplostomum* and *Fibricola* (Digenea, Diplostomidae) does not support host-based systematics. *Parasitology*, 149(4), 542–554. <https://doi.org/10.1017/S003118202100216X>

Ángel, M. C. M. (2021). Marsupiales hospederos del género *Gnathostoma* (Nematoda: Spirurida) en América [Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco]. Repositorio Institucional UAM-X. <https://repositorio.xoc.uam.mx/jspui/handle/123456789/26314>

Antonio-Campos, A., Cuatepotzo-Jiménez, V., Noguéz-García, J., Alejandro-Aguilar, R., & Rivas, N. (2019, May 23). Distribution of triatomine (Hemiptera: Reduviidae) vectors of Chagas disease in the state of Hidalgo, Mexico. *Journal of Vector Ecology*, 44(1), 59–65. <https://doi.org/10.1111/jvec.12342>

Aragón-Pech, R. A., Ruiz-Piña, H. A., Rodríguez-Vivas, R. I., Cuxim-Koyoc, A. D., & Reyes-Novelo, E. (2018). Prevalencia, abundancia e intensidad de huevos y ooquistes de parásitos gastrointestinales en la zarigüeya *Didelphis virginiana* Kerr, 1792 en Yucatán, México. *Helminthologia*, 55(2), 119–126. <https://doi.org/10.2478/helm-2018-0008>

Ardila, M. M., Villadiego, Y., Herrera, L., Zabala-Monterroza, W., & Pérez-Doria, A. (2023). Detección molecular de infección natural por parásitos

trípanosomátidos en *Didelphis marsupialis* de una zona rural del norte de Colombia. *Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Pública*, 79–85. <https://doi.org/10.17843/rpmesp.2023.401.11573>

Avalos-Borges, E. E., Jiménez-Coello, M., Chan-Pérez, J. I., Cigarroa-Toledo, N., Garg, N. J., Guillermo-Cordero, L., Segura-Correa, J. C., & Ortega-Pacheco, A. (2023). Congenital transmission of *Trypanosoma cruzi* in naturally infected dogs. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 23(9), 465–474. <https://doi.org/10.1089/vbz.2022.0086>

Ballados-González, G. G., Escoria-Quintana, M. G., Chong-Guzmán, A., Gamboa-Prieto, J., Caro-Macin, A., Martínez-Hernández, J. M., Grostieta, E., Cruz-Romero, A., Aguilar-Domínguez, M., Vieira, R. F. C., Pérez-Brígido, C. D., Pech-+, P. B., & Martínez-Juárez, V. M. (2009). Susceptibilidad a antibióticos de bacterias aisladas de la zarigüeya de Virginia (*Didelphis virginiana*) en Hidalgo, México. *Journal of Animal and Veterinary Advances*, 8(10), 2075–2078.

Barr, T. R. B. (1963). Enfermedades infecciosas en la zarigüeya: Una revisión. *Revista de Gestión de Vida Silvestre*, 27(1), 53-71. <https://doi.org/10.2307/3797778>

Beaucournu, J.-C., Gomez-Lopez, M. S. (2015). Orden Siphonaptera. *Revista IDE@ - SEA*, 61A, 1–11. http://sea-entomologia.org/IDE@/revista_61A.pdf

Becker, I., Miranda-Ortiz, H., Fernández-Figueroa, E. A., Sánchez-Montes, S., Colunga-Salas, P., Grostieta, E., Juárez-Gabriel, J., Lozano-Sardaneta, Y. N., Arce-Fonseca, M., Rodríguez-Morales, O., Meneses-Ruiz, G., Pastén-Sánchez, S., López Martínez, I., González-Guzmán, S., Paredes-Cervantes, V., Moreira, O. C., Finamore-Araujo, P., Canseco-Méndez, J. C., Coquí-Navarrete, U., ... Rengifo-Correa, L. (2023). La baja variabilidad de Tc24 en *Trypanosoma cruzi*

Tcl como ventaja para la profilaxis y el diagnóstico de la enfermedad de Chagas en México. *Pathogens*, 12(3), 368. <https://doi.org/10.3390/pathogens12030368>

Bern C, Kjos S, Yabsley MJ, Montgomery SP. *Trypanosoma cruzi* and Chagas' Disease in the United States. *Clin Microbiol Rev*. 2011 Oct;24(4):655-81. doi: 10.1128/CMR.00005-11. PMID: 21976603; PMCID: PMC3194829.

Bezerra, M., Ramos, R., Campos, A., Dantas, F., & Otranto, D. (2021). *Didelphis* spp. opossums and their parasites in the Americas: A One Health perspective. *Parasitology Research*, 120(12), 4091–4111. <https://doi.org/10.1007/s00436-021-07072-4>

Blanton, LS, y Villasante-Tezanos, A. (2025). Prevención oral contra pulgas para el control de pulgas infectadas con *Rickettsia typhi* en zarigüeyas de reservorio, Galveston, Texas, EE. UU., 2023-2024. *Enfermedades Infecciosas Emergentes*, 31 (6), 1193-1196. <https://doi.org/10.3201/eid3106.241817>

Bosco-Lauth, A., Harmon, J. R., Ryan Lash, R., Weiss, S., Langevin, S., Savage, H. M., & Komar, N. (2014). Virus del Nilo Occidental aislado de una zarigüeya de Virginia (*Didelphis virginiana*) en el noroeste de Missouri, EE. UU., 2012. *Journal of Wildlife Diseases*, 50(4), 976–978. <https://doi.org/10.7589/2013-11-295>

Botto-Mahan, C., Correa, J. P., Araya-Donoso, R., Farías, F., San Juan, E., Quiroga, N., Campos-Soto, R., Reyes-Olivares, C., & González-Acuña, D. (2022). Lizards as Silent Hosts of *Trypanosoma Cruzi*. *Emerging Infectious Diseases*, 28(6), 1250–1253. <https://doi.org/10.3201/eid2806.220079>

