

**Universidad Autónoma de Ciudad Juárez
Instituto de Ciencias Biomédicas
Departamento de Ciencias de la Salud**



**INDICADORES DE LA PRESENCIA DE
TRYPANOSOMA CRUZI EN CIUDAD JUÁREZ**

Por:
Mei Lin Cortés Sánchez

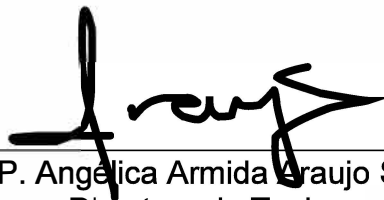
Tesis
para obtener el grado de
MAESTRO EN SALUD PÚBLICA

Ciudad Juárez, Chihuahua

Abril 2024

APROBACIÓN DE LA TESIS

“Indicadores de la presencia de *Trypanosoma cruzi* en Ciudad Juárez”, tesis preparada por Mei Lin Cortés Sánchez como requerimiento para obtener el grado de Maestro en Salud Pública, ha sido aprobado y aceptado por:



MCSP. Angélica Armida Araujo Sáenz
Directora de Tesis



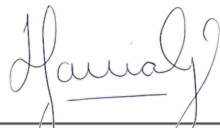
Dra. Angélica María Escárcega
Codirectora de Tesis



DCNP. Linda Selen Valenzuela Calvillo
Coordinadora de la Maestría en Salud Pública



Mtro. Gabriel Medrano Donlucas
Jefe del Departamento de Ciencias de la Salud



Mtra. Tania D. Hernández García
Directora del Instituto de Ciencias Biomédicas

Los miembros del comité designado para la revisión de la tesis de Mei Lin Cortés Sánchez la han encontrado satisfactoria y recomiendan que sea aceptada como requisito parcial para obtener el grado de Maestría en Salud Pública.



Dra. Florinda Jiménez Vega



Dr. Antonio De la Mora Covarrubias



Dr. Luis Ignacio Ángel Chávez

AGRADECIMIENTOS

El primer agradecimiento es para CONAHCYT por el apoyo económico prestado durante el curso del posgrado y el segundo agradecimiento es para la Universidad Autónoma de Ciudad Juárez (UACJ), por la oportunidad de continuar en formación académica y acceso a infraestructura y laboratorios para llevar a cabo el trabajo de investigación.

El tercer agradecimiento es para el laboratorio de biotecnología y a las doctoras Florinda Jiménez e Isui Montoya, por permitirme trabajar en el laboratorio y aprender respecto al diagnóstico molecular, a mis compañeros de laboratorio, quienes me orientaron y enseñaron, todo lo aprendido, así como al Dr. De la Mora por su orientación y ayuda en el análisis geoespacial de los datos de la investigación.

Le agradezco enormemente a la Dra. Angélica Escárcega por su tiempo, apoyo, orientación, enseñanza y por permitirme conocer nuevas áreas y conocimientos, desde la licenciatura y ahora en el posgrado y a la Dra. Angélica Araujo, por su tiempo, apoyo y orientación desde el comienzo del posgrado y para poder llevar a cabo este proyecto y su conclusión.

Agradezco a mi madre Loreto Sánchez, por ser mi guía y ejemplo para seguir aprendiendo como profesionista y sobre todo como persona, por el cariño y apoyo para continuar en formación, a mi papá Jorge Cortés por su apoyo y cariño, así como a mis hermanos Loreto, Liu y David y mi abuelita Alicia. Doy gracias a mi mejor amigo, colega y compañero de vida, Hugo Martínez, por su apoyo, paciencia, cariño, compañía y tiempo a lo largo de estos años y sobre todo ahora en el posgrado.

Agradezco a mis compañeros de clase por ser mis amigos, por las risas, la comida compartida y el tiempo, además de que hicieron más llevadera la carga de la maestría.

Agradezco a Dios por darme salud y la oportunidad de seguir creciendo profesionalmente y como persona, rodeadas de maestros, compañeros y personas de buen corazón y mucho conocimiento.

DEDICATORIA

Dedico mi trabajo de tesis a mi mamá, porque es mi guía e impulso para día a día, no solo ser una mejor profesionalista, pero sobre todo una mejor persona y a mis 7 vidas que pase lo que pase están ahí, incondicionalmente.

CONTENIDO

TABLA DE FIGURAS	vi
TABLA DE CUADROS	vii
RESUMEN	viii
ABSTRACT	ix
ANTECEDENTES	xiii
OBJETIVO.....	xxxix
MATERIALES Y MÉTODOS	xl
RESULTADOS	li
DISCUSIÓN	lvi
CONCLUSIÓN	lx
RECOMENDACIONES	lxi
BIBLIOGRAFÍA	lxii
ANEXOS	lxxiv

TABLA DE FIGURAS

Figura 1. Diagrama del ciclo de vida de <i>T. cruzi</i> , en el hospedero intermediario y hospedero final, modificado de CDC.....	xvi
Figura 2. Estadios de vida de <i>Triatoma protracta</i>	xx
Figura 3. Triatominos de importancia epidemiológica en México.....	xxi
Figura 4. Fotografía de especies de triatominos hematófagos presentes en México y el Estado de Chihuahua.....	xxii
Figura 5. Casos estimados de EC a nivel mundial en 2018	xxxii
Figura 6. Incidencia de enfermedad de Chagas en México de 2003 – 2019.....	xxxiv
Figura 7. Incidencia de enfermedad de Chagas por entidad estado en México en 2019. Fuente: SINAVE/DGE/Secretaría de Salud/Sistema de notificación semanal.	xxxiv
Figura 8. Mapa de la zona de muestreo para la colección de triatominos hematófagos en Ciudad Juárez, Chihuahua.....	xli
Figura 9. Trampas utilizadas para la atracción y captura de triatominos hematófagos	xliii
Figura 10. Producto de amplificación por PCR para <i>T. cruzi</i>	lii
Figura 11. Producto de amplificación por PCR para <i>T. cruzi</i>	liii
Figura 12. Producto de amplificación por PCR para <i>T. cruzi</i>	liii
Figura 13. Producto de amplificación por PCR para <i>T. cruzi</i>	liv
Figura 14. Mapa de zonas donde se realizó la búsqueda de TH y obtención de muestras sanguíneas de animales domésticos.	lv

TABLA DE CUADROS

Tabla 1. Coordenadas geográficas de las zonas muestreadas en Ciudad Juárez, Chihuahua.....	xlili
Tabla 2. Iniciadores específicos para la identificación de T. cruzi.....	xlviil

RESUMEN

Asociado al cambio climático y adaptaciones propias de los vectores, en los últimos años se ha observado una emergencia y reemergencia de enfermedades transmitidas por vector, como la enfermedad de Chagas, descrita como una enfermedad de curso crónico asintomático, con secuelas permanentes en tracto digestivo y miocardio a lo largo de los años. Por lo que el objetivo de este trabajo fue: la búsqueda de triatominos hematófagos en zonas conurbanas de Ciudad Juárez y evaluar la prevalencia de *Trypanosoma cruzi* agente causal de la enfermedad de Chagas, en el vector y animales domésticos. Metodología: la búsqueda de triatominos hematófagos, así como obtención de muestras sanguíneas de animales domésticos fue realizada durante 2022 y 2023. Para el diagnóstico de *T. cruzi* se realizó PCR a partir de ADN de sangre de animales domésticos, fue estimada la prevalencia y distribución geoespacial. El vector no fue encontrado en las áreas de búsqueda y en cuanto a la presencia del patógeno en los animales domésticos, la prevalencia global fue de un 3.51% (7/199), en los felinos la prevalencia fue de 3.66% y 3.48% en caninos, menor a lo reportado en una investigación realizada en Texas (1), en el cual se analizaron por PCR muestras sanguíneas de animales ferales como perros y gatos, los cuales resultaron estar presentando el agente infeccioso, en un 45.3% y 39.2% respectivamente, también colectaron 255 vectores y la prevalencia del patógeno fue del 66.4%. Otro factor para considerar que pudo impactar en la prevalencia del patógeno en el presente estudio es que la técnica diagnóstica implementada que, pese a sus sensibilidad y especificidad, es recomendable realizarse en casos agudos de la enfermedad de Chagas (en los primeros 15 días de entrar en contacto con el parásito). Incluso se debe considerar que al momento de realizar una prueba diagnóstica influye el ciclo de vida del parásito que se desarrolla en el mamífero, debido a que los tripomastigotes pueden estar intracelulares infectando nuevas células o circulantes en sangre, influyendo en los resultados. En el presente estudio se rechaza la hipótesis

planteada ya que no se encontró al vector de la enfermedad de Chagas en la localidad y la prevalencia del patógeno en las muestras analizadas fue menor a lo esperado.

ABSTRACT

Associated with vector-borne disease, climate change and vector adaptations, in recent years an emergence and re-emergence of diseases, such as Chagas disease, has been observed. Which has been described as a disease with a chronic asymptomatic course, with permanent sequelae in the digestive tract and myocardium over the years. Therefore, the objective of this project was: the research of hematophagous triatomines in suburban areas of Juarez city and evaluate the prevalence of *Trypanosoma cruzi*, the causal agent of the Chagas disease, in vector and domestic animals. Methodology: The search for hematophagous triatomines, also obtaining blood samples from domestic animals, during the years 2022 to 2023. For the diagnosis of *T. cruzi*, PCR was performed using blood DNA from dogs and cats, the prevalence and geospatial distribution of the vector was estimated. The vector was not found in the search areas, which could be due to the unfavorable climatic conditions for its presence and development. Regarding the presence of the pathogen in domestic animals, the global prevalence was 3.51% (7/199), in felines the prevalence was 3.66% and 3.48% in canines, lower than reported in a research carried out in Texas (1), in which blood samples from feral animals such as dogs and cats were analyzed by PCR, which turned out to be presenting the infectious agent, in 45.3% and 39.2% respectively, also collected 255 vectors and the prevalence of the pathogen was 66.4%. Another factor to consider that could impact the prevalence of the pathogen in the present study is the diagnostic technique implemented, despite the sensitivity and specificity, is advisable to be performed in acute cases of Chagas disease (in the first 15 days after had contact with the parasite).

It should even be considered that when performing a diagnostic test, the life cycle of the parasite that develops in the mammal influences, because trypomastigotes may be intracellular, infecting new cells or circulating in the blood, influencing the results. As conclusion of this investigation, the hypothesis was rejected by the absence of the vector of the Chagas disease in the town and the low prevalence of the parasite in the blood samples in contrast to the expected.

INTRODUCCIÓN

La importancia que representan para la salud pública las Enfermedades Transmitidas por Vector (ETV) radica en su magnitud y trascendencia, tomando en consideración la existencia de áreas que reúnen condiciones geográficas, epidemiológicas, demográficas y socioeconómicas, así como de marginación y pobreza de la población afectada, que favorece su presencia (2). Actualmente los vectores tienen un mayor alcance a distintas zonas geográficas donde anteriormente no habían estado presentes, esto asociado al cambio climático y la migración de personas que pudiesen padecer alguna ETV y lo desconocen, llevando dichas enfermedades a otros países (2,3).

La Enfermedad de Chagas (EC) también llamada Tripanosomiasis Americana (TA), es generada por el protozooario *Trypanosoma cruzi* (*T. cruzi*) que es transmitido mediante las heces de Triatomíneos Hematófagos (TH) de diferentes especies comúnmente conocidos como chinches besuconas (4), los cuales se encuentran distribuidos a lo largo de América latina y parte del sur de Estados Unidos (5), donde se tiene un estimado de 70 millones de personas expuestas al agente infeccioso y en riesgo de contraer la enfermedad y en dichas regiones se llegan a registrar aproximadamente 30,000 casos nuevos de EC y un total de 12,000 muertes cada año(6). En México, donde dos terceras partes del territorio pueden ser consideradas con riesgo de transmisión vectorial, se estima que 1,100,000 individuos podrían estar infectados con *T. cruzi* y 29,500,000 en riesgo de contraer la infección (7).

En estudios de años recientes reporta la presencia de TH los cuales portan *T. cruzi*, en áreas del sur de Texas en frontera con el Estado de Chihuahua, por consecuencia es importante la búsqueda del vector y si este es o no portador del agente infeccioso, así como en los animales domésticos y silvestres, en ciertas zonas de Ciudad Juárez por las condiciones más propicias para el vector, ya que hasta el momento la información

disponible en relación al vector es escasa en la región, así como el reporte de casos anuales, lo cual pudiese asociarse a que la región no es endémica del vector comúnmente y tampoco la enfermedad (1,8,9).

Lo que se busca con el presente proyecto es conocer la situación actual de la redistribución del vector de la EC, ya que de encontrarse y ser portador del agente infeccioso se estaría brindando a las autoridades en salud información actualizada sobre una enfermedad poco común en la zona y que pudiese comenzar a impactar en la salud de la comunidad. Además, con la información recabada se elaboró un mapa de distribución geoespacial de las zonas muestreadas, lo cual permite establecer las zonas de riesgo que requieren atención por parte del sector salud, ya que la enfermedad suele afectar al desarrollo infantil, la salud materno infantil y la calidad y esperanza de vida de las personas. El cuadro de la enfermedad normalmente suele ser asintomático y crónico afectando a cualquier grupo etario, donde la signología que presentan es asociada a cardiomiopatía chagásica crónica o daño a tracto digestivo como megaesófago o megacolon, esto comúnmente de 5 a 20 años después de haber entrado en contacto con el agente infeccioso, momento en el cual el tratamiento antiparasitario se administra pero no elimina todos los parásitos en los tejidos, sin embargo, se debe considerar que el tratamiento es largo, su acceso es muy limitado y suele generar reacciones adversas y además la persona va a requerir de atención médica en forma periódica y a lo largo de su vida asociado a las secuelas cardíacas o gastrointestinales que son irreversibles, impactando no solo en la salud, sino incluso en la economía de aquellos que no cuenten con seguridad social y mermando su vida productiva por consecuencia.

ANTECEDENTES

Enfermedades Transmitidas por Vectores

Las ETV son enfermedades infecciosas ocasionadas por bacterias, parásitos y virus que requieren de un hospedero intermediario, que son los vectores para que posteriormente el patógeno (bacteria, virus o parásito) llegue a su hospedero final y hacer que este desarrolle la enfermedad (10).

En la actualidad se estima que más del 80% de la población mundial vive en zonas donde hay riesgo de contraer al menos una ETV y más del 50% de la población vive en zonas donde hay riesgo de contraer dos o más de estas enfermedades (11), por ello la necesidad de mantener, monitorear y reforzar programas y medidas para el control, prevención, diagnóstico y tratamiento de dichas enfermedades. La presencia de las ETV es mayor en las zonas tropicales y subtropicales de África, Asia y América y afectan principalmente a las personas en condiciones de pobreza y propician el incremento de esta pobreza ya que perjudican al desarrollo infantil, el embarazo y la vida productiva de las personas e incluso pueden conllevar a la muerte, todo esto asociado a su alta morbilidad (12).

Debido a la globalización, el cambio climático, movimientos migratorios, entre otros cambios sociales y políticos se ha dado la oportunidad para que diversos patógenos logren llegar a nuevas áreas donde no se encontraban presentes (13).

Otro punto por considerar es que se ha observado al paso del tiempo, es la redistribución de los vectores como mosquitos, garrapatas, triatominos hematófagos, entre otros, debido al cambio climático e incluso adaptaciones del mismo vector, hoy en día es cada vez más amplia su presencia en distintas zonas geográficas donde anteriormente no estaban presentes (14). Tal es el caso de los Triatominos Hematófagos (TH) portadores y transmisores de *T. cruzi*, protozoario, capaz de afectar mamíferos silvestres y animales

domésticos como perros y gatos, además del hombre (15), el cuál es el agente causal de la EC, la cual actualmente se ha convertido en una de las enfermedades tropicales desatendida en todo el mundo, con una alta tasa de morbilidad y mortalidad (16).