Brener, Z. (1973). Biology of *Trypanosoma cruzi*. *Annual Review of Microbiology*. <https://doi.org/10.1146/annurev.mi.27.100173.002023>

Bugher, J. C., Boshell-Manrique, J., Roca-García, M., & Gilmore, R. M. (1941). The susceptibility to yellow fever of the vertebrates of eastern Colombia. The

American Journal of Tropical Medicine, s1-21(2), 309–333.
<https://doi.org/10.4269/ajtmh.1941.s1-21.309>

Cáceres, N. C., & Monteiro-Filho, E. L. A. (2001). Food habits, home range and activity of *Didelphis aurita* (Mammalia, Marsupialia) in a forest fragment of southern Brazil. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 36(2), 85–92.
<https://doi.org/10.1076/snfe.36.2.85.2138>

Cantor, M., Ferreira, L. A., Silva, W. R., & Setz, E. Z. F. (2010). Potencial dispersão de sementes por *Didelphis albiventris* (Marsupialia, Didelphidae) em ambiente altamente perturbado. *Biota Neotropica*, 10(2), 45–51.
<https://doi.org/10.1590/S1676-06032010000200004>

Canto-Osorio, J. M., Cuxim-Koyoc, A., Ruiz-Piña, H. A., Morales-Malacara, J. B., & Reyes-Novelo, E. (2020). *Ectoparasites of Didelphis virginiana from Yucatan, Mexico*. *Journal of Medical Entomology*, 57(X), 1–9.
<https://doi.org/10.1093/jme/tjaa106>

Carnevali, V., Nogueda-Torres, B., Villagrán-Herrera, M. E., De Diego-Cabrera, J. A., Rocha-Chávez, G., & Martínez-Ibarra, J. A. (2017). Prevalence of *Trypanosoma cruzi* and organ alterations in Virginia opossums (*Didelphis virginiana*) from western Mexico – Short communication. *Acta Veterinaria Hungarica*, 65(4), 505–509. <https://doi.org/10.1556/004.2017.048>

Carreira, J. C. A., Jansen, A. M., De Nazareth Meirelles, M., Costa e Silva, F., & Lenzi, H. L. (2001). *Trypanosoma cruzi* in the scent glands of *Didelphis marsupialis*: The kinetics of colonization. *Experimental Parasitology*, 97(3), 129–140. <https://doi.org/10.1006/expr.2001.4603>

Córdova-Montecinos, L. (2007). Identificación y descripción molecular de cepas de *Trypanosoma cruzi* y su análisis filogenético mediante secuenciación del gen para citocromo B [Tesis de licenciatura, Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias]. Repositorio institucional.

Coronado-Morones, D., Panti-May, J. A., Torres-Carrera, G., & García-Prieto, L. (2025). Description of a new Neotropical species of Mathevotaenia (Cestoda: Anoplocephalidae), a parasite of the Virginia opossum *Didelphis virginiana*. *Folia Parasitologica*, 72. <https://doi.org/10.14411/fp.2025.023>

Coronel-Arellano, H., Rocha-Ortega, M., Gual-Sill, F., Martínez-Meyer, E., Ramos-Rendón, A. K., González-Negrete, M., Gil-Alarcón, G., & Zambrano, L. (2020). Raining feral cats and dogs? Implications for the conservation of medium-sized wild mammals in an urban protected area. *Urban Ecosystems*, 24(1), 83–94. <https://doi.org/10.1007/s11252-020-00991-7>

Cruz, A. C. M. S. (2006). Ecto y endoparasitosis de *Didelphis albiniventris* Temminck, del NEA (Marsupalia: Didelphidae) [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional del Nordeste]. Repositorio Institucional UNNE. <https://doi.org/10.35537/10915/1574>

Curtis-Robles, R., Meyers, A. C., Auckland, L. D., Zecca, I. B., Skiles, R., & Hamer, S. A. (2018). Parasitic interactions among *Trypanosoma cruzi*, triatomine vectors, domestic animals, and wildlife in Big Bend National Park along the Texas-Mexicoborder. *Acta Tropica*, 188, 225–233. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2018.09.002>

Cummings, R. (2016). *Identification of zoonotic and vector-borne infectious agents associated with opossums (Didelphis virginiana) in residential neighborhoods of Orange County, California*. In R. M. Timm & R. A. Baldwin (Eds.), *Proceedings of the 27th Vertebrate Pest Conference* (pp. 268–279). University of California, Davis. <https://doi.org/10.5070/V427110386>

Deane MP, Lenzi HL, Jansen AM. Doble ciclo de desarrollo de *Trypanosoma cruzi* en la zarigüeya. *Parasitol Today*. 1986;2: 146–147. pmid:15462805

de Sousa, R., Barata, C., Vitorino, L., Santos-Silva, M., Carrapato, C., Torgal, J., Walker, D., & Bacellar, F. 2006. *Rickettsia sibirica* isolation from a patient and

detection in ticks, Portugal. *Emerging Infectious Diseases*, 12, 1103–1108. https://doi.org/10.3201/eid12_07.051494

Díaz, M. M., & Willig, M. R. (2004). Nuevos Registros De G Lironia Venusta Y D *Idelphis Albiventris* (Didelphimorphia) Para Perú. *Sciences-New York*, 11(2), 185–192.