Para la atención de riesgos en salud y ETV, es importante la plena cooperación de los sectores de la salud animal, la salud humana y el medio ambiente, dando pie al enfoque “Una sola salud”, ya que se reconoce la interdependencia entre estos tres factores, ya que la sanidad de los animales y del medio ambiente dependen en gran medida de las actividades humanas y que ambas también determinan la salud humana (15,17).

Enfermedad de Chagas

La EC es una antropozoonosis causada por el protozooario *T. cruzi*, el cual puede llegar a su hospedero final a través de diferentes vías. La principal vía de transmisión es mediante los TH de diferentes especies, los cuales excretan al parásito en las heces, las cuales pueden llegar a contaminar la lesión generada por el mismo vector, posteriormente a alimentarse de su hospedero o por la contaminación de alguna mucosa intacta ya sea ojos o boca. Otras vías de transmisión pueden ser a través de la vía congénita (de la madre enferma al hijo), transfusión sanguínea, trasplante de órganos, consumo de alimentos y agua contaminados e incluso accidentes de laboratorio, pero estas últimas son menos frecuentes (18).

Historia natural de la enfermedad

Agente causal

T. cruzi es un protista de la clase *Kinetoplastea*, familia *Trypanosomatidae*, caracterizado por la presencia de un solo flagelo y una sola mitocondria, presenta una estructura satelital compleja y compacta denominada kinetoplasto, que se ubica en su mitocondria en la cual, su material genético se encuentra dentro. Se reproduce de forma clonal,

aunque existe evidencia de eventos de recombinación genética en el que cada clon representa un linaje que permanece inalterado por un gran número de generaciones hasta la ocurrencia de mutaciones, de esta manera se reconocen diferentes linajes o unidades discretas de tipificación (DTU), que van de TcI a TcVI y TcBat (específico en murciélagos). Es un parásito intracelular con un ciclo de vida que involucra vertebrados e invertebrados (19).

Variabilidad genética de *T. cruzi*

Como vector *T. cruzi* al ser un organismo diploide y tener su genoma distribuido en pares homólogos de cromosomas, esto puede dar lugar a una variación en el número y tamaño de las cadenas, lo cual da lugar a una amplia variabilidad en el contenido de ADN, lo que indica una gran plasticidad en el genoma y da como resultado una diversidad en el genotipo y fenotipo (20).

Respecto a la distribución en América Latina de las DTU de *T. cruzi*, TcI se encuentra disperso en centro y sur de América se asocia principalmente al ciclo de transmisión selvático, afectado a un gran número de mamíferos e incluso al humano. TcII, se encuentra ampliamente distribuido en la región sur de América e infrecuente en América del norte, se relaciona con el ciclo de transmisión doméstico y se ha reportado en algunos animales silvestres. TcIII se asocia principalmente al ciclo selvático principalmente en Venezuela, Argentina, Brasil y Colombia, donde su principal reservorio es el armadillo, pero se ha reportado también en perros. TcIV también es asociada al ciclo selvático, en el norte y sur de América, sin embargo, se ha encontrado en perros, principalmente en Argentina. TcV y TcVI están ampliamente asociados al desarrollo de la enfermedad de Chagas en humanos en el sur de América Latina y los perros fungen como reservorio entre otros mamíferos. A causa de las diferencias genotípicas y fenotípicas de *T. cruzi* además de la diferencia en distribución de las DTU a lo largo de América Latina, se

observa una variación en la sensibilidad en pruebas serológicas y moleculares, así como respuesta al tratamiento y respuesta inmunológica en los pacientes (21).

Ciclo de vida del *T. cruzi*

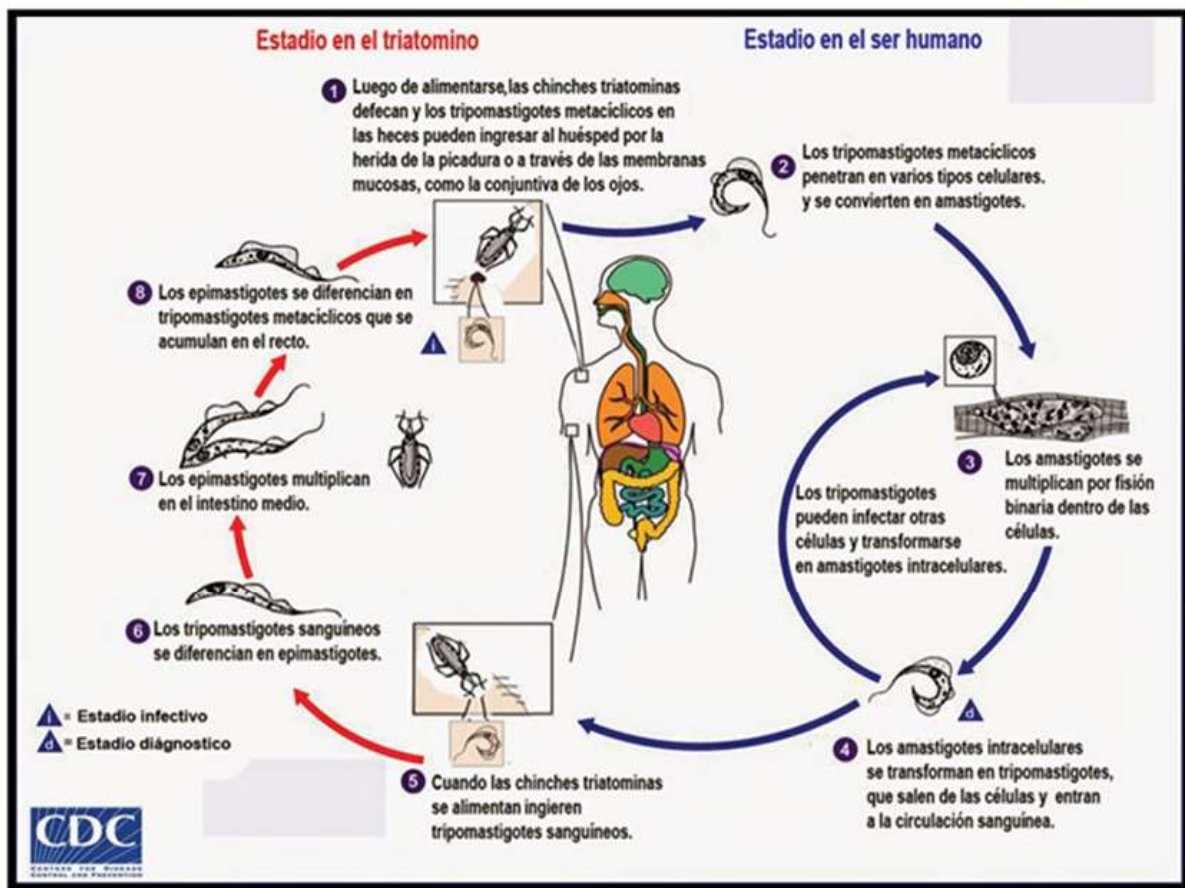


Figura 1. Diagrama del ciclo de vida de *T. cruzi*, en el hospedero intermediario y hospedero final, modificado de CDC(22)

El ciclo de vida del agente infeccioso da inicio cuando los tripomastigotes metacíclicos presentes en las heces del vector entran a través de una herida por mordedura o a través de una membrana mucosa intacta del huésped mamífero. Posteriormente en el citoplasma de las células del huésped, los tripomastigotes se diferencian a la forma de

amastigote intracelular, que se replica con un tiempo de duplicación de aproximadamente 12 horas durante un período de cuatro a cinco días. Al final de este período, los amastigotes se transforman en tripomastigotes, la célula huésped se rompe y los tripomastigotes se liberan a la circulación. Los parásitos circulantes pueden entonces invadir nuevas células e iniciar nuevos ciclos de replicación y están disponibles para los vectores que se alimentan del huésped enfermo (22).

Los vectores adquieren este parásito al alimentarse de huéspedes vertebrados infectados, los tripomastigotes adquiridos de la sangre del hospedero vertebrado se transforman en epimastigotes, la principal etapa de replicación de los invertebrados, en el intestino medio. Los epimastigotes migran al intestino grueso y se diferencian en tripomastigotes metacíclicos infecciosos, que se excretan con las heces del vector (23).

Vectores de *T. cruzi*

Los triatominos pertenecen al Orden, *Hemiptera*, Familia, *Reduviidae*, subfamilia *Triatominae* (24), con tres géneros de importancia médica que son *Triatoma*, *Rhodnius* y *Panstrongylus*, distribuidos desde el sur de Estados Unidos hasta el sur de Argentina y Chile. En México, se han reportado 32 especies, de las cuales 19 pertenecen al género *Triatoma*, seis al género *Meccus*, dos al género *Panstrongylus* y una especie de los géneros *Belminus*, *Dipetalogaster*, *Eratyrus*, *Paratriatoma* y *Rhodnius*. Existen 13 especies relacionadas con la vivienda, dos de ellas de hábitos intradomiciliados (*Triatoma barberi* y *Triatoma dimidiata*) y 11 peridomiciliadas, entre ellas *Meccus pallidipennis*. Estas especies comúnmente conocidas como chinches besuconas son insectos que se alimentan de sangre de una amplia variedad de mamíferos y con menor frecuencia de reptiles y anfibios (25).

Para localizar una fuente de alimento, los TH se basan en diferentes señales captadas principalmente por las células receptoras olfativas localizadas en sus antenas, dichas

señales son liberadas al ambiente por los vertebrados, por ejemplo, las emisiones de CO₂ entre 75 a 400 ppm y el ácido láctico, y también el calor emitido o las temperaturas entre 36 a 40°C, es una de las señales más importantes que guían a los triatominos (26,27). Los TH adquieren *T. cruzi* al alimentarse de huéspedes vertebrados infectados, para así poder reinfestar a nuevos hospederos (28).

Todos los estadios de vida de los TH juveniles como adultos, como su nombre lo indica se alimentan de sangre y por ende capaces de transmitir *T. cruzi*, aunque en las etapas juveniles es menos probable que transmitan el parásito, ya que deben adquirir el parásito de una comida de sangre inicial y, a menudo, mudan al segundo estadio antes de alimentarse de nuevo (29). Los TH han demostrado desarrollar sus actividades con relación a las horas luz y oscuridad, pues durante el atardecer y parte de la noche, ya que suelen tener su mayor actividad en búsqueda de alimento, ya que normalmente en este tiempo el huésped suele estar menos móvil asociado a que normalmente a estas horas suelen dormir en general los mamíferos, también es en esas horas de oscuridad que llevan a cabo su apareamiento y ovoposición, mientras que cercano al amanecer y durante el día suelen buscar refugio y expresan su comportamiento de agregación (30,31).

Ciclo de vida y características morfológicas

Su ciclo de vida oscila entre cuatro y dieciséis meses o más para llegar a etapa adulta, esto varía según la especie. En general poseen cinco estadios de ninfa morfológicamente similares a los adultos, excepto que carecen de alas, y al pasar a fase de adulta son sexualmente maduros (Figura 2). Todos sus estadios de vida son hematófagos estrictos al igual que los adultos y su ciclo de vida está condicionado a una dieta con comidas abundantes seguidas de largos periodos de ayuno (29).

Morfológicamente los triatominos adultos se diferencian de las ninfas por la presencia de ocelos y de genitales externos bien desarrollados, en la mayoría de los casos por la presencia de alas delanteras y traseras completamente desarrolladas. En las hembras se pueden reconocer por el vértice abdominal puntiagudo o truncado, redondeado en machos y de menor tamaño a comparación de la hembra. Ambos tienen un aparato bucal adaptado para perforar y chupar, también presentan una estructura cuticular denominada gula que separa las piezas bucales del protórax, y que le permite al grupo mover con facilidad el rostro o aparato succionador sale de la parte frontal de la cabeza y le permite succionar líquidos (31,32).

En cuanto a su reproducción la hembra copula en diferentes ocasiones con diferentes machos y después de ser fecundada comienza la postura, pero para ello es necesario que consuma sangre previamente de algún hospedero. En algunas especies pueden observarse hasta 40 posturas que sobrepasan los 200 huevos en cada postura y el porcentaje de fecundidad dependerá de la temperatura y humedad, en el caso de la especie *Rhodnius prolixus* en condiciones de laboratorio a temperaturas entre los 26 a 28°C la fecundidad fue menor a comparación de una temperatura de los 30°C con humedad del 70%, otro factor que disminuye la postura de huevos, así como la viabilidad de estos, es si la hembra o el macho son portadores de *T. cruzi* (28,33), sin embargo, hasta el momento no se ha demostrado que se presente transmisión transovárica del parásito, pero al ser hematófagos a lo largo de toda su vida puede en cualquier estadio adquirir el parásito de un huésped enfermo y transmitirlo a un nuevo hospedero en su siguiente alimentación (34).

Se ha demostrado en condiciones de laboratorio que la temperatura entre 25 a 30°C y la humedad en un rango del 50 al 75% impacta en el desarrollo de las ninfas en sus diferentes estadios, hasta llegar a adultos sexualmente maduros, tal es el caso de la

especie *Rhodnius prolixus*, *Meccus pallidipennis*, *Triatoma mexicana* y *Dipetalogaster maximus*, quienes, en temperaturas más altas y mayor humedad alcanzan su desarrollo y ovoposicionan en un menor tiempo (19,27). En los TH el color en general del cuerpo es negro u opíáceo, con elementos de patrón desde amarillo claro hasta marrón claro, naranja o varios tonos de rojo (35) y en el caso de los adultos llegan a medir entre 12 y 36 mm de largo (36,37).

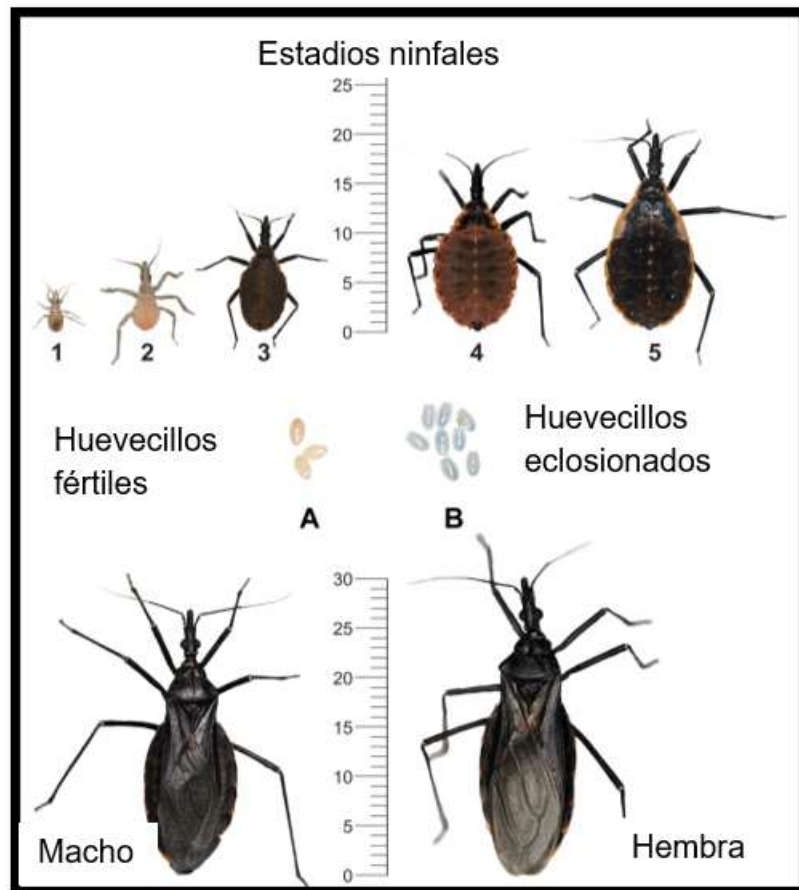


Figura 2. Estadios de vida de *Triatoma protacta* (33).

Especies de triatominos hematófagos de importancia epidemiológica

De las especies más importantes de triatominos hematófagos por ser transmisores de *T. cruzi* tenemos: *Triatoma infestans*, *Triatoma dimidiata*, *Rhodnius prolixus*, *Parstrongylus*, *megistus* presentes a lo largo de América Latina y el sur de Estados Unidos (2). En México se han identificado 39 especies de TH y por lo menos 21 de ellas se han encontrado como portadores del protozooario (6,24).

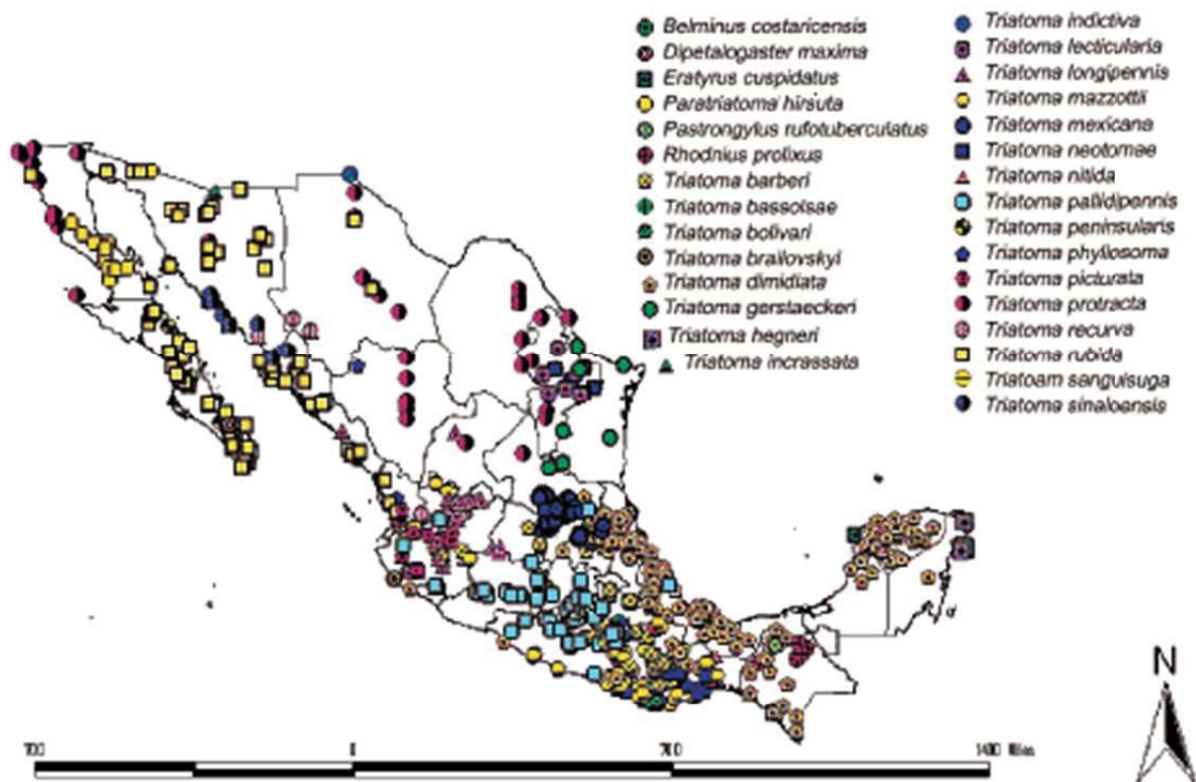


Figura 3. Triatominos de importancia epidemiológica en México (38).

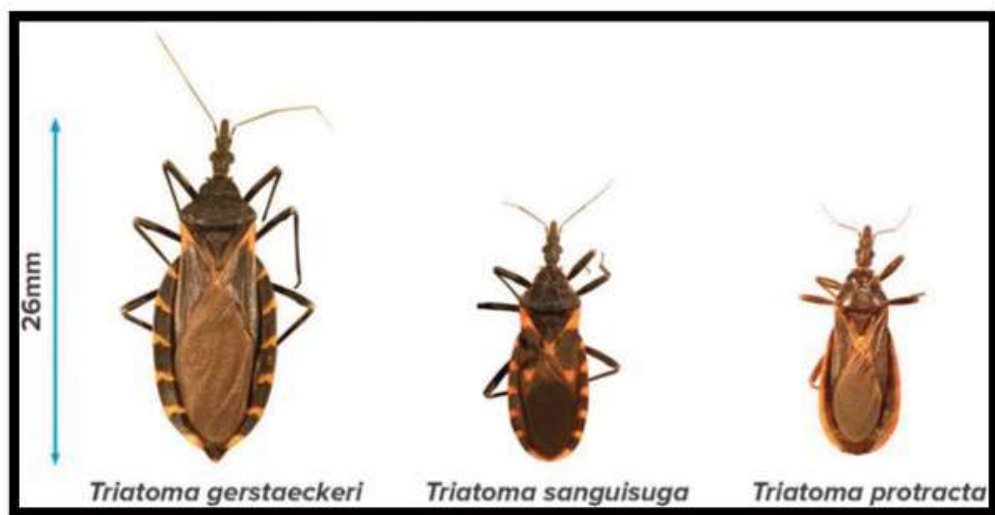


Figura 4. Fotografía de especies de triatominos hematófagos presentes en México y el Estado de Chihuahua (34).

Las especies *R. prolixus*, *T. dimidiata*, *T. barberi* y *T. mexicana*, se recalca su importancia esto asociado a su adaptación en zonas peridomiciliarias (8).

Evaluación de presencia de *T. cruzi* en el triatomo hematófago

Para conocer si el TH porta o no al agente infeccioso en heces, anteriormente lo que se hacía, era esperar a que defecara o por compresión abdominal hacer que defecara y la materia fecal se colocaba en un portaobjetos y se teñían con tinción de Giemsa, para al microscopio observar directamente las formas flagelares del parásito como tripomastigotes y epimastigotes metacíclicos (45), sin embargo, desde el año 2009 los artículos que hacen mención del uso de técnicas moleculares como el PCR, para la detección del protozooario en tracto digestivo del TH, a partir del tracto digestivo se extrae el ADN del *T. cruzi* a través de técnicas como: el tratamiento con bromuro de hexadecil-trimetil-amonio, fenol cloroformo (39) y fenol cloroformo: alcohol isoamílico (1), para posteriormente con el ADN extraído realizar prueba de PCR con los iniciadores

específicos para detectar al protozoo y evaluar si efectivamente portaban o no al agente infeccioso.

Reservorios de *T. cruzi*

Una vez que el parásito ingresa al hospedero final, este funge como reservorio del agente infeccioso, por consecuencia, si el vector llegase a alimentarse de dicho mamífero ya sea silvestre o doméstico, el TH puede adquirir *T. cruzi* y al momento de alimentarse de un nuevo mamífero, hacer llegar al agente infeccioso al huésped sano (1).

Se ha identificado que en América Latina y el sur de Estados Unidos, alrededor de 100 especies de mamíferos silvestres que actúan como reservorios del parásito, tal es el caso de los mapaches, armadillos, ratas y ratones entre otros mientras que, en el caso de los animales domésticos como los perros, gatos, vacas, toros, borregos, cabras e incluso gallinas, tienen el mismo rol de reservorio e incluso pueden llegar a desarrollar la enfermedad, principalmente se ha observado en perros y gatos (1,40).

En el caso de los perros y gatos, así como otros animales domésticos utilizados para la producción de alimentos u otros fines, su rol como reservorio de la enfermedad es de suma importancia ya que actúa como intermediario entre el vector y la adquisición de la enfermedad en el ser humano (41), esto se reporta en diversos artículos, en los cuales se menciona la presencia de diversas especies de TH en zonas peridomiciliarias e incluso en transportadoras o casas de perro ubicadas en los exteriores de los domicilios y al evaluar la presencia de *T. cruzi* a través de PCR, se encontró que en algunos casos efectivamente estaba presente material genético del parásito (1,40,42), tomando como referencia los datos obtenidos de distintos estudios, como el llevado a cabo en Chile en donde la prevalencia del parásito en los perros domésticos fue del 10.8 % (43), mientras que otro estudio realizado en Nuevo León, donde evaluaron la presencia del parásito en pequeños mamíferos silvestres, así como en perros domésticos a través de muestras

sanguíneas, obteniendo un total de 241, donde la prevalencia fue del 14.5% en los pequeños mamíferos y del 9.5% en perros(44), mientras que en otro estudio llevado a cabo en la zona periférica de Texas y Nuevo México se estudiaron en total 95 muestras sanguíneas de perros y 27 de gatos ferales, en donde la prevalencia a *T. cruzi* fue de 45.3% y 29.2% (1), lo cual evidencia datos relevantes respecto al riesgo a la salud pública, asociado a la presencia del parásito y el papel que tienen los animales domésticos como reservorios de este y fuente de alimento para el vector, permitiendo una estrecha convivencia entre la comunidad y el agente infeccioso.

Vías de transmisión de *T. cruzi*

La infección en el humano, así como en otros mamíferos domésticos y silvestres, es principalmente por la penetración transcutánea o de membranas mucosas del parásito presente en las heces del TH (45).

El segundo mecanismo de transmisión más importante es a través de la transfusión sanguínea, por ello a partir de 2012, existe la obligatoriedad del tamizaje en bancos de sangre para sus distintos usos en México. Otros mecanismos de transmisión menos frecuentes son: por trasplante de órganos, la transmisión vertical de madre a hijo, los accidentes en laboratorio, la ingestión de artrópodos infectados, de carne cruda o insuficientemente cocida y de alimentos o bebidas contaminadas con las heces del vector (25).

Cuadro clínico

Una vez que el agente infeccioso ingresa al hospedero vertebrado y este desarrolla formalmente la EC, la cual se divide en fase aguda y fase crónica y se subdivide en asintomática y sintomática (46,47).

La definición de fase aguda es la detección directa del parásito en sangre de la persona afectada, se suele presentar en mayor frecuencia en niños y tiende a durar de aproximadamente dos a tres semanas hasta cuatro meses, siendo la mayoría de los infectados asintomáticos en esta fase, por lo que este periodo suele pasar inadvertido, semejante a un resfriado común. Los síntomas suelen ser leves e inespecíficos como fiebre, dolor de cabeza, agrandamiento de los ganglios linfáticos, dolores musculares, palidez, dificultad para respirar y dolor abdominal o de pecho incluso pueden presentarse lesiones nodulares o furúnculos, llamados chagomas, alrededor del sitio de alimentación del vector y se presentan en los párpados generando inflamación palpebral y periocular denominado signo de Romaña. En raras ocasiones, la fase aguda puede ser más grave con posibles síntomas y signos cardíacos o neurológicos e incluso puede ser fatal hasta en el 10% de los casos asociado a miocarditis aguda y/o meningoencefalitis, principalmente en personas inmunocomprometidas y la mayoría de los individuos que no desarrollan la forma grave sobreviven a esta fase aún sin tratamiento y evolucionan a la fase crónica, pero la mayoría de los casos agudos se resuelven en un período de algunas semanas o meses en una forma crónica subclínica de la enfermedad (47).

La fase crónica comienza cuando la parasitosis se vuelve indetectable por los métodos parasitológicos directos, se observa con mayor frecuencia entre el segundo y cuarto decenio de la vida afectando principalmente al sexo masculino. Las manifestaciones clínicas por lo general aparecen de cinco a 15 años después de la exposición al agente infeccioso y es el resultado de las alteraciones a nivel de los nervios centrales y periféricos, que pueden durar muchos años e incluso décadas. Inicialmente la fase crónica es asintomática y un 60% de los infectados permanecen en esta fase, sin evolucionar hacia la forma crónica cardíaca o digestiva y es caracterizada por la fase indeterminada cuando la persona afectada no presenta síntomas, ni signos de lesión visceral clínicamente evidentes con electrocardiograma y estudio radiológicos, sin

embargo se estima que un 30% de los pacientes crónicos evolucionan a la forma cardíaca donde la complicación más frecuente de la miocardiopatía chagásica es la tromboembolia pulmonar, la cual causa frecuentemente la muerte, sin embargo, la persona puede fallecer por insuficiencia cardíaca y un 10% presenta la forma digestiva, en la cual se ven afectadas las células nerviosas ganglionares del esófago y del colon, lo que da origen a megaesófago y megacolon (48), pero anualmente a nivel nacional se ha observado que de 2 al 3% de los casos suelen evolucionar para una de las formas clínicas definidas, sea cardíaca y/o digestiva (24,47).

Diagnóstico

El Instituto de Diagnóstico y Referencia Epidemiológicos (INDRE) en México, es el Laboratorio Nacional de Referencia, encargado de las actividades de vigilancia epidemiológica, la prevención y el control del padecimiento mediante el trabajo en conjunto con los laboratorios locales y estatales, para la adecuada y oportuna identificación de los casos de Enfermedad de Chagas. Los métodos aplicados dependerán de la sinología de cada paciente y la sospecha de la fase de la enfermedad que cursa el paciente y son los siguientes:

Métodos Directos, en los cuales se comprueba la presencia del parásito en la muestra, esto se recomienda en pacientes que cursan la fase aguda de la enfermedad y en estos casos se realizan las siguientes pruebas:

1. Observación microscópica. - Al fresco Identifica la presencia de tripomastigotes de *T. cruzi*, por observación directa, en una muestra de sangre periférica fresca u otro fluido.
2. Gota gruesa. - Permite la concentración de la muestra de sangre. - Se colocan de tres a cuatro gotas de sangre sin anticoagulante en un portaobjeto, las que luego

se desfibrinan para posteriormente teñirse y ser observadas al microscopio, en busca de tripomastigotes del protozoario.

3. Método de concentración Microstrout. - Consiste en la evaluación al microscopio de la fracción leucoplaquetaria de la sangre total a partir de un capilar de microhematocrito cargado con sangre del paciente, esto con el fin de encontrar tripomastigotes de *T. cruzi*.

En cuanto a los resultados, la presencia del parásito en sangre periférica es el examen diagnóstico indiscutible de infección en la fase aguda de la enfermedad.

Métodos Moleculares, en los cuales se comprueba la presencia de material genético del parásito en la muestra, dichos métodos se emplean en pacientes en fase aguda y crónica y en este caso la prueba realizada es:

Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR). - Es una técnica de biología molecular que utiliza iniciadores específicos para amplificar un segmento del ADN del agente infeccioso en muestras de los pacientes. Es útil para ser usada en diferentes tipos de muestras y tejidos en fase aguda, crónica sin síntomas y crónica con patología demostrada. La PCR de *T. cruzi* de tipo cualitativa, es el examen confirmatorio en inmunodeprimidos y en menores de 9 meses (24). No necesariamente, se pudiera hacer también cuantitativa

Durante la fase aguda de la enfermedad, la confirmación de la infección se lleva a cabo al demostrar la presencia del parásito por métodos parasitológicos o por la búsqueda del ADN parasitario a través de PCR, la cual es una técnica molecular que permite la amplificación *in vivo* de fragmentos de ADN. Existen diferentes técnicas de PCR (PCR de inicio en caliente, PCR anidada y PCR en tiempo real) así como también dos zonas de amplificación o secuencias diana, el ADN de kinetoplasto (PCRk) y el ADN nuclear (PCRn). La PCR, es un método de los más sensibles, ya que puede ser positiva durante

la fase crónica en hasta el 70% de los casos. Sin embargo las pruebas basadas en métodos moleculares presentan niveles muy variables de sensibilidad (22-92%) y especificidad (70-100%) y la variabilidad en dichos valores podría deberse a diferencias en la técnica, como los métodos utilizados para extraer el ADN, las secuencias de ADN, iniciadores y reactivos utilizados e incluso las condiciones de termo-ciclismo, entre otras situaciones que pueden afectar el resultado de la muestra analizada, por ello la importancia del tener controles positivo y negativo al llevarse a cabo pruebas de PCR (49). Los métodos directos por concentración incrementan la sensibilidad de la detección (microhematocrito, microstrout y Strout), son de bajo costo y son recomendados principalmente en pacientes en fase aguda, pero se debe considerar que debido a la disminución de la parasitemia con el paso del tiempo pierden sensibilidad en la fase crónica.