Díaz-Camacho, S. P., Willms, K., Rendón-Maldonado, J., Del Carmen de la Cruz-Otero, M., Delgado-Vargas, F., Robert, L., Antuna, S., León-Règagnon, V., & Nawa, Y. (2009). Discovery of an endemic area of *Gnathostoma turgidum* infection among opossums, *Didelphis virginiana*, in Mexico. *Journal of Parasitology*, 95(3), 617–622. <https://doi.org/10.1645/GE-1871.1>

Durden, L. A., & Richardson, D. J. (2013). Ectoparasites of the Virginia opossum (*Didelphis virginiana*), raccoon (*Procyon lotor*), and striped skunk (*Mephitis mephitis*) from Keith County, Nebraska. *Transactions of the Nebraska Academy of Sciences*, 33, 21–24. <https://digitalcommons.unl.edu/tnas/345>

Estrada-Mendizabal, R.J, Tamez-Rivera, O., Vela, E., Blanco-Murillo, P., Alanis-Garza, C., Flores-Gouyonnet, J....Escamilla, A. (2023). Brote de Enfermedad por Rickettsia, México, 2022. *Enfermedades Infecciosas Emergentes*, 29 (9), 1944-1947. <https://doi.org/10.3201/eid2909.230344>.

Eremeeva, M. E., Karpathy, S. E., Krueger, L., Hayes, E. K., Williams, A. M., Zaldivar, Y., Bennett, S., Cummings, R., Tilzer, A., Velten, R. K., Kerr, N., Dasch, G. A., & Hu, R. (2012). *Two pathogens and one disease: Detection and identification of flea-borne rickettsiae in areas endemic for murine typhus in California*. *Journal of Medical Entomology*, 49(6), 1485–1494. <https://doi.org/10.1603/me11291>

Falconnier, N., Mitchell, M. A., Del Piero, F., Lee, J., Sasaki, E., Holl, W., Menk, C., Dorsch, M. A., Tondo, L., Walsh, C., Langohr, I. M., De Cecco, B., &

Carossino, M. (2025). Pulmonary lesions in Virginia opossums (*Didelphis virginiana*): Characterizing fungal pneumonia associated with *Purpureocillium lilacinum*. *Veterinary Pathology*. <https://doi.org/10.1177/03009858251338845>

Fenton, KA, Fitzgerald, SD, Bolin, S., Kaneene, J., Sikarskie, J., Greenwald, R. y Lyashchenko, K. (2012). Inoculación experimental con aerosoles e investigación de la posible transmisión lateral de *Mycobacterium bovis* en la zarigüeya de Virginia (*Didelphis virginiana*). *Medicina Veterinaria Internacional*. <https://doi.org/10.1155/2012/842861>

Fernández-Santos, N. A., Trujillo-García, J. C., Hamer, S. A., Wei, L., Martínez-Montoya, H., Tamez-Guerra, P., Hamer, G. L., & Rodríguez-Pérez, M. A. (2022). Domestic *Triatoma* spp. infections with *Trypanosoma cruzi*, household infestations, and molecular identification in Oaxaca, México. *Insects*, 13(12), 1134. <https://doi.org/10.3390/insects13121134>

Fimbres-Macias, J. P., de Oliveira, J., Corona-Barrera, E., Carrera-Treviño, R., Hamer, G. L., & Hamer, S. A. (2024). Programa piloto de ciencia ciudadana en México para vigilancia pasiva de triatomos y concientizar sobre la enfermedad de Chagas. *SciELO Preprints*. <https://doi.org/10.1590/SciELOPreprints.8356>

Galaviz-Silva, L., Mercado-Hernández, R., Zárate-Ramos, J. J., & Molina-Garza, Z. J. (2017). Prevalence of *Trypanosoma cruzi* infection in dogs and small mammals in Nuevo León, Mexico. *Revista Argentina de Microbiología*, 49(3), 216–223. <https://doi.org/10.1016/j.ram.2016.11.006> García-Mares, José Israel, González-Acosta, Cassandra, Peralta-Rodríguez, Jorge, Correa-Morales, Fabián, Barón-Olivares, Héctor, & Moreno-García, Miguel. (2022). Incremento de incidencia intradomiciliar de triatomos y prevalencia de *Trypanosoma cruzi* en el Centro de México. *Acta zoológica mexicana*, 38, e3812515. Epub 24 de abril de 2023. <https://doi.org/10.21829/azm.2022.3812515>

García-Prieto, L., García-Varela, M., & Mendoza-Garfias, B. (2005). *Helminths of the Virginia opossum Didelphis virginiana (Mammalia: Didelphidae) in Mexico*. *Journal of Parasitology*, 91(2), 404–409. <https://doi.org/10.1645/GE-273R>

García-Valle, J. L., Ramírez, J. A. R., García-Prieto, L., Ramírez-Hernández, C., Ramírez-Romero, R., Macedo-Barragán, R. J., & García-Márquez, L. J. (2023). Patología metazoaria y protozoaria de zarigüeyas silvestres (*Didelphis virginiana*) en México. *Pesquisa Veterinaria Brasileira*, 43. <https://doi.org/10.1590/1678-5150-PVB-7282>

Gardner, A. L. (1970). The systematics of the genus *Didelphis* (Marsupialia: Didelphidae) in North and Middle America (Ph.D. thesis). Louisiana State University and Agricultural & Mechanical College. https://repository.lsu.edu/gradschool_disstheses/1849

Gardner, A. L. (1973). The systematics of the genus *Didelphis* (Marsupialia: Didelphidae) in North and Middle America (Special Publication No. 4, pp. 1–81). Museum, Texas Tech University. <https://doi.org/10.5962/bhl.title.156476>

Gilmore, R. (1943). Mammalogy in an epidemiological study of jungle yellow fever in Brazil. *Journal of Mammalogy*, 24(2), 144–162.