Métodos Indirectos, detectan la presencia de anticuerpos específicos contra el parásito en la muestra. Estas técnicas permiten cuantificar la concentración de inmunoglobulinas específicas contra antígenos de *T. cruzi* y son las siguientes:

1. Hemaglutinación indirecta.- este método se basa en la reacción de glóbulos rojos sensibilizados con el agente infecciosos y que al entrar en contacto con anticuerpos específicos del parásito se produce aglutinación, indicando que la muestra es positiva.
2. Inmuno Ensayo Enzimático (ELISA).- Se realiza en placas de poliestireno que son sensibilizadas con antígeno soluble de *T. cruzi*, a los que se unirán a anticuerpos específicos contra el parásito si están presentes en la muestra. Se agrega un conjugado formado por un anti-anticuerpo humano unido a una enzima y se podrá evidenciar una reacción positiva si al adicionar sustrato específico se desarrolla una reacción de color, que indicaría la presencia de anticuerpos en la muestra del

paciente. Las técnicas de ELISA son las de mayor sensibilidad (82-98%) y especificidad (96-100%) para el diagnóstico de EC (35).

3. Inmunofluorescencia indirecta (IFI).- Técnica que permite determinar la presencia de anticuerpos anti *T. cruzi* en diferentes muestras biológicas. Para estos efectos, se preparan placas de vidrio con pocillos a las que se le adhieren epimastigotes del parásito obtenidas de cultivo.

Si el suero del paciente tiene anticuerpos, se produce una reacción antígeno- anticuerpo, la que se detecta con la adición de un segundo anticuerpo marcado con sustancias fluorescentes. Esta reacción se observa posteriormente en un microscopio de fluorescencia (50).

4. Western blot (inmunoelectrotransferencia).- Permite detectar la presencia de anticuerpos anti *T. cruzi* que han sido separados mediante electroforesis y luego transferidos a una membrana sobre la cual se realiza una reacción enzimática, que según sea el conjugado empleado, detecta la presencia de anticuerpos IgA, IgG o IgM por separado o simultáneamente. Las reacciones positivas se observan como bandas coloreadas en tiras de membranas sensibilizadas.

La confirmación del diagnóstico en la fase crónica de la EC, se basa en la detección de anticuerpos anti *T. cruzi*, que son las inmunoglobulinas G (IgG) y con métodos convencionales se pueden detectar a partir de la cuarta semana de la infección, se debe considerar que las IgG se elevan gradualmente hasta alcanzar su nivel máximo a las doce semanas, por lo cual, dichas pruebas pueden determinar el diagnóstico de casi el 100 % de los casos (19,36).

En cuanto a la interpretación de las pruebas de diagnóstico realizadas, donde los resultados concordantes, positivos o negativos, a dos o al menos dos de tres pruebas, se

considera al paciente como positivo respectivamente mientras que los resultados discordantes a dos pruebas, se debe repetir la prueba con la misma muestra y solicitar nueva muestra mínimo en seis semanas o procesar con una tercera prueba (24,51).

Tratamiento

Una vez dado el diagnóstico confirmatorio de que la persona cursa con EC, en fase aguda se debe administrar el tratamiento farmacológico, con Nifurtimox o Benznidazol, los cuales suprimen la parasitemia y pueden ser curativos en la fase aguda de la enfermedad ya que no tienen acción sobre las formas intracelulares del parásito (16). El tratamiento empleado comúnmente es Benznidazol a una dosis de 8 a 10 mg/ kg/día durante 30 a 120 días. o Nifurtimox a dosis de 5 a 7 mg/kg/día y en caso de intolerancia, se puede considerar el cumplir 30 días.

Ambos fármacos provocan efectos secundarios como intolerancia gástrica, neuritis periférica, dermatosis y leucopenia, entre otros. En caso de suspender el tratamiento por la presencia de eventos adversos antes de los 30 días, se recomienda iniciar un nuevo tratamiento con la droga no utilizada después de controlar los efectos y teniendo en consideración que en los casos crónicos ya suelen haber secuelas gastrointestinales o cardíacas irreversibles en los pacientes afectados (24,51).

Impacto económico

En América Latina la EC es una de las enfermedades más costosas dentro de las Enfermedades Tropicales Desatendidas (ETD), las cuales están asociadas a la pobreza y la falta de la implementación adecuada de políticas públicas y programas en salud para su prevención y control en países en vías de desarrollo o en pobreza. Las secuelas a la economía de los países afectados son asociados a la mortalidad temprana de las personas afectada, la disminución de la vida productiva y la discapacidad asociada a las

secuelas por la enfermedad, tales como complicaciones cardíacas y digestivas, las cuales al paso del tiempo requieren de tratamiento médico, monitoreo médico e incluso procedimientos quirúrgicos a largo plazo, como la colocación de marcapasos e incluso trasplantes de corazón, lo cual aumenta los costos asociados a la enfermedad (48).

Es por lo que la prevención implica beneficios no solo a la salud sino a la economía del sistema de salud, el gobierno, las personas afectadas y sus familias.

Epidemiología de la enfermedad de Chagas

La EC está considerada la parasitosis más grave en América y es una de las 14 enfermedades del rezago en la lista de la Organización Mundial de la Salud (52). Es endémica en 21 países zonas de América, desde el Sur de estados Unidos, México y parte de Sudamérica, principalmente en áreas con climas tropicales y subtropicales (53), en comunidades rurales o en áreas marginales de las grandes ciudades, donde asociado a las condiciones de la vivienda favorece la presencia y persistencia de los triatominos. A nivel mundial, la OMS estima que entre 8 y 10 millones de personas están infectadas por *T. cruzi* (Figura 4) y que alrededor de 90 a 100 millones de personas están en riesgo de contraer la enfermedad, principalmente en zonas endémicas y anualmente se notifican 28 mil casos nuevos con ocho mil recién nacidos infectados durante la gestación (54).

La EC ha salido de los límites donde el vector es endémico y se ha ido detectando con mayor frecuencia en zonas fuera de América latina, esto asociado a la globalización y la migración de personas provenientes de zonas endémicas, ya que normalmente presentan un cuadro crónico, que en la mayoría de los casos suelen ser asintomático durante varios años e incluso décadas (50). Un ejemplo de ello es en Europa, donde se estimaba que se tenían entre 68,000 y 123,000 pacientes enfermos, pero hasta 2009 sólo se reportaron 4,290 casos (38). Con relación a Estados Unidos hay alrededor de 300,000

inmigrantes infectados y aproximadamente entre 30,000 a 45,000 personas pudieran estar presentando una cardiomiopatía chagásica crónica no diagnosticada (55).

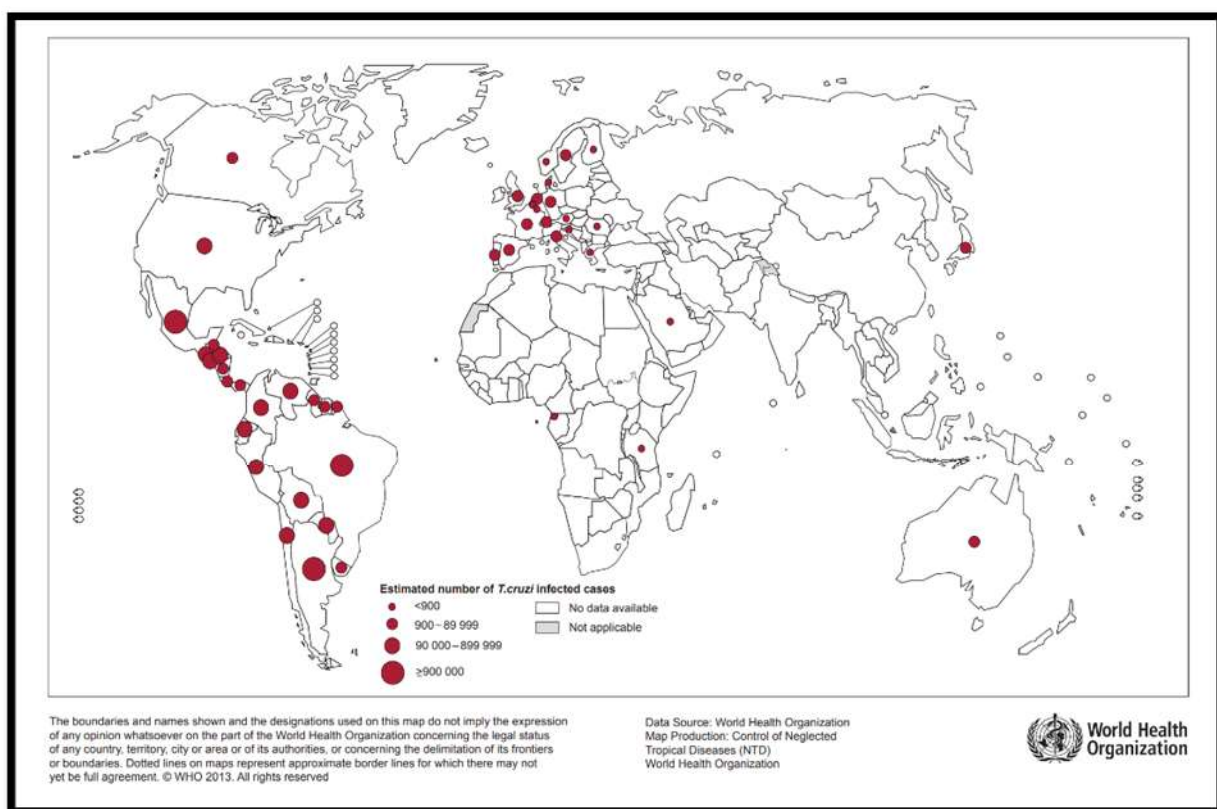


Figura 5. Casos estimados de EC a nivel mundial en 2018 (34).

En América latina en el año 2010 se tenía un total de 5,742,167 individuos enfermos y de ellos 876,458 en México con un 20.9% de la población en riesgo de contraer la enfermedad (56). La EC se encuentra ampliamente distribuida a nivel nacional y con un incremento en el número de casos ya que en año 2000 se reportaron un total de 100 casos, mientras que para el año 2015 ya se tenía un reporte de 1,095 casos nuevos por consecuencia la incidencia incrementó de 0.1 casos por cada 100 mil habitantes hasta 0.9 (Figura 5).

En cuanto a la seroprevalencia en mujeres gestantes, el mayor número de casos se dio en los estados de Jalisco, Oaxaca y Estado de México y basado en la tasa de natalidad en México de 2,293,000 nacimientos en 2016, lo que indica 50,675 nacimientos de mujeres embarazadas infectadas con *T. cruzi* por año, por consecuencia la tasa de transmisión congénita fue del 6.3% y también se han notificado casos de TA en donantes de sangre con una seroprevalencia nacional del 0,55 % (57).

Durante el 2015 en los estados de México, Jalisco, Veracruz, Hidalgo y Oaxaca concentraron el 56% de los casos del país (46). Para el año 2017, el reporte del cierre informó de 126 casos agudos y 738 casos crónicos que fueron notificados a través del Boletín Epidemiológico de la Dirección General de Epidemiología, donde el grupo etario y género más afectado fue entre los 25 a 44 años, en su mayoría son hombres y los estados con mayor número de casos reportados fueron Veracruz con el 17.8 %, Yucatán con el 10.3 %, Oaxaca con 10.5 %, Morelos con el 9.2 % y Chiapas con un 8.1 % (24).

En lo que respecta al estado de Chihuahua se ha reportado la presencia de diversas especies del vector, como: *T. gerstaeckeri*, *T. indictiva*, *M. longipennis*, *T. protracta*, *T. recurva*, *T. rubida*, *T. sanguisuga*, sin embargo, en el estado el reporte de casos comenzó a partir del año 2013 y según los reportes de casos anuales de EC a 2019 a 2020, es tan sólo de 10 casos con cuadro crónico, según lo reportado por el Boletín del Sistema Epidemiológico Nacional, lo cual pudiera estar asociado al subdiagnóstico de la enfermedad y que suele cursar con un cuadro crónico asintomático hasta que el paciente comienza con complicaciones asociadas a la enfermedad (58).

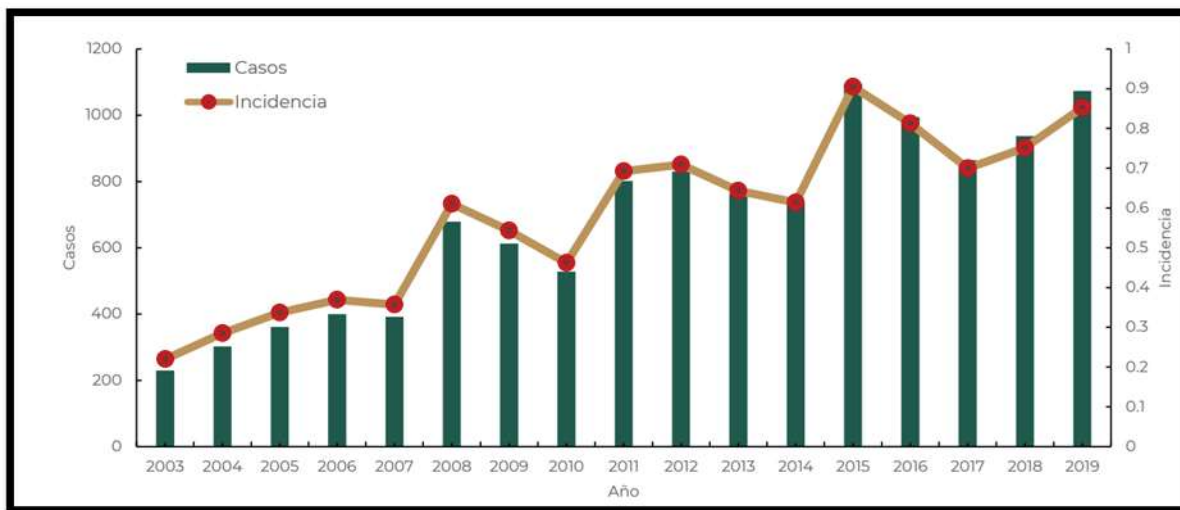


Figura 6. Incidencia de enfermedad de Chagas en México de 2003 – 2019. Fuente: SINAVE/DGE/Secretaría de Salud/Sistema de notificación semanal (33).

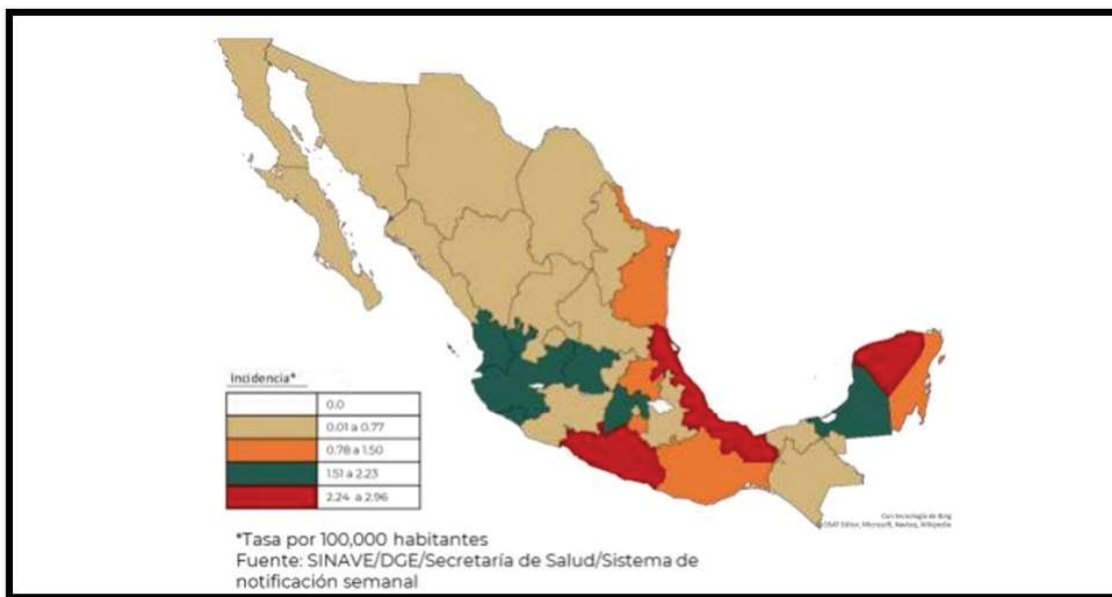


Figura 7. Incidencia de enfermedad de Chagas por entidad estado en México en 2019. Fuente: SINAVE/DGE/Secretaría de Salud/Sistema de notificación semanal (33).

En el año 2006 en un estudio que se realizó en el Municipio de Urique, Chihuahua en un campamento minero reportó la presencia de triatominos, a los cuales habían estado expuestos los empleados, por ende, el estudio se enfocó a la valoración de los triatominos presentes, se colectaron un total de siete, que se analizaron en cuanto a ser portadores de *T. cruzi*, a través de la obtención y tinción de las heces, las cuales posteriormente fueron evaluadas por microscopia directa, siendo portadores únicamente dos y en cuanto a la valoración serológica de los empleados expuestos, afortunadamente en su momento resultaron aparentemente sanos, sin embargo, esto nos permite ver que en ciertas zonas del estado de Chihuahua principalmente hablando de la Sierra Tarahumara, el clima es propicio a la presencia de triatominos (59).

En los años 2005-2006 se realizó un estudio en el sur de Texas donde abarcaron una parte de los desiertos del estado de Chihuahua, donde se colectaron 241 vectores clasificándose por especie y evaluaron la prevalencia de *T. cruzi* mediante la extracción del tracto digestivo para posteriormente analizarlo mediante pruebas de PCR dando como resultado que un 50.74% de los TH eran portadores del parásito y de las especies reportadas en la frontera con el estado de Chihuahua fueron *T. Gerstaecker*, *T. Indictiva*, *T. Protracta* y *T. Rubida*, en las cuales se llegó a encontrar el protozooario (8).

En 2010, con el objetivo de establecer el riesgo latente que implica la presencia del vector en zonas peridomiciliarias, así como su distribución desde el Estado de Texas y toda la costa del este de México, se realizó un estudio epidemiológico en donde se identificaron especies de TH de importancia epidemiológica como: *Triatoma gerstaeckeri*, *Triatoma lecticularia* y *Triatoma sanguisuga*, los cuales se encuentran presentes a lo largo de las zonas de estudio y en conjunto en el reporte de casos de personas afectadas concluyen con la importancia que tiene el monitoreo de la enfermedad, así como el vector y su prevalencia con relación al agente causal (60).

Para los años 2010- 2013 abarcando al sur del Estado de Texas y la frontera con el Estado de Chihuahua, en un estudio se colectaron un total de 545 triatominos de las siguientes especies: *Triatoma gerstaeckeri*, *Triatoma indictiva*, *Triatoma lecticularia*, *Triatoma sanguisuga* y *Triatoma protracta woodi*, los cuales presentaron una prevalencia de *T. cruzi* del 64% (61).

En 2011, donde se llevó a cabo una revisión exhaustiva de literatura en relación a la distribución de TH en el sur de Estados Unidos, así como la prevalencia del agente causal de la EC y su presencia en animales silvestres, dando como resultado que este se encontraba en Texas, Nuevo México y Arizona, donde la mayoría de las especies colectadas fueron *Triatoma gerstaeckeri*, *Triatoma indictiva*, *Triatoma lecticularia*, *Triatoma sanguisuga*, *Triatoma protracta* y *Triatoma neotomae* y *Triatoma rubida* los cuales se reportaba que eran portadores de *T. cruzi* y los animales silvestres evaluados también principalmente mapaches y perros domésticos, recordando en este caso que las mascotas y animales silvestres desarrollan la enfermedad y son fuente de alimentación del vector el cual puede transmitir el agente causal a cualquier otro mamífero incluyendo el hombre (11).

Durante 2014 en la parte norte y centro de Estados Unidos se hizo un análisis con relación a la mayor distribución de triatominos a lo largo del país asociado al cambio climático y el riesgo que implica el hecho de que sean vectores transmisores de *T. cruzi*, corroborando que el cambio climático permite la proliferación del vector y su presencia en nuevos territorios en este caso el centro de Estados Unidos y dando como resultado especies presentes en el estado de Texas: *T. gerstaeckeri*, *T. Indictiva*, *T. protracta*, *T. recurva*, *T. rubida*, *T. sanguisuga*, *T. neotomae*, los cuales en su mayoría ya habían sido reportados con anterioridad (26).

En 2021, en Texas y Nuevo México, se colectaron 255 TH y se analizó su prevalencia mediante PCR a *T. cruzi*, la cual resultó ser de 66.4%, pero también se dieron a la tarea de analizar muestras sanguíneas de animales ferales como perros y gatos y otros animales silvestres, los cuales resultaron estar presentando el agente infeccioso, en un 45.3%, 39.2% y 71.4% respectivamente, lo cual concuerda con el estudio realizado en 2011 y la importancia que tienen para la presencia de la enfermedad tanto el vector como los múltiples hospederos del parásito (1).

En la localidad en 2017, se realizó un estudio, donde fueron incluidas las colonias Puerto de palos y Riveras del bravo, fueron tomadas muestras de sangre a un total de 86 individuos, donde se evaluó a través de PCR la presencia de *T. cruzi*, resultando el 17% con evidencia de material genético del parásito en sangre periférica venosa y más del 50% de las personas positivas tenía una edad entre los 10 y 11 años (62).

Mientras que en el año 2020 se publicó información relacionada a donadores sanguíneos voluntarios en los Hospitales 35 y 66 del IMSS, de Ciudad Juárez, Chihuahua, en el periodo del 2011 al 2012, de ambos hospitales se obtuvieron 7000 muestras, de las cuales se obtuvieron 43 positivas al parásito *T. cruzi*, y de ellas 25 pacientes eran originarios de la localidad (63).

Es por lo anterior que se debe comenzar por el monitoreo del vector y su distribución principalmente en zonas de Ciudad Juárez con condiciones propicias para su presencia, además de identificar las especies presentes y determinar la prevalencia de *T. cruzi* en el vector como en los animales domésticos, por el riesgo que implica la presencia del vector y la exposición de cualquier persona a él, por la posibilidad de contraer el agente causal de la EC.

Temporalidad de la enfermedad

Se ha evaluado y reportado que, en zonas endémicas de la EC, esta presenta cierta temporalidad en cuanto a su incidencia, en donde durante la primavera se presentan los primeros casos, un incremento importante durante el verano y la disminución en el reporte de casos en el otoño hasta el invierno, temporada en la cual es escaso el reporte de la enfermedad. Dicha temporalidad en el reporte de casos está asociada al ciclo de vida del triatmino hematófago, debido ya que es necesario que se alimentara de un huésped enfermo para que adquiriera el parásito, en cualquiera de sus etapas de vida, ya que no hay hasta el momento datos que indiquen una transmisión transovárica del parásito (64)

Otro punto importante para considerar en torno a la temporalidad de esta enfermedad es asociado a que los factores de humedad y calor, principalmente temperaturas entre los 24 a 30 grados centígrados, favorecen la reproducción, ovoposición, eclosión y desarrollo de las ninfas hasta etapa adulta, por ende, incrementa la cantidad de triatominos en búsqueda de fuentes de alimento y con ello un alto riesgo de adquirir y transmitir el agente infeccioso de un huésped a otro (27,64).

Por ello, en este proyecto de investigación se llevó a cabo la búsqueda intencionada del vector en zonas consideradas con las condiciones medioambientales apropiadas para la presencia y desarrollo del vector y en conjunto la toma de muestras sanguíneas de animales domésticos con el fin de determinar la presencia del patógeno causal de la enfermedad de Chagas en la localidad, considerada como una zona no endémica de la enfermedad.

OBJETIVO

Objetivo general

Identificar la presencia de triatomíneos hematófagos en zonas conurbanas de Ciudad Juárez y evaluar la prevalencia de *Trypanosoma cruzi*, en el vector y animales domésticos.

Objetivos específicos

1. Identificar y clasificar por especie los triatomíneos hematófagos capturados en la zona de estudio.
2. Estimar la prevalencia de *T. cruzi* en el vector por PCR.
3. Estimar la prevalencia de *T. cruzi* en muestras sanguíneas de animales domésticos por PCR.
4. Elaborar un mapa de distribución geoespacial del vector y agente causal en Ciudad Juárez, Chihuahua.

MATERIALES Y MÉTODOS

La investigación es de tipo descriptiva y transversal, ya que se realizó la búsqueda de los triatominos hematófagos, así como la toma de muestras sanguíneas de animales domésticos, para posteriormente evaluar la prevalencia de *T. cruzi* mediante PCR de punto final. El tamaño de la muestra fue a conveniencia, dado que se desconoce el número total de la población de triatominos hematófagos de interés epidemiológico, así como el número de animales de compañía y crianza de traspatio en la localidad.

Zona de muestreo

El área donde se llevó a cabo la investigación es al noroeste, oeste y suroeste de Ciudad Juárez, Chihuahua, dicha zona comúnmente conocida como Camino Real, se encuentra en la periferia de la ciudad y cercana a la Sierra de la ciudad, así como la zona del valle de Juárez, Tierra Nueva, Portal del roble y las Torres (Figura 8), lo cual brinda las condiciones propicias para la presencia y desarrollo del vector, iniciando la búsqueda intencionada de triatominos hematófagos en el mes de septiembre del 2022 y finalizando en el mes de noviembre y reiniciando en el mes de abril del 2023 hasta septiembre del mismo año, una vez que se contó con la aprobación por parte del comité de ética de la universidad, con la resolución CEI-2022-2-723 y la resolución CEI-2023-1-59, dada en junio 2023, con la cual se dio inicio a la toma de muestras sanguíneas de animales domésticos. Durante esta temporada en la región incrementa la humedad ambiental asociado a la temporada de lluvia, así como el clima cálido, genera mejores condiciones para la reproducción y desarrollo del vector. En el área preestablecida se realizó un muestreo dirigido no probabilístico, ya que se desconoce la presencia y en caso de estar presente, se desconoce el número de triatominos que componen a la población.

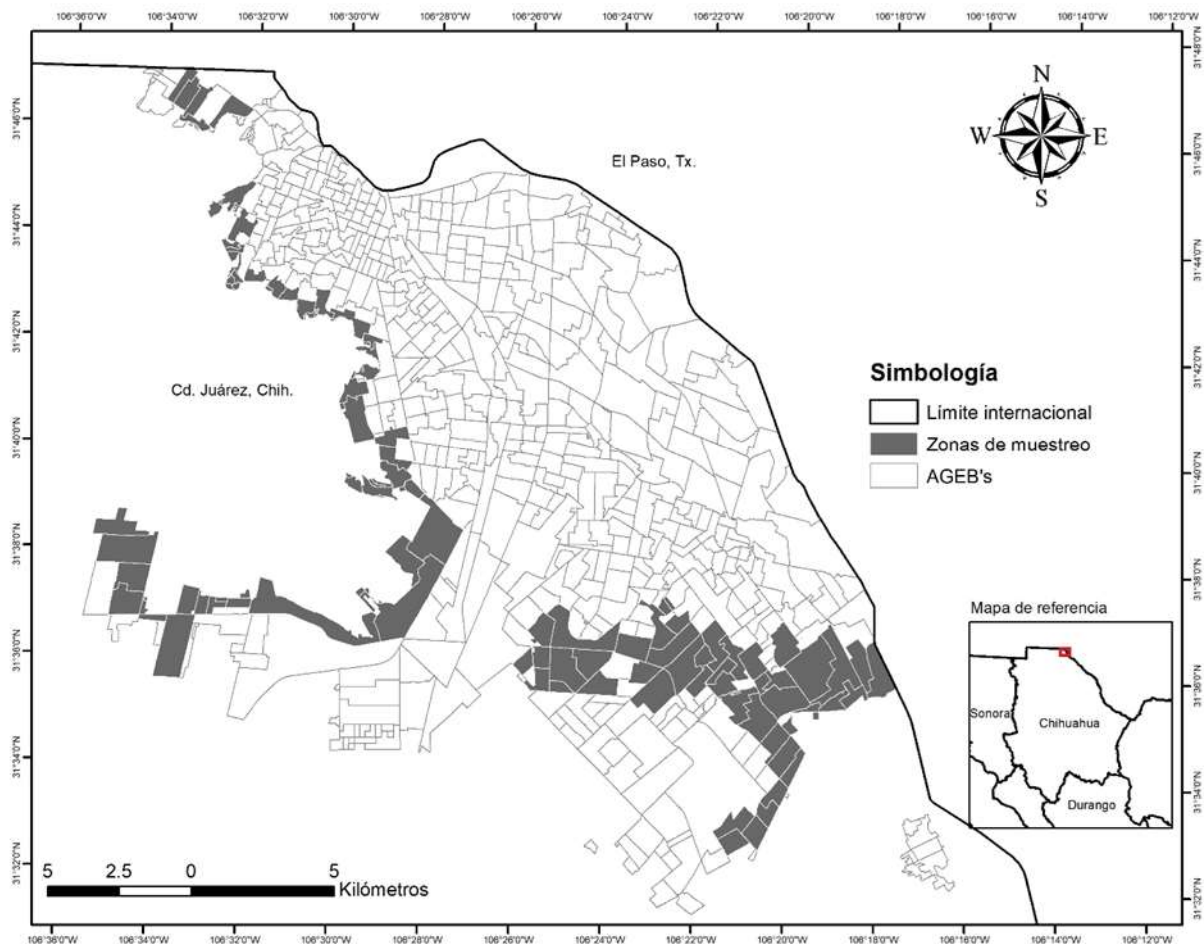


Figura 8. Mapa de la zona de muestreo para la colección de triatomíneos hematófagos en Ciudad Juárez, Chihuahua.

Criterios de inclusión y colección de muestras

En cuanto, a la colecta de muestras en el área previamente determinada, fue aplicada una encuesta previa a los domicilios del área, tomando como criterios de inclusión para la colocación de las trampas, que los domicilios estuviesen habitados, contarán con animales de traspatio o mascotas y/ o que la estructura del domicilio fuese de piedra, madera o presentarán ranuras o huecos y una vez que se cumplió con dichos criterios,

se procedió a la colocación de una trampa por domicilio y se colocaron 10 trampas, dado el número de casa que se pueden abarcar por manzana.

Para la colección de los triatomíneos se utilizaron jaulas metálicas de aproximadamente 35cm x 45 cm x 25 cm dentro de las cuales se colocaron aves galliformes como cebo para atraer a los triatomíneos hematófagos, sin embargo, se buscó que estos no llegaran a tener contacto alguno con la gallina, por consecuencia en la trampa se le colocó en la base y la parte superior una cubierta hecha por tapas de cartón con pequeñas perforaciones y al mismo tiempo la jaula se rodeó completamente por cinta adhesiva de doble cara respetando las perforaciones con el fin de que el ave pudiera respirar y a la par se permitiera la salida de emisiones de CO₂ del ave para la atracción del triatomíneo (65,66). Para que al ser atraído el vector a la fuente de alimento este quedara adherido a la trampa gracias a la cinta adhesiva y también se dejaron trampas sin cebo, las cuales eran botellas plásticas pintadas con pintura acrílica color negro, perforaciones rectangulares de 10cm de alto y 5 cm de ancho, con cartón corrugado en su interior además de aserrín usado por ratones como atrayente (Figura 7).