Glebskiy, Y., Acosta-Gutiérrez, R., & Cano-Santana, Z. (2021). *Plusaetis sibynus* (Siphonaptera: Ceratophyllidae): Un nuevo registro de pulgas en *Didelphis virginiana*, con una lista de pulgas para este huésped. *Notas de Therya*, 2, 151–155. https://doi.org/10.12933/therya_notes-21-53

Glebskiy, Y., Negrete-González, M., Zambrano, L., & others. (2024). Evaluation of the diet of *Didelphis virginiana* in an urban area using stable isotopes. *Urban Ecosystems*, 27, 231–237. <https://doi.org/10.1007/s11252-023-01448-3>

Glebskiy, Y., Parra-Campos, D. A., & Cano-Santana, Z. (2024). We are not the problem; cars are Effect of different human activities in an urban area on

opossums' health and population size. *Urban Ecosystems*, 28, 66. <https://doi.org/10.1007/s11252-024-01642>

Gómez-Palacios, R. L., Ruiz-Tovar, K., Huerta, H., González-Reyes, M. O., Padilla-Medina, I., de-la-Rosa-Arana, J. L., & Fonseca-Coronado, S. (2025). Natural infection with *Trypanosoma cruzi* and feeding habits of Triatominae from the state of Durango, Mexico. *Acta Tropica*, 263, 107555. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2025.107555>

Greenspan, E., Nielsen, C. K., & Cassel, K. W. (2018). Potential distribution of coyotes (*Canis latrans*), Virginia opossums (*Didelphis virginiana*), striped skunks (*Mephitis mephitis*), and raccoons (*Procyon lotor*) in the Chicago Metropolitan Area. *Urban Ecosystems*, 21, 983–997. <https://doi.org/10.1007/s11252-018-0778-2>

Hamer, G., Fimbres Macias, J. P., Juárez, J., Downs, C., Carbajal, E., Melo, M., Garza, D., Killets, K., Wilkerson, G., Carrera, R., Corona-Barrera, E., Tello-Campa, A., Rojas-Mesta, M., Borden, J., Banfield, M., & Hamer, S. (2024, July 18). Development of an operational trap for collection, killing, and preservation of triatomines (Hemiptera: Reduviidae): The kissing bug kill trap. *Journal of Medical Entomology*, 61. <https://doi.org/10.1093/jme/tjae087>

Hennessy, C., & Hild, K. (2021). Are Virginia opossums really ecological traps for ticks? Groundtruthing laboratory observations. *Ticks and Tick-borne Diseases*, 12(5), 101780. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2021.101780>

Hernández-Camacho, N., Vergara-Pineda, S., Acosta-Gutiérrez, R., & Jones, R. W. (2014). Nuevos registros de pulgas de tlacuaches *Didelphis virginiana* (Kerr 1792) en Querétaro, México [New records of fleas on Virginia opossums *Didelphis virginiana* (Kerr 1792) in Queretaro, Mexico]. *Therya*, 5(1), 231–236. <https://doi.org/10.12933/therya-14-187>

Hourigan, J. L. (1956). Reported incidence of rabies in the United States, calendar year 1955. U.S. Department of Agriculture, Animal Disease Eradication Branch, Agricultural Research Service.

Hourigan, J. L. (1957). Reported incidence of rabies in the United States, calendar year 1956. U.S. Department of Agriculture, Animal Disease Eradication Branch, Agricultural Research Service.

International Union for Conservation of Nature. (2016). The IUCN Red List of Threatened Species (Version 2016-1). <https://www.iucnredlist.org>

International Union for Conservation of Nature. (s. f.). *Didelphis virginiana*. In IUCN Red List of Threatened Species (versión 2025). Recuperado de <https://www.iucnredlist.org>

Jansen, A. M., Xavier, S. C. C., & Roque, A. L. R. (2020). Landmarks of Knowledge and *Trypanosoma cruzi* Biology in the Wild Environment. *Frontiers in Cellular and Infection Microbiology*, 10, 10. <https://doi.org/10.3389/fcimb.2020.00010>

Johnson-Delaney, C. (2014). Zarigüeyas y zorrillos de Virginia como mascotas. *Revista de Medicina de Mascotas Exóticas*, 23(4), 317–326. <https://doi.org/10.1053/j.jepm.2014.07.011>

Kann, S., Kunz, M., Hansen, J., Sievertsen, J., Crespo, J. J., Loperena, A., Arriens, S., & Dandekar, T. (2020). Chagas Disease: Detection Of *Trypanosoma cruzi* by a new, high-specific real time PCR. *Journal of Clinical Medicine*, 9(5), 1517. <https://doi.org/10.3390/jcm9051517>

Keesing, F., Brunner, J., Duerr, S., Killilea, M., LoGiudice, K., Schmidt, K., Vuong, H., & Ostfeld, R. S. (2009). *Hosts as ecological traps for the vector of Lyme disease*. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 276(1675), 3911–3919. <https://doi.org/10.1098/rspb.2009.1159>

Kollien, A. H., & Schaub, G. A. (2000). The development of *Trypanosoma cruzi* in triatominae. *Parasitology today* (Personal ed.), 16(9), 381–387. [https://doi.org/10.1016/s0169-4758\(00\)01724-5](https://doi.org/10.1016/s0169-4758(00)01724-5)

Krueger, L., Bai, Y., Bennett, S., Fogarty, C., Sun, S., Kosoy, M., & Cummings, R. (2016). Identificación de agentes infecciosos zoonóticos y transmitidos por vectores asociados con zarigüeyas (*Didelphis virginiana*) en barrios residenciales del Condado de Orange, California. *Actas de la Conferencia sobre Plagas de Vertebrados*, 27, 226–233. <https://doi.org/10.5070/V427110386>

León-Espinosa, G. A., de Luna, M., González-Reyes, M. O., & Huerta, H. (2023, August). Nuevos registros de dos especies de chinches besuconas del género *Triatoma* Laporte, 1832 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) para el noreste de México. Ponencia presentada en el LVIII Congreso Nacional de Entomología. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.12389.58082>