Las trampas fueron dejadas por la tarde, entre 5 a 7 p.m., en los domicilios seleccionados y se retiraron a la mañana siguiente (Tabla 3), esto debido a que por las noches es cuando el triatomíneo suele estar activo y en búsqueda de fuentes de alimentación y durante el día buscan refugio en rendijas o ranuras.



Figura 9. Trampas utilizadas para la atracción y captura de triatominos hematófagos

Para la recolección de los triatominos, esta se llevó a cabo a través de personal previamente capacitado y aplicando las medidas de bioseguridad apropiadas, con el uso de equipo de protección y guantes para retirar a los insectos adheridos a la cinta con ayuda de pinzas y guantes, posteriormente fueron preservados en contenedores individuales e identificados por zona y fecha de colección, y fueron llevados al laboratorio de biotecnología del Instituto de Ciencia Biomédicas (ICB) de la Universidad Autónoma de Ciudad Juárez.

Tabla 1. Coordenadas geográficas de las zonas muestreadas en Ciudad Juárez, Chihuahua.

Colonia	Latitud	Longitud	Fechas
Granjas unidas	31.654294	-106.48678	24/09/2022
	31.65261	-106.48081	01/10/2022

Ejido el sauzal	31.61047	-106.31983	07/10/2022
	31.60517	-106.33231	15/10/2022
Puerto de palos	31.61008	-106.33597	22/10/2022
	31.61125	-106.33481	28/10/2022
Parajes de oriente	31.60697	-106.33381	10/11/2022
Portal del Roble	31.59844	-106.32414	28/04/2023
Tierra nueva etapa II	31.59868	-106.34118	08/05/2023
	31.59406	-106.34951	11/05/2023
Insurgentes	31.74700	-106.52059	01/05/2023
Rancho anapra	31.77615	-106.55935	05/05/2023
Puerto anapra	31.76558	-106.55366	12/06/2023
La conquista	31.76719	-106.55244	16/06/2023
	31.76572	-106.55122	23/06/2023
Urbivilla del prado I	31.55232	-106.34490	11/05/2023
Vista hermosa	31.66724	-106.48270	06/07/2023
Las flores	31.68208	-106.49044	19/06/2023
Rinconada de las torres	31.61817	-106.37789	22/06/2023
Municipio libre	31.60182	-106.38881	13/07/2023

Obtención de muestras sanguíneas en animales domésticos

Para ello se realizó una encuesta previa en el domicilio donde reside el animal doméstico o mascota, para posteriormente proceder a la firma del consentimiento informado por parte del propietario o responsable y continuar con la toma de muestra sanguínea, lo cual fue realizado por parte de un médico veterinario zootecnista y un ayudante (Anexo 1).

Dependiendo la especie y peso del paciente se determinó la zona más apropiada para la obtención de la muestra y calibre de aguja a utilizar, tomando como referencia la siguiente información(67):

Especie	Sitio de punción	Calibre de aguja
Equino	Vena yugular	14-18
Bovino	Vena yugular o coccígea	14-18
Ovino/caprino	Vena yugular	16- 18
Porcino	Vena cava anterior o auricular externa	119-21
Ave	Punción cardíaca o vena radial	21-27
Canino	Vena cefálica, safena o yugular	20-22
Felino	Vena cefálica, safena o yugular	20-22
Conejo	Vena yugular o vena auricular	19-23

Una vez que se determinó el sitio para la venopunción, se procedió al rasurado de la zona para asearla con una torunda y alcohol y continuar con la obtención de la muestra la cual se conservada en un vacutainer® de color lila con anticoagulante (EDTA), para después

identificarla con los datos del paciente. Para su traslado los tubos se mantuvieron en una hielera con refrigerantes, hasta llegar al laboratorio de Biotecnología en ICB, donde se procesaron las muestras.

Clasificación taxonómica de los triatominos

Luna vez en el laboratorio de biotecnología de ICB, los triatominos fueron limpiados con agua destilada y conservados en la misma en forma individual, para ser identificados y clasificados por especie en base a sus características taxonómicas según los autores Lent y Wygodzinsky, 1979.

Diagnóstico de *T. cruzi* a través de PCR en punto final

Una vez que se tuvo la muestra de sangre entera en tubo de la marca vacutainer® lila, se preservó en congelación hasta que se realizó la extracción de ácidos nucleicos, en este caso de ADN mediante la técnica de fenol cloroformo, alcohol isoamílico (FCAI).

Extracción de ADN por técnica de Fenol Cloroformo Alcohol Isoamílico (FCAI)

Para la extracción de ácidos nucleicos de cada muestra sanguínea, se dejó cada una de ellas en descongelación a temperatura ambiente para posteriormente tomar 500µL de sangre que se colocaron en un microtubo estéril de 1.5µL de volumen total y se agregaron 500µL de buffer de lisis (CO.2M Tris HCl pH8; 10mM EDTA pH8; 0.5mM NaCl; 1% SDS), se mezcló con ayuda de un agitador marca Vortex y se le añadieron 5µL de proteinasa K (20mg/mL) y se volvió a mezclar con ayuda del Vortex. Posteriormente el tubo se sometió a incubación a una temperatura de 56° C en una placa de calentamiento, por un tiempo de quince minutos y pasado dicho tiempo se mezcló con ayuda del Vortex y se adicionaron 5µL de proteinasa K (20mg/mL), posteriormente se dejó enfriar el tubo a temperatura ambiente por un tiempo de treinta segundos y se mezcló nuevamente con ayuda del Vortex.

Para continuar se puso la muestra en ebullición a una temperatura de 100°C con ayuda de una placa de calentamiento, por diez minutos. Pasado dicho tiempo se dejó el microtubo a temperatura ambiente en una gradilla por tres minutos.

Una vez pasados los tres minutos al microtubo se le añadieron 400µL de Fenol Cloroformo Alcohol Isoamílico (FCAI; 25:24:1), se mezcló vigorosamente con ayuda del Vortex y se centrifugó por tres minutos a 12,000 revoluciones por minuto (rpm), una vez pasado ese tiempo del microtubo se retiró la fase acuosa del mismo y este se pasó a un microtubo nuevo con ayuda de una micropipeta.

A la fase acuosa obtenida del paso anterior y se le agregaron 400µL de Cloroformo Alcohol Isoamílico y se centrifugó por tres minutos a 12,000 rpm, pasado dicho tiempo se retiró nuevamente la fase acuosa y con ayuda de una micropipeta se pasó a un microtubo nuevo.

De la fase acuosa obtenida del paso anterior y se le agregaron 400µL de Cloroformo Alcohol Isoamílico y se centrifugó por tres minutos a 12,000 rpm, pasado dicho tiempo se retiró nuevamente la fase acuosa y con ayuda de una micropipeta se pasó a un microtubo nuevo, cuantificando el volumen final obtenido para adicionar el 10% del volumen de acetato de sodio y 500µL de etanol frío al 100%. Posteriormente se dejó en incubación a una temperatura de -20°C durante 24 horas. Una vez que pasó dicho tiempo se centrifugó el microtubo a 14,000 rpm por un tiempo de 15 minutos a 4°C, para después quitar totalmente el sobrenadante del tubo y lavar el pellet del fondo con 500µL de etanol al 75%, para después centrifugarlo a 7,500 rpm durante cinco minutos y posteriormente se desechó el sobrenadante y se dejó secar el tubo por 15 minutos para finalmente diluir el pellet en 50µL de agua estéril y se congeló el microtubo con la muestra a -20°C, hasta su cuantificación.

Cuantificación de ácidos nucleicos

Fue cuantificado la cantidad de ácidos nucleicos por espectrofotometría con ayuda del equipo NANODROP 2000, calibrado con agua estéril. Se utilizaron 2 µL de cada muestra, y para determinar la calidad de estas se verificó la relación de absorbancias 260/280, teniendo un valor óptimo entre 1.6 y 1.8.

Reacción en cadena de la polimerasa (PCR) para la amplificación de material genético de *T. cruzi*

Con iniciadores específicos para la identificación de *T. cruzi* (TCZ1 y TCZ2), previamente descritos por Moss (68), se buscó la amplificación de segmentos específicos de ADN del parásito. Para la reacción se utilizó como templado el ADN de las muestras sanguíneas y en cuanto a la reacción de amplificación fue preparada usando 12 µL de Taq Green Master Mix (Promega), 1 µL de iniciador sentido y 1 µL de iniciador antisentido (Tabla 2) y la reacción fue llevada hasta 24 µL con agua estéril. Para las reacciones que fueron positivas se realizó una amplificación extra utilizando otro juego de primers específicos (CRUZI 1 Y CRUZI 2), las reacciones se prepararon de la misma manera descrita solo variando los cebadores.

En ambos casos se utilizaron controles negativo y positivo para la reacción, este último, fue proporcionado por el Dr. Roberto Hernández del Instituto de Investigaciones Biomédicas de la Universidad Nacional Autónoma de México.

*Tabla 2. Iniciadores específicos para la identificación de *T. cruzi**

Gen	Iniciadores	Amplicón	Referencia
Sat-DNA	TCZ1 FW: 5'-GCTCTTGCCCCACAMGGGTGC -3' TCZ2 RV: 5'-CCAAGCAGCGGATAGTTCAGG-3'	182 pb	Moss (68)

Sat-	CRUZI 1 FW: 5'-ASTCGGCTGATCGTTTTTCGA -3'	165 pb	Finamore
DNA	CRUZI 2 5'-AATTCCTCCAAGCAGCGGATA-3'		(69)

El programa de amplificación para las reacciones de PCR fue el siguiente: 2 minutos a 94°C, 30 ciclos de 94°C por 1 minuto, 64.5°C por 30 segundos y 72°C por 15 segundos, con una extensión final de 5 minutos a 72 °C para las amplificaciones con TCZ1 y TCZ2 (68) y 2 minutos a 94°C, 1 minuto 94°C, 40 ciclos de 60°C por 30 segundos, 72°C por 15 segundos, con una extensión final de 5 minutos a 72 °C para las amplificaciones con CRUZI 1 y CRUZI 2 (69).

Análisis electroforético de los productos de PCR

Los productos de amplificación obtenidos por PCR fueron analizados por electroforesis horizontal, utilizando geles de agarosa al 1.8%. Para su preparación fueron utilizados 20 mL de buffer TAE 1X (Tris base 1M pH 8, ácido acético glacial y EDTA 0.5 M pH 8) y fue agregado 0.36 g de agarosa previamente diluidos con ayuda de calor externo y finalmente se agregaron 10 µL de bromuro de etidio (0.5 µg/mL) y se dejó solidificar por 30 minutos. Posteriormente se colocaron 10 µL de cada producto de PCR por pozo y 7 µL de marcador de peso molecular de 100 pb. Para finalizar los geles fueron corridos a 100 volts por 30 minutos en geles de agarosa.

Fotodocumentación

Con ayuda del transiluminador de luz ultravioleta y con apoyo del sistema EDAS 290 kodak, se procedió a la fotodocumentación de los geles de agarosa con un tiempo de 4.5 segundos de exposición.

Análisis geoespacial

En cuanto a la distribución de las zonas muestreadas y presencia del patógeno se realizó un mapa en la unidad de Cartografía del Instituto en Ciencias Biomédicas, haciendo uso del programa ArcGis y las coordenadas previamente obtenidas en el momento de la visita a la zona de muestreo.

Análisis estadístico

Para estimar la prevalencia de *T. cruzi* en las muestras obtenidas en el estudio se hizo uso del procedimiento PROC FREQ TABLE del paquete estadístico SAS versión 9.0. Debes de mencionarlo en pasado pues ya se realizó.

RESULTADOS

De la búsqueda de triatominos con trampas en zonas periféricas de Ciudad Juárez, tanto al este como al oeste de la localidad, hasta la última fecha del muestreo en agosto del 2023, no se encontró alguno de importancia médica, solo insectos parecidos pero estos fueron fitófagos o se alimentan de hojas y no representan algún riesgo a la salud de la comunidad, dentro de estos especímenes se encontró a la Chinche del arce (*Boisea trivittata*), Chinche marmoleada marrón (*Halyomorpha halys*), Chinche de la calabaza (*Anasa tristis*) y Chinche de bordes rojos (*Largus cinctus*).

Las ubicaciones fueron visitadas desde el mes de septiembre a noviembre del 2022, en cuanto a la búsqueda de triatominos hematófagos a partir de junio a agosto del 2023, la obtención de muestras sanguíneas de animales domésticos principalmente de compañía (perros y gatos), así como bovinos de crianza de traspatio, obteniendo un total de 199 muestras, para la búsqueda del parásito a través de PCR.

Entre las zonas periféricas de la ciudad visitadas fueron incluidas colonias como el Valle, Puerto de Palos, Loma Blanca, Aztecas, Insurgentes, Granjas Unidas, el Sauzal, rancho y puerto Anapra, entre otras (Figura 15), ya que en dichas colonias se cumplían con los criterios de inclusión, como condiciones de vivienda con algún daño estructural o materiales de construcción poco sólidos, vegetación y presencia de animales domésticos en los domicilios y alrededores.

Resultados de productos de PCR para detección de *T. cruzi* en animales domésticos

En total se procesaron y analizaron 199 muestras sanguíneas de animales domésticos (perros, gatos y bovinos productores de leche). De los cuales 109 muestras se obtuvieron de felinos, 86 de caninos y 4 bovinos. En torno a la prevalencia global del patógeno fue

del 3.51% (7/199), ya que se encontró en cuatro muestras de felinos domésticos que residen en las colonias Municipio Libre y Rinconada de las Torres y tres muestras de cánidos domésticos, por ende, la prevalencia por especie fue de 3.66% y 3.48% respectivamente.

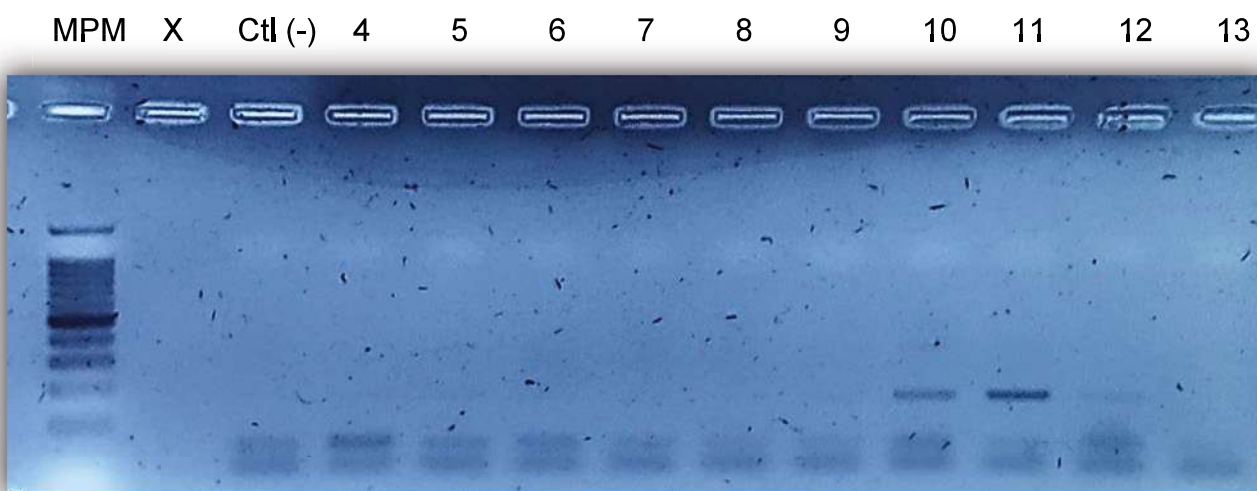


Figura 10. Producto de amplificación por PCR para T. cruzi.

Gel de electroforesis en agarosa al 1.8%. Carriles: 1) Marcador de pesos molecular, 3) Control negativo, 4 al 13) Muestras analizadas con una amplificación esperada de 182 pb.