Lonigro, J. G., & LaRegina, M. C. (1988). Characterization of *Erysipelothrix rhusiopathiae* isolated from an opossum (*Didelphis virginiana*) with septicemia. *Journal of Wildlife Diseases*, 24(3), 557–559. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-24.3.557>

López, L. A., Gómez-Ruiz, D. A., Sánchez-Zapata, G. Y., Gutiérrez-Giraldo, L. M., Granda-Orozco, N. M., Úsuga-Monroy, C., & Llano, H. A. B. (2025). Helminths and protozoan parasites in common opossums (*Didelphis marsupialis*) in a suburban area in Medellín, Colombia. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária / Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*, 34(1), Article e012224. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612024082>

Lozada, S., Ramírez, G. F., & Osorio, J. H. (2015). Características Morfológicas de un Grupo de Zarigüeyas (*Didelphys marsupialis*) del Suroccidente Colombiano. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Perú*, 26(2), 200. <https://doi.org/10.15381/rivep.v26i2.11011>

Martínez, A., Carcavallo, R. U., & Jurberg, J. (1994). *Triatoma gomeznunezi*, a new species of Triatomini from México (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae). *Entomología y Vectores*, 1(1), 15–19.

Martínez-Hernández, F., Oria-Martínez, B., Rendón-Franco, E., Villalobos, G., & Muñoz-García, C. I. (2022). *Trypanosoma cruzi*, beyond the dogma of non-infection in birds. *Infection, Genetics and Evolution*, 99, 105239. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2022.105239>

Martínez-Ibarra, J. A., Grant-Guillén, Y., Nogueda-Torres, B., Meraz-Medina, T., & Martínez-Grant, D. M. (2024). Life history data of a *Triatoma protracta* nahuatlae, *T. sinaloensis*, and their laboratory hybrids (Hemiptera: Reduviidae). *Journal of Medical Entomology*, 61(2), 309–317. <https://doi.org/10.1093/jme/tjae007>

Martínez-Ibarra, J. A., Martínez-Hernández, F., Villalobos, G., Vences-Blanco, M. O., & Salazar-Schettino, P. M. (2010). Update on the distribution of *Triatoma bolivari* and *Triatoma brasiliensis* (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae) in western Mexico. *Journal of Vector Ecology*, 35(2), 432–434. <https://doi.org/10.1111/j.1948-7134.2010.00103.x>

Martínez-Ibarra, J. A., Nogueda-Torres, B., Meraz-Medina, T., & Del Rosal, G. G. (2023). Crossing experiments detect partial reproductive isolation among populations of *Triatoma longipennis* (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). *Journal of Medical Entomology*, 60(5), 998–1007. <https://doi.org/10.1093/jme/tjad087>

Martínez-Vega, P. P., Rivera-Pérez, M., Pellegrin, G., Amblard-Rambert, A., Calderón-Quintal, J. A., Barnabé, C., Teh-Poot, C., Ruiz-Piña, H., Ortega-Pacheco, A., & Waleckx, E. (2024, December 13). Presence of *Trypanosoma cruzi* (TcI) in different tissues of *Didelphis virginiana* from the metropolitan area of Mérida, southeastern Mexico: Epidemiological relevance and implications for non-

vector transmission routes. PLOS Neglected Tropical Diseases. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0012733>

McManus, J. J. (1974). *Didelphis virginiana*. Mammalian Species, 40, 1–6. <https://doi.org/10.2307/3503783>

Medina-Romero, Margarita, Goyenechea, Irene, & Castillo-Cerón, Jesús. (2012). Phylogenetic measures applied to the conservation of Mexican marsupials. Revista mexicana de biodiversidad, 83(4), 1215-1226.

Minoli, S., & Lazzari, C. (2006). Take-off activity and orientation of triatomines (Heteroptera: Reduviidae) in relation to the presence of artificial lights. Acta Tropica, 97, 324-330. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2005.12.005>

Molina-Garza, Z. J., Mercado-Hernández, R., Molina-Garza, D. P., & Galaviz-Silva, L. (2015). *Triatoma gerstaeckeri* (Hemiptera: Reduviidae) infectada con *Trypanosoma cruzi* en Nuevo León, México, y capacidad patógena de la cepa regional. Biomédica, 35(3), 372–378. <https://doi.org/10.7705/biomedica.v35i3.2589>

Molina-Garza, ZJ, Rosales-Encina, JL, Galaviz-Silva, L. y Molina-Garza, D. (2007). Prevalencia de *Trypanosoma cruzi* en triatominos silvestres de Nuevo León, México. Salud Pública de México

Monet-Mendoza, A., Osorio-Sarabia, D., & García-Prieto, L. (2005). Helmintos de la zarigüeya de Virginia *Didelphis virginiana* (Mammalia: Didelphidae) en México. Revista de Parasitología, 91(1), 213–219. <https://doi.org/10.1645/GE-273R>

Monteiro, E. F., da Silva, R. A., Marcili, A., & Kirchgatter, K. (2025). Molecular characterization of *Trypanosoma cruzi* from triatomine species in São Paulo State, an area free of vector-borne Chagas disease. Insects, 16(2), 161. <https://doi.org/10.3390/insects16020161>

Moo-Millan, J. I., Hernández-Andrade, A., May-Concha, I. J., Montalvo-Balam, T. de J., Arnal, A., Talavera-Escalante, M. J., Amblard-Rambert, A., Martínez-Vega,

P. P., Ramos-Ligonio, Á., Ibarra-Cerdeña, C. N., Hernández-Betancourt, S., & Waleckx, E. (2023). Temporal variation of *Triatoma dimidiata* abundance and infection with *Trypanosoma cruzi* in domestic and sylvatic habitats of rural Yucatan, Mexico. *Acta Tropica*, 248, 107038. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2023.107038>

Moore, D. M. (1984). A simple technique for blood collection in the opossum (*Didelphis virginiana*). *Laboratory Animals*, 18(1), 52–54. <https://doi.org/10.1258/002367784780864820>

Müller, G. B. (2007). Evo-devo: Extending evolutionary synthesis. *Nature Reviews Genetics*, 8(12), 943–949. <https://doi.org/10.1038/nrg2219>

Murcia, L., Carrilero, B., Saura, D., Iborra, MA y Segovia, M. (2013). Diagnóstico y tratamiento de la enfermedad de Chagas. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, 31 (SUPPL.1), 26–34. [https://doi.org/10.1016/S0213-005X\(13\)70111-3](https://doi.org/10.1016/S0213-005X(13)70111-3)

Nichelason, A. E., Rejmanek, D., Dabritz, H. A., Melli, A. C., Miller, M., & Conrad, P. A. (2008). Evaluation of *Cruzia americana*, *Turgida turgida*, and *Didelphostrongylus hayesi* infection in the Virginia opossum (*Didelphis virginiana*) and risk factors along the California coast. *Journal of Parasitology*, 94(5), 1166–1168. <https://doi.org/10.1645/GE-1363.1>

Noireau, F., Diosque, P., & Jansen, A. M. (2009). *Trypanosoma cruzi: Adaptation to its vectors and its hosts*. *Veterinary Research*, 40(2), 26. <https://doi.org/10.1051/vetres/2009009>

OPS. Organización Panamericana de la Salud. (2022). Principales triatomíos domiciliados de México. Organización Panamericana de la Salud. <https://www.paho.org/es/documentos/principales-triatominos-domiciliados-mexico>

OPS. Organización Panamericana de la Salud/World Health Organization. (2023, abril 13). Less than 10 % of people with Chagas have been diagnosed. <https://www.paho.org/en/news/13-4-2023-less-10-people-chagas-receive-diagnosis>. Organización Panamericana de la Salud+2Organización Panamericana de la Salud+2

Ordóñez-Delgado, L., Salinas, M., & Maldonado, D. (2023). Diagnóstico de los conflictos fauna silvestre-gente en el valle seco interandino de Vilcabamba, Andes del sur de Ecuador. CEDAMAZ, 13, 172–181. <https://doi.org/10.54753/cedamaz.v13i2.2047>

Padilla, A. M., Bustamante, J. M., & Tarleton, R. L. (2009). CD8+ T cells in *Trypanosoma cruzi* infection. Current Opinion in Immunology, 21(4), 385-390. <https://doi.org/10.1016/j.coi.2009.07.006>

Paiva, V. F., Oliveira, J. de, Belintani, T., da Rosa, J. A., Galvão, C., & [otros autores]. (2025). *Hospesneotomae* n. gen. of the Triatomini tribe presents a turnaround in the taxonomy of the *Triatoma protracta* species complex. Scientific Reports, 15(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-025-91399-w>

Panti-May, J. A., Chan-Casanova, A. J., Canche-Pool, E., Tello-Martín, R., Ruiz-Piña, H., Concha-Guillermo, H., Retana-Guiascón, O., Vega, P. P. M., Chablé-Santos, J., Estrella-Martínez, E., Moguel-Chin, W. I., Hernández-Orts, J. S., Hernández-Mena, D. I., Mendoza-Garfias, B., & García-Prieto, L. (2024). Morphological and molecular data on helminths of *Didelphis virginiana* and *Philander vossi* (Mammalia: Didelphidae) from the Yucatán Peninsula, southeast Mexico. Zootaxa, 5463(1), 1–24. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.5463.1.1>

Paredes, E. A., Valdés-Miranda, J., Nogueda-Torres, B., Alejandre-Aguilar, R., & Canett-Romero, R. (2001). Vectorial importance of triatominae bugs (Hemiptera: Reduviidae) in Guaymas, Mexico. Revista Latinoamericana de Microbiología, 43(3), 119–122.

Peña-Callejas, G., González, J., Jiménez-Cortés, J. G., de Fuentes-Vicente, J. A., Salazar-Schettino, P. M., Bucio-Torres, M. I., Cabrera-Bravo, M., & Flores-Villegas, A. L. (2022). Enfermedad de Chagas: biología y transmisión de *Trypanosoma cruzi* [Chagas disease: Biology and transmission of *Trypanosoma cruzi*]. TIP. Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas, 25. <https://doi.org/10.22201/fesz.23958723e.2022.449>

Pinto, C. M., Kalko, E. K., Cottontail, I., Wellinghausen, N., & Cottontail, V. M. (2012). TcBat, a bat-exclusive lineage of *Trypanosoma cruzi* in the Panama Canal Zone, with comments on its classification and the use of the 18S rRNA gene for lineage identification. Infection, Genetics and Evolution, 12(6), 1328–1332. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2012.04.013>

Rengifo-Correa, L., Téllez-Rendón, J. L., Esteban, L., Huerta, H., & Morrone, J. J. (2021). The *Triatoma phylllosoma* species group (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae), vectors of Chagas disease: Diagnoses and a key to the species. Zootaxa, 5023(3), 335–365. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.5023.3.2>

Richardson, D. J. (2013). Helminth Parasites of the Raccoon (*Procyon lotor*), Virginia opossum (*Didelphis virginiana*), and striped skunk (*Mephitis mephitis*) from Keith County, Nebraska. DigitalCommons@University Of Nebraska - Lincoln. <https://digitalcommons.unl.edu/tnas/438>

Rivero-Perez, N., Ocampo-López, J., Valladares-Carranza, B., De Anda, F., Jiménez, F., Juárez, V., & Zaragoza-Bastida, A. (2020). Aislamiento molecular e identificación de *Mycobacterium avium* subsp. *hominissuis* en *Didelphis virginiana* de Hidalgo, México. Revista Asia Pacífico de Medicina Tropical, 13(3), 131–136. <https://doi.org/10.4103/1995-7645.278098>

Roca-Garcia, M. 1949. Viruses of the lymphogranuloma-psittacosis group isolated from opossums in Colombia. J. Infect. Diseases 85(3):275-289.