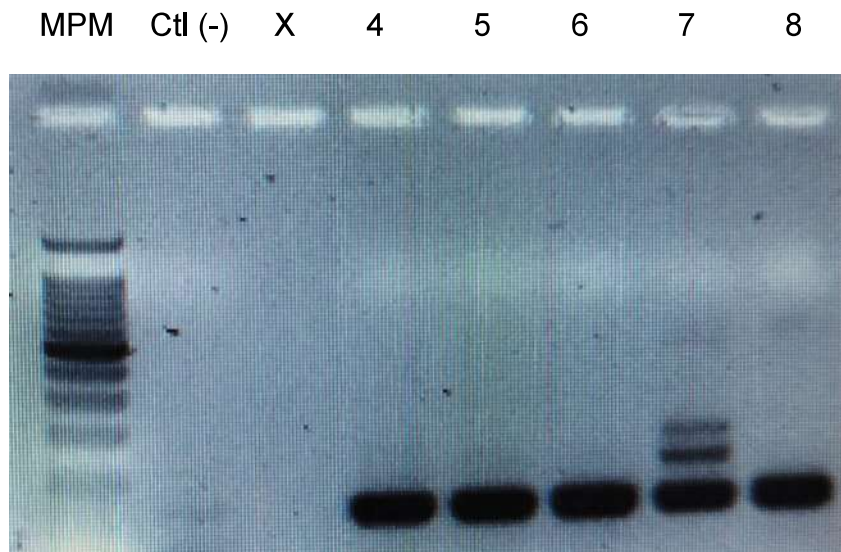


Figura 11. Producto de amplificación por PCR para T. cruzi.

Gel de electroforesis en agarosa al 1.8%. Carriles: 1) Marcador de pesos molecular, 2) Control negativo, 4 al 8) Muestras analizadas con una amplificación esperada de 166pb.

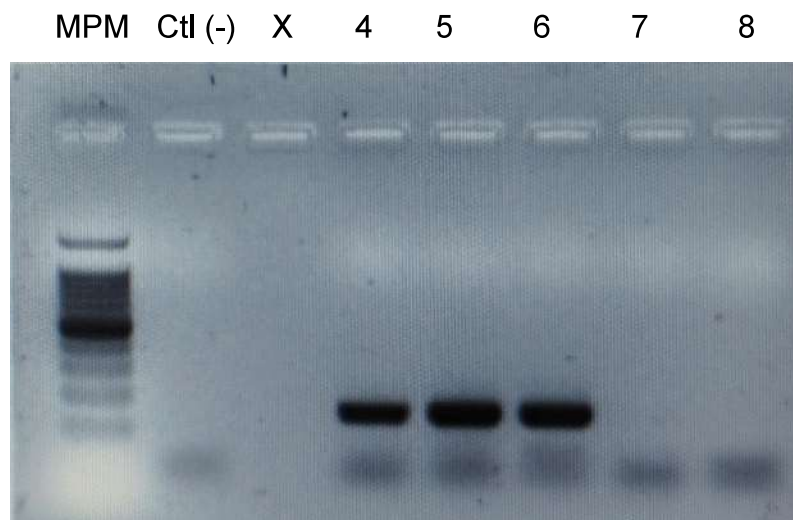


Figura 12. Producto de amplificación por PCR para T. cruzi.

Gel de electroforesis en agarosa al 1.8%. Carriles: 1) Marcador de pesos molecular, 2) Control negativo, 4 al 8) muestras analizadas con una amplificación esperada de 166 pb.

MPM X X Ctl (-) X X X 8

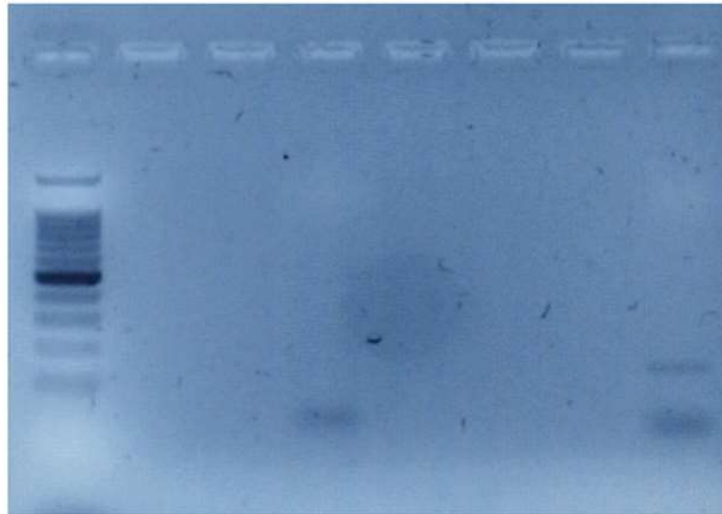


Figura 13. Producto de amplificación por PCR para T. cruzi.

Gel de electroforesis en agarosa al 1.8%. Carriles: 1) Marcador de pesos molecular, 4) Control negativo, 8) Muestra analizada con una amplificación esperada de 166pb.

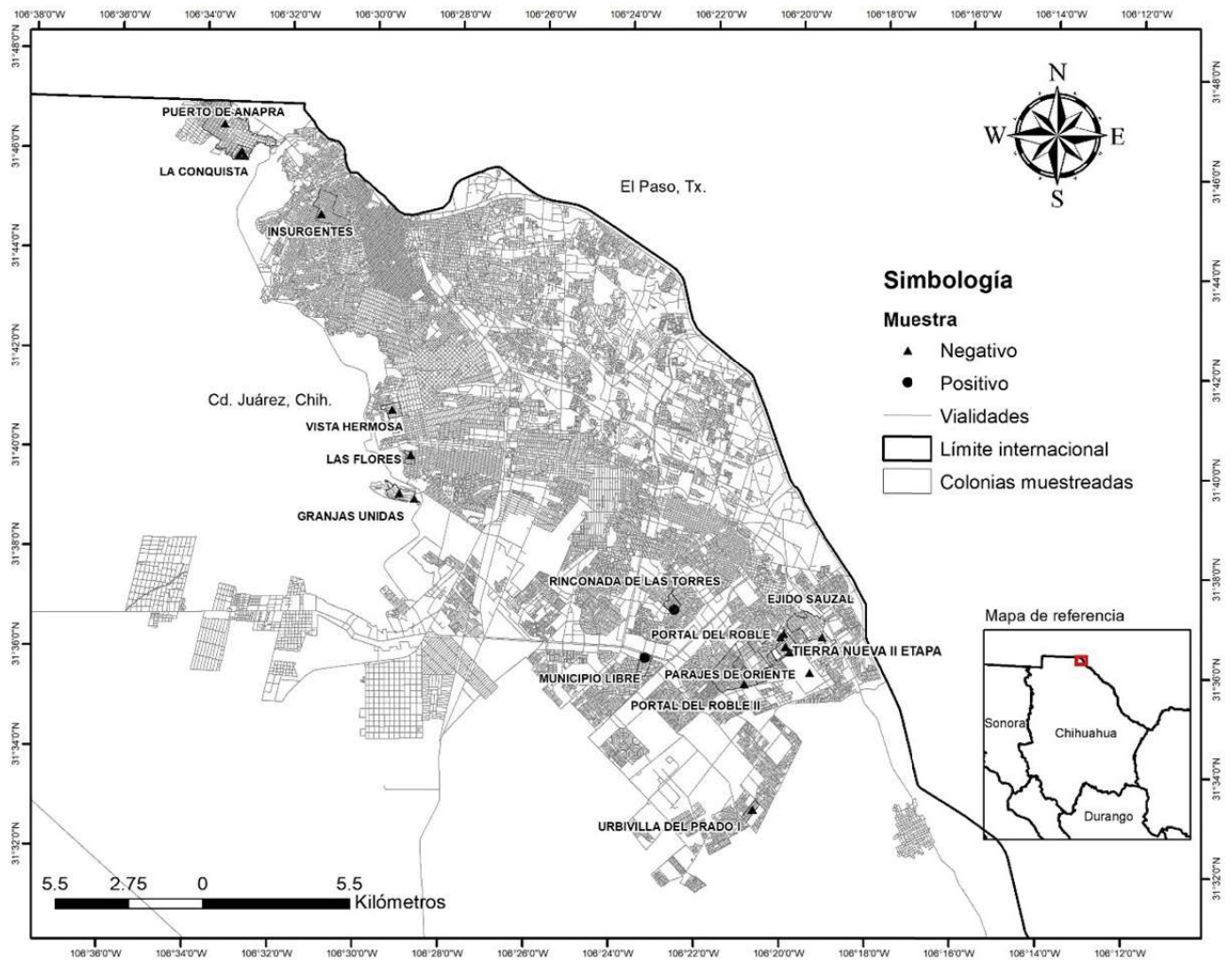


Figura 14. Mapa de zonas donde se realizó la búsqueda de TH y obtención de muestras sanguíneas de animales domésticos.

DISCUSIÓN

Uno de los objetivos del presente estudio fue la búsqueda e identificación del vector (triatominos hematófagos) involucrado en la enfermedad de Chagas, sin embargo, a pesar de la colocación de trampas en zonas estratégicas, no fue posible cumplirlo, esto pudiera estar asociado a diversos factores ambientales como el incremento de la temperatura de verano, ya que en el 2022 las temperaturas oscilaban entre 32 a 40°C mientras que en el 2023 las temperaturas que se presentaron fueron entre los 35 a 41°C (70) y la prolongación de sequía en el estado en general, ya que a diferencia de lo reportado por Rodríguez et al. (1) en cuanto a la presencia de al menos tres especies de importancia epidemiológica en la zona vecina de El Paso, Texas, pues debido a las condiciones dadas durante el desarrollo de la investigación, que no fueron favorables para la presencia del vector y el cumplimiento de su ciclo de vida, ya que algunos autores como Tamayo et al. (71) evaluaron el impacto de la temperatura en el ciclo de vida del vector en el caso de la especie *Rhodnius prolixus*, se observó un incremento en la postura de huevecillos a una temperatura de 30°C, a diferencia de temperaturas menores entre 24 a 26°C, además de que la humedad medioambiental también juega un rol importante en el ciclo de vida de los vectores como menciona Martínez et al. (27) ya que un porcentaje de esta en un 75% favorece de manera importante la postura de huevos, posterior al consumo de sangre por parte de las hembras de *T. mexicana*, poniendo en evidencia la importancia de estos factores en torno a la presencia y desarrollo del triatomo hematófago. En la localidad donde se encuentra el área de estudio, el clima suele ser extremo y en estos dos últimos años ha aumentado la temperatura en forma importante, así como una marcada disminución en el porcentaje de humedad, lo cual pudo impactar respecto a los resultados de la búsqueda del vector en las zonas de estudio.

En esta investigación para la búsqueda del vector, se utilizaron trampas en las áreas del muestreo seleccionadas de acuerdo con condiciones medioambientales y estructurales consideradas como favorables para la presencia del vector, sin embargo, en estudios como el de Rodríguez et al. (1) o Wozniak et al. (61), solicitaron a la comunidad el apoyo para la búsqueda y captura del vector en distintas zonas periféricas de Texas y Nuevo México, lo cual implica un mayor riesgo a la comunidad si el vector no se llega a manipular de forma adecuada y con medidas de bioseguridad (72,73), una de las razones por la cual la búsqueda en este caso fue llevada a cabo por personal previamente capacitado e implementando medidas para evitar algún posible riesgo a la salud.

Otro objetivo que se llevó a cabo en la investigación fue la búsqueda del parásito en muestras sanguíneas de animales de compañía como perros y gatos e incluso animales de crianza de traspatio (bovinos productores de leche) y la prevalencia obtenida del patógeno en las muestras de felinos domésticos de la localidad, fue del 3.66% (4/109) y en caninos de 3.48% (3/86), lo cual pudiésemos contrastar con lo reportado por Rodríguez et al. (1), en donde la prevalencia de parásito en felinos ferales fue del 29.2% (7/24) y en canidos del 45.3%, es por ello la importancia que tiene el considerar que en dicha investigación los animales ferales que fueron muestreados, se encontraban en un área donde a la par se encontró al vector el cual portaba al patógeno en un 66.7% de los 255 TH colectado y analizados, por ende probablemente estuviesen mayormente expuestos a entrar en contacto en algún momento con el vector, es por ello que se debe considerar que los animales muestreados en esta investigación, en los cuales se presenta una prevalencia menor, son domésticos y residen en áreas urbanizadas a diferencia de la investigación mencionada previamente.

Para el análisis de la prevalencia del patógeno, el método diagnóstico implementado en este caso fue la PCR, la cual amplifica un segmento específico del material genético del

parásito, circulante en sangre del mamífero afectado, por consecuencia si el huésped afectado se encuentra en fase crónica de la enfermedad, al realizarse la PCR, pudiese darse un falso negativo (74), un ejemplo de ello es lo reportado por Curtis et al. (75) en donde se obtuvieron 86 muestra sanguíneas de perros de trabajo en el estado de Texas, las cuales fueron analizadas por inmunofluorescencia directa y 65.1% (56/85) de ellas presentaron anticuerpos a *T. cruzi*, los cuales suelen estar presentes cuando se está en fase crónica de la enfermedad, sin embargo en el caso de analizar las mismas muestras por PCR la prevalencia fue del 17.4%. Es de esta información donde se observa una importante diferencia respecto a los resultados de las distintas pruebas diagnósticas implementadas para la búsqueda del parásito, incluso en los mismos sujetos de muestreo y como puede influir en la prevalencia la fase de la enfermedad en la que se encuentra el paciente o del mamífero y la prueba diagnóstica que se lleva a cabo para el caso de *T. cruzi*.

Al igual que es de importancia el método diagnóstico implementado para confirmar la presencia del patógeno, se debe tener en consideración el ciclo de vida parasitario que se desarrolla en el mamífero (hombre y animales) al momento de realizar las pruebas diagnósticas, ya que en el huésped enfermo, los tripomastigotes que son liberados al romperse las células infectadas del huésped, estos pueden invadir nuevas células sanas para iniciar nuevos ciclos de replicación o llegar a la circulación sanguínea para estar disponibles al momento de que el vector se alimente de sangre del huésped enfermo(20), por consecuencia si el huésped está en fase crónica de la enfermedad pero al momento del muestreo se presentan tripomastigotes circulantes en sangre, al realizarse la amplificación por PCR se puede encontrar al patógeno presente, mientras que en caso contrario de que el ciclo de vida del parásito este en fase de replicación intracelular, al momento del muestreo, lo más recomendable sería realizar una prueba de anticuerpos (24).

Respecto a los datos obtenidos del análisis de las muestras sanguíneas de los animales, los cuales residían en las colonias Municipio Libre y Rinconada de las Torres, zonas cercanas al área del Valle de Juárez, dónde previamente Serrano de León (62) había reportado la presencia del patógeno en muestras sanguíneas de niños, esto pone en evidencia la presencia del patógeno circulante en la comunidad y reservorios, los cuales son los animales domésticos y por ende fungen como indicadores de riesgo de la presencia del parásito, principalmente para la comunidad cercana a estas zonas y en contacto con los animales, tal es el caso en lo reportado por Rodríguez et al. (1) quienes reportan la presencia del parásito en animales ferales a la periferia de los estados de Texas y Nuevo México, así como Galaviz y colaboradores (44) en pequeños mamíferos silvestres y perros domésticos en Nuevo León, al igual que Estrada y colaboradores quienes reportan presencia de anticuerpos al patógeno en 80 perros muestreados en el Estado de México (76) así como Arce et al. (77), quienes en el estado de Sonora analizaron 180 muestras sanguíneas de perros y la prevalencia de *T. cruzi* fue de un 4.44%, todos los antes mencionados similares al estudio que aquí se presenta.

CONCLUSIÓN

De los resultados obtenidos de la presente investigación, indican que en las zonas previamente muestreadas durante las fechas reportadas no se encontró presente el vector de la enfermedad de Chagas o triatomíneos hematófagos, sin embargo, al encontrar la presencia del patógeno en los animales domésticos en un 3.51% (7/199), esto indica un riesgo latente para la población, sin embargo, se rechaza la hipótesis planteada en la presente investigación.