Rojero-Vázquez, E., Gordillo-Pérez, G., & Weber, M. (2017). Infection of *Anaplasma phagocytophilum* and *Ehrlichia* spp. in opossums and dogs in

Campeche, Mexico: The role of tick infestation. *Frontiers in Ecology and Evolution*, 5, 161. <https://doi.org/10.3389/fevo.2017.00161>

Rojero-Vázquez, E., Gordillo-Pérez, G., & Weber, M. (2017). *Infection of Anaplasma phagocytophylum and Ehrlichia spp. in opossums and dogs in Campeche, Mexico: The role of tick infestation. Frontiers in Ecology and Evolution*, 5, 161. <https://doi.org/10.3389/fevo.2017.00161>

Rojo-Medina, J., Ruiz-Matus, C., Salazar-Schettino, P. M., & González-Roldán, J. F. (2018). Enfermedad de Chagas en México. *Gaceta Médica de México*, 154, 605–612.

Ruiz-Piña, H. A., Puc-Franco, M. A., Flores-Abuxapqui, J., Vado-Solís, I., & Cárdenas-Marrufo, M. F. (2002). Isolation of *Salmonella enterica* and serologic reactivity to *Leptospira interrogans* in opossums (*Didelphis virginiana*) from Yucatán, México. *Revista Do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 44(4), 235–237. <https://doi.org/10.1590/S0036-46652002000400011>

Rurangirwa, F. R., McGuire, T. C., Kocan, K. M., & Kocan, A. A. (2000). *Streptococcus didelphis* sp. nov., a streptococcus with marked catalase activity isolated from opossums (*Didelphis virginiana*) with suppurative dermatitis and liver fibrosis. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 50(2), 759–765. <https://doi.org/10.1099/00207713-50-2-759>

S.K. Wikle, R.N. Ramachandra, D.K. Bergman. Tick-induced modulation of the host immune response. *Int. J. Parasitol.*, 24 (1994), pp. 59-66, 10.1016/0020-7519(94)90059-0

Salas-Rodríguez, P. de J., Zárate Ramos, J. J., Sánchez-Casas, R. M. (2023). Detección molecular de *Leishmania* spp. y *Trypanosoma cruzi* en animales domésticos (*Canis lupus familiaris*) y vectores (Phlebotominae y Triatominae) en Nuevo León, México. (Tesis)

Sánchez-Cordero, V., Rodríguez-Moreno, Á., Flores-Martínez, J., & Gutiérrez-Granados, G. (2024). The family Didelphidae as a host of zoonotic pathogens / La familia Didelphidae como hospedero de patógenos zoonóticos. *Therya Notes*, 5, 150–156. https://doi.org/10.12933/therya_notes-24-163

Sandoval Ruiz, C. A. (2008). Los Triatominos (Insecta: Hemiptera: Reduviidae) del Estado de Veracruz: Biología, Ecología y Distribución [Tesis doctoral, Universidad Nacional Autónoma de México]. Repositorio Institucional TESIUNAM.

https://tesiunamdocumentos.dgb.unam.mx/ptd2008/octubre/0633035/0633035_A1.pdf

Santoyo-Colín, V., Sánchez-Montes, S., Salceda-Sánchez, B., Huerta-Jiménez, H., Alcántara-Rodríguez, V., Becker, I., Gual-Sill, F., & López-Pérez, A. M. (2020). Urban foci of murine typhus involving cat fleas (*Ctenocephalides felis felis*) collected from opossums in Mexico City. *Zoonoses and Public Health*, 67(8), 902–908. <https://doi.org/10.1111/zph.12770>

Schweigmann, N. J., Pietrokovsky, S., Bottazzi, V., Conti, O., Bujas, M. A., & Wisnivesky-Colli, C. (1999). Estudio de la prevalencia de la infección por *Trypanosoma cruzi* en zarigüeyas (*Didelphis albiventris*) en Santiago del Estero, Argentina. *Revista Panamericana de Salud Pública*, 6(6). <https://iris.paho.org/handle/10665.2/8885>

Strehl, C. C. P., Mitlyng, N., Jauquet, E., & Zieman, E. A. (2024). Venipuncture and blood collection on conscious Virginia opossums (*Didelphis virginiana*). *Journal of Wildlife Diseases*, 60(1), 168–170. <https://doi.org/10.7589/JWD-D-22-00143>

Tamay-Segovia, P., Blum-Domínguez, S. C., Núñez-Oreza, L. A., Martínez-Hernández, F., Gómez-Solano, M. I., Maldonado-Velázquez, M. G., & Retana-Guiascón, O. G. (2017). Presencia de zarigüeya de Virginia (*Didelphis virginiana*) y *Triatoma dimidiata* infectadas con *Trypanosoma cruzi* en zonas urbanas:

Evaluación preliminar en la ciudad de Campeche, México. Revista Austral de Ciencias Veterinarias, 49(1), 35–38. <https://doi.org/10.4067/S0719-81322017000100035>

Téllez-Rendón, J., Esteban, L., Rengifo-Correa, L., Díaz-Albiter, H., Huerta, H., & Dale, C. (2023). *Triatoma yelapensis* sp. nov. (Hemiptera: Reduviidae) from Mexico, with a key of *Triatoma* species recorded in Mexico. *Insects*, 14(4), 331. <https://doi.org/10.3390/insects14040331>

Teodoro, A. K. M., Cutolo, A. A., Motoie, G., Meira-Strejewitch, C. S., Pereira-Chioccola, V. L., Mendes, T. M. F., & Allegretti, S. M. (2019). Parásitos gastrointestinales, cutáneos y sanguíneos en *Didelphis* spp. de áreas urbanas y selváticas del estado de São Paulo, Brasil. *Veterinary Parasitology: Regional Studies Reports*, 16, 100286. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2019.100286>

Teodoro, A. K. M., Cutolo, A. A., Motoie, G., Meira-Strejewitch, C. S., Pereira-Chioccola, V. L., Mendes, T. M. F., & Allegretti, S. M. (2019). Parásitos gastrointestinales, cutáneos y sanguíneos en *Didelphis* spp. de áreas urbanas y selváticas del estado de São Paulo, Brasil. *Veterinary Parasitology: Regional Studies Reports*, 16, 100286. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2019.100286>

Torhorst, C., White, Z., Bhosale, C., Beatty, N., & Wisely, S. (2022). Identificación del parásito *Trypanosoma cruzi* en múltiples tejidos de importancia epidemiológica en la zarigüeya de Virginia (*Didelphis virginiana*): Implicaciones para las rutas de transmisión ambiental y vertical. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 16(12), e0010974. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0010974>

Urdaneta-Morales S, Nironi I. *Trypanosoma cruzi* en las glándulas anales de zarigüeyas urbanas. I—Aislamiento e infecciones experimentales. *Mem Inst Oswaldo Cruz*. 1996;91: 399–403. pmid:9070398

Veo, M., Acosta, N., Llewellyn, M., Sánchez, H., Adamson, S., Miles, G. A. J., ... Miles, M. A. (2005). Origins of Chagas disease: *Didelphis* species are natural hosts of *Trypanosoma cruzi* I and armadillos host of *Trypanosoma cruzi* II,

including hybrids. International Journal for Parasitology, 35(2), 225–233. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2004.10.024>

Vieira, C. B., Praça, Y. R., Bentes, K. L. da S., Santiago, P. B., Silva, S. M. M., Silva, G. dos S., Motta, F. N., Bastos, I. M. D., Santana, J. M., & de Araújo, C. N. (2018). Triatomines: Trypanosomatids, bacteria, and viruses' potential vectors? Frontiers in Cellular and Infection Microbiology, 8, 405. <https://doi.org/10.3389/fcimb.2018.00405>

Vieira, Fabiano & Luque, José & Muniz-Pereira, Luis. (2008). Checklist of helminth parasites in wild carnivore mammals from Brazil. Zootaxa. 1721. 1. 10.11646/zootaxa.1721.1.1.

Williams-Newkirk, AJ, Salzer, JS, Carroll, DS, Gillespie, TR y Dasch, GA (2013). Método sencillo para localizar un sitio adecuado de venopunción en la cola de la zarigüeya de Virginia (*Didelphis virginiana*). Revista Europea de Investigación de Vida Silvestre, 59 (3), 455–457. <https://doi.org/10.1007/s10344-013-0706-y>

Wirtz, G. H., & Westfall, S. A. (1967). Immune complement of the opossum. *Immunochemistry*, 4(1), 61–63. [https://doi.org/10.1016/0019-2791\(67\)90198-X](https://doi.org/10.1016/0019-2791(67)90198-X)

Wright, J. D., Burt, M. S., & Jackson, V. L. (2012). Influences of an urban environment on home range and body mass of Virginia opossums (*Didelphis virginiana*). Northeastern Naturalist, 19(1), 77–86. <https://doi.org/10.1656/045.019.0106>

Zecca, I. B., Hodo, C. L., Slack, S., Auckland, L., & Hamer, S. A. (2020). *Trypanosoma cruzi* infections and associated pathology in Virginia opossums (*Didelphis virginiana*) living in urban áreas. International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife, 11, 287–293. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2020.03.004>



Voluntariado Laboratorio de Fauna Silvestre UANL

Adolfo García de la Cruz. **Alberto Efrén Ortega Hidrogo.** Alejandra Martínez Herrera. Alejandro Román Ramírez. Alexa Monse Sandate López. **Alexis Márquez Martínez.** Amir Alejandro Núñez Fuentes. Ana Karen Méndez Solis. Andrea Macedo Araiza. Andrea Sofía Ríos Martínez. **Angela Karina Pérez Villareal.** Arantxa Fernanda Becerra García. Aranza Avila Mejía. Carol Ivonne Méndez Chavero. **Carlo Alessandro Suárez Alvarado.** Carlos Julián Rodríguez Guerrero. Carolina Aneli Valle Ibarra. Grecia Guadalupe Niño Bustos. Cristian Benjamin Valdes Guerra. Daniela Alejandra Trujillo Ávila. Daniela Martínez Cavazos. Dariel Alejandro Treviño Rodríguez. Erick Sebastián Mireles Orozco. **Fatima Rodarte Altamirano.** Fatima Yadira Llanas López. **Hannia Belén Jaramillo Hernández..** Jaime Luis Reyes Aguilera. Janeth Alejandra Pompa López. Jennifer Joscelin Mariscal Almaraz. Julia Fernanda Rodríguez Gallegos. Mariana Benavides Martínez. Mariana Montemayor Martínez. Mariana Vargas Zavala. María Fernanda Mora González. **Melany Lizeth Morales Salas.** Melissa Annette Flores Pérez. **Myriam Areli Hernández Villarreal.** Nilse Guajardo Saucedo. Olimpia Yuliana Olivares Martínez. Rodolfo Alejandro Blanco Barco. Paola Alejandra Mejía Ochoa. Patricia Jaqueline Becerra García. Salma Ahide Arellano Coronado. Sarahi Margarita Hernández Gómez. Viviana Aurora Martínez Zuazua. **MIRIAM ABIGAIL RODRÍGUEZ PIMENTEL.**



Contacto para colaboración científica e investigación
Correo: steefanl0701@gmail.com
Instagram: @dr_tlacuache
Monterrey, Nuevo León, México