RECOMENDACIONES

Debido a los hallazgos de la presente investigación respecto a la presencia del patógeno en los animales domésticos, se sugiere continuar en la búsqueda del parásito implementando o comparando diversas pruebas diagnósticas, así como, continuar en la búsqueda intencionada del vector, ampliando las áreas de muestreo, tiempos de búsqueda e implementando diversos tipos de trampas para una mejora en la recolección de muestras.

BIBLIOGRAFÍA

1. Rodríguez F, Luna BS, Calderon O, Manriquez-Roman C, Amezcua-Winter K, Cedillo J, et al. Surveillance of Trypanosoma cruzi infection in triatomine vectors, feral dogs and cats, and wild animals in and around El Paso county, Texas, and New Mexico. PLoS Negl Trop Dis. 2021;15(2).
2. Githeko AK, Lindsay SW, Confalonieri UE, Patz JA. Climate change and vector-borne diseases: a regional analysis. Bull World Health Organ. 2000;78:1136–47.
3. Organización Panamericana de la Salud. Métodos de vigilancia entomológica y control de los principales vectores en las Américas. Métodos de vigilancia entomológica y control de los principales vectores en las Américas. 2021. <https://doi.org/10.37774/9789275323953>
4. Organización Mundial de la Salud. Respuesta mundial para el control de vectores 2017–2030 [Internet]. Washington, D.C.; 2017 [cited 2022 Feb 24]. Disponible en: https://www.who.int/malaria/areas/vector_control/Draft-WHO-GVCR-2017-2030-esp.pdf?ua=1
5. Beard CB, Pye G, Steurer FJ, Rodriguez R, Campman R, Townsend Peterson A, et al. Chagas Disease in a Domestic Transmission Cycle in Southern Texas, USA - Volume 9, Number 1—January 2003 - Emerging Infectious Diseases journal - CDC. Emerg Infect Dis [Internet]. 2003 Jan 1 [cited 2022 Feb 20];9(1):103–5. Disponible en: https://wwwnc.cdc.gov/eid/article/9/1/02-0217_article
6. Sectorial De Salud P. Programa de Acción Específico Prevención y control de la Enfermedad de Chagas 2013-2018.

7. Enfermedad de Chagas - OPS/OMS | Organización Panamericana de la Salud [Internet]. [cited 2022 Mar 1]. Disponible en: <https://www.paho.org/es/temas/enfermedad-chagas>
8. Kjos SA, Snowden KF, Olson JK. Biogeography and Trypanosoma cruzi infection prevalence of chagas disease vectors in Texas, USA. Vector-Borne and Zoonotic Diseases. 2009 Feb 1;9(1):41–9.
9. Salazar Schettino Paz María, Bucio Torres Martha, Perera Salazar María Gabriela, BucioTorresa Martha, Cabrera Bravo Margarita, Zenteno Galindo Edgar Arturo. Enfermedad de Chagas en México. Revista de la Facultad de Medicina. 2008; 59(3). Disponible en: https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0026-17422016000300006
10. Heras CA, José M, Moros S. Enfermedades transmitidas por vectores. Un nuevo reto para los sistemas de vigilancia y la salud pública Vector-transmitted diseases. A new challenge for public health surveillance systems. Gac Sanit. 2016 ;30(3):167–9. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.1016/j.gaceta.2016.03.001>
11. 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: /pmc/articles/PMC3194829/
12. Bern C, Messenger LA, Whitman JD, Maguire JH. Chagas disease in the united states: A public health approach. Clin Microbiol Rev. 2019 Jan 1;33(1).
13. Hotez PJ, Molyneux DH, Fenwick A, Kumaresan J, Sachs SE, Sachs JD, et al. Control of Neglected Tropical Diseases. <http://dx.doi.org/10.1056/NEJMra064142>. 2009 Oct 9 ;357(10):1018–27. Disponible en: <https://www.nejm.org/doi/full/10.1056/nejmra064142>

14. Ramalho-Ortigao M, Gubler DJ. Human Diseases Associated With Vectors (Arthropods in Disease Transmission). *Hunter's Tropical Medicine and Emerging Infectious Diseases*. 2020 Jan 1;1063–9.
15. Una sola salud - OIE - Organización Mundial de Sanidad Animal. Disponible en: <https://www.oie.int/es/que-hacemos/iniciativas-mundiales/una-sola-salud/>
16. Organización Panamericana de la Salud. Control, interrupción de la transmisión y eliminación de la enfermedad de Chagas como problema de salud pública. Guía de evaluación, verificación y validación. [Internet]. Washington, D.C; 2019. p. 56. Disponible en: <https://iris.paho.org/bitstream/handle/10665.2/51648/9789275121528-spa.pdf?sequence=7&isAllowed=y>
17. Hotez PJ. Global urbanization and the neglected tropical diseases. *PLoS Negl Trop Dis* [Internet]. 2017 Feb; 11(2): e0005308. Disponible en: <https://journals.plos.org/plosntds/article?id=10.1371/journal.pntd.0005308>
18. Beard CB, Pye G, Steurer FJ, Rodriguez R, Campman R, Townsend Peterson A, et al. Chagas disease in a domestic transmission cycle in Southern Texas, USA. *Emerg Infect Dis*. 2003 Jan 1;9(1):103–5.
19. Salazar Schettino PM, Rojas Wastavino GE, Cabrera Bravo M, Bucio Torres MI, Martínez Ibarra JA, Monroy Escobar MC, et al. Revisión de 13 especies de la familia Triatominae (Hemiptera: Reduviidae) vectores de la enfermedad de Chagas, en México. *Journal of the Selva Andina Research Society*. 2010;1(1):57–81. Disponible en: http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2072-92942010000100007&lng=es&nrm=iso&tlng=es
20. Souza W de. Biology of *Trypanosoma cruzi*. De Souza Wardley, editor. Croacia: IntechOpen; 2019. 9–12 p.

21. Zingales B. Trypanosoma cruzi genetic diversity: Something new for something known about Chagas disease manifestations, serodiagnosis and drug sensitivity. Acta Trop. 2018 Aug 1;184:38–52.
22. CDC - DPDx - American Trypanosomiasis [Internet]. [cited 2022 Mar 27]. Available from: <https://www.cdc.gov/dpdx/trypanosomiasisAmerican/index.html>
23. de Fuentes-Vicente JA, Gutiérrez-Cabrera AE, Flores-Villegas AL, Lowenberger C, Benelli G, Salazar-Schettino PM, et al. What makes an effective Chagas disease vector? Factors underlying Trypanosoma cruzi-triatomine interactions. Vol. 183, Acta Tropica. Elsevier B.V.; 2018. p. 23–31.
24. Secretaría de Salud. Manual de procedimientos para la enfermedad de Chagas en México. 2019. Disponible en: www.gob.mx/salud/
25. Enfermedad de Chagas en México [Internet]. [cited 2022 Nov 23]. Available from: https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0026-17422016000300006
26. Klotz SA, Dorn PL, Mosbacher M, Schmidt JO. Kissing bugs in the United States: risk for vector-borne disease in humans. Environ Health Insights [Internet]. 2014 Dec 10. 8(Suppl 2):49–59. Disponible en: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/25574143>
27. Martínez-Ibarra JA, Salazar-Schettino PM, Solorio-Cibrián M, Bravo MC, Novelo-López M, Vences MO, et al. Influence of temperature and humidity on the biology of Triatoma mexicana (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae) under laboratory conditions. Mem Inst Oswaldo Cruz [Internet]. 2008 [cited 2022 Mar 28];103(7):719–23. <http://www.scielo.br/j/mioc/a/rZ6VppprSzTqLGs8PMtWHJc/>
28. Stevens L, Dorn PL, Schmidt JO, Klotz JH, Lucero D, Klotz SA. Kissing Bugs. The Vectors of Chagas. Adv Parasitol. 2011;75:169–92.

29. María Salazar-Schettino P, Bucio-Torres MI, Cabrera-Bravo M, Citlalli De Alba-Alvarado M, Rocío Castillo-Saldaña D, Zenteno-Galindo EA, et al. Enfermedad de Chagas en México.
30. Lopez PM, Abrahan LB, Ralph MR, Valentinuzzi VS. Circadian system responses to nocturnal and diurnal hosts in the kissing bug, *Triatoma infestans*. <https://doi.org/10.1080/0742052820181486851>. 2018 Oct 3; 35(10):1402–12. Available from: <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/07420528.2018.1486851>
31. Barrozo RB, Lazzari CR. The Response of the Blood-sucking Bug *Triatoma infestans* to Carbon Dioxide and other Host Odours. *Chem Senses* [Internet]. 2004 May 1; 29(4):319–29. <https://academic.oup.com/chemse/article/29/4/319/341008>
32. Rabinovich JE. Morphology, Life Cycle, Environmental Factors and Fitness – a Machine Learning Analysis in Kissing Bugs (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae). *Front Ecol Evol*. 2021 Feb 23; 9:88.
33. Castillo ' D, Wolff M. Aspectos del comportamiento de los triatominos (Hemiptera: Reduviidae), vectores de la enfermedad de Chagas.
34. de Oliveira ABB, Alevi KCC, Imperador CHL, Madeira FF, de Azeredo-Oliveira MTV. Parasite-Vector Interaction of Chagas Disease: A Mini-Review. *Am J Trop Med Hyg* [Internet]. 2018; 98(3):653–5. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/29514731/>
35. Fellet MR, Lorenzo MG, Elliot SL, Carrasco D, Guarneri AA. Effects of infection by *Trypanosoma cruzi* and *Trypanosoma rangeli* on the reproductive performance of the vector *Rhodnius prolixus*. *PLoS One*. 2014;9(8).
36. Justi SA, Galvão C, Schrago CG. Geological Changes of the Americas and their Influence on the Diversification of the Neotropical Kissing Bugs (Hemiptera: Reduviidae:

- Triatominae). PLoS Negl Trop Dis [Internet]. 2016 Apr; 10(4):e0004527. <https://journals.plos.org/plosntds/article?id=10.1371/journal.pntd.0004527>
37. Kramm MM, Gutierrez MR, Luepke TD, Soria C, Lopez RR, Cooper SM, et al. *Trypanosoma cruzi* in free-ranging mammalian populations in South Texas, USA. J Wildl Dis. 2017;53(4).
38. Ramsey JM, Townsend Peterson A, Carmona-Castro O, Moo-Llanes DA, Nakazawa Y, Butrick M, et al. Atlas of Mexican Triatominae (Reduviidae: Hemiptera) and vector transmission of Chagas disease. Mem Inst Oswaldo Cruz. 2015; 110(3):339. Available from: /pmc/articles/PMC4489471/
39. Freitas YBN, Souza C da SF de, Magalhães JM e, Sousa MLR de, d'Escoffier LN, Valle TZ do, et al. Natural infection by *Trypanosoma cruzi* in triatomines and seropositivity for Chagas disease of dogs in rural areas of Rio Grande do Norte, Brazil. Rev Soc Bras Med Trop. 2018; 51(2):190–7. http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0037-86822018000200190&lng=en&tlng=en
40. Kipp EJ. Detecting enzootic leishmaniasis and American trypanosomiasis in stray dogs in El Paso County, Texas, and the potential for autochthonous transmission to humans [Internet]. ProQuest Dissertations and Theses. 2015. <https://search.proquest.com/docview/1760591287?accountid=13042>
41. Busselman RE, Hamer SA. Chagas Disease Ecology in the United States: Recent Advances in Understanding *Trypanosoma cruzi* Transmission Among Triatomines, Wildlife, and Domestic Animals and a Quantitative Synthesis of Vector–Host Interactions. <https://doi.org/10.1146/annurev-animal-013120-043949>. 2022 Feb 15; 10:325–48.

Available from: <https://www.annualreviews.org/doi/abs/10.1146/annurev-animal-013120-043949>

42. Meyers AC, Auckland L, Balasubramanian S, Saunders A, Hamer S. Interactions among Chagas disease vectors and naturally infected dogs along the Texas-Mexico border. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*. 2019;101(5).
43. Reyes C, González CR, Alvarado S, Flores L, Martín C, Oyarce A, et al. Chagas disease in northern Chile: Detection of *Trypanosoma cruzi* in children, dogs and triatomine bugs. *Acta Trop*. 2022 Nov 1; 235. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/35948082/>
44. Galaviz-Silva L, Mercado-Hernández R, Zárate-Ramos JJ, Molina-Garza ZJ. Prevalence of *Trypanosoma cruzi* infection in dogs and small mammals in Nuevo León, Mexico. *Rev Argent Microbiol*. 2017 Jul 1; 49(3):216–23. http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0325-75412017000300003&lng=es&nrm=iso&tlng=en
45. Morrot A, Viana Andrade-Neto V, Cruz Foundation O, Roberto Coury Pedrosa B, Lucas Sandri T, Cláudia Freitas Lidani K, et al. Chagas Disease: From Discovery to a Worldwide Health Problem. *Frontiers in Public Health* | www.frontiersin.org. 2019; 1:166. Available from: www.frontiersin.org
46. Dirección General de Epidemiología. Manual de Procedimientos Estandarizados para la Vigilancia Epidemiológica de las Enfermedades Transmitidas por Vector (ETV). 2021.
47. Federación Farmacéutica Internacional (FIP). Enfermedades transmitidas por vectores: un manual para farmacéuticos. Prevención, control, gestión y tratamiento. 2020.

48. Nunes MCP, Dones W, Morillo CA, Encina JJ, Ribeiro AL. Chagas Disease: An Overview of Clinical and Epidemiological Aspects. *J Am Coll Cardiol*. 2013 Aug 27;62(9):767–76.
49. Puerta CJ, Guevara JM, Pavía PX, Montilla M, Nicholls RS, Parra E, et al. Evaluación de las pruebas de PCR TcH2AF-R y S35-S36 para la detección de *Trypanosoma cruzi* en tejido cardíaco de ratón. *Biomédica*. 2008;28(4).
50. Aguirre-Salegui O, Sarría-Urigüen L. Chagas: An emerging disease. *Gaceta Medica de Bilbao*. 2018;115(2).
51. Rodríguez Domínguez José. Las enfermedades transmitidas por vector en México. *Rev Fac Med UNAM* . 2002;45(3).
52. OPS/OMS. Enfermedades Infecciosas Desatendidas en las Américas: Historias de éxito e innovación para llegar a los mas necesitados. Organización Panamericana de Salud. 2016;12–164.
53. de Lana M, de Menezes Machado EM. Biology of *Trypanosoma Cruzi* and Biological Diversity. *American Trypanosomiasis*. 2010;339–63.
54. Bern C, Montgomery SP. An estimate of the burden of chagas disease in the United States. *Clinical Infectious Diseases*. 2009 Sep 1;49(5).
55. Sanchez-Sancho F, Campillo N, Paez J. Chagas Disease: Progress and New Perspectives. *Curr Med Chem*. 2010 Jan 4;17(5):423–52.
56. Antinori S, Galimberti L, Bianco R, Grande R, Galli M, Corbellino M. Chagas disease in Europe: A review for the internist in the globalized world. *Eur J Intern Med*. 2017 Sep 1; 43:6–15.

57. Arnal A, Waleckx E, Rico-Chávez O, Herrera C, Dumonteil E. Estimating the current burden of Chagas disease in Mexico: A systematic review and meta-analysis of epidemiological surveys from 2006 to 2017. Vol. 13, PLoS Neglected Tropical Diseases. Public Library of Science; 2019.
58. Boletín Epidemiológico Sistema Nacional de Vigilancia Epidemiológica Sistema Único de Información | Secretaría de Salud | Gobierno | gob.mx [Internet]. [cited 2022 Mar 19]. Available from: <https://www.gob.mx/salud/documentos/boletinepidemiologico-sistema-nacional-de-vigilancia-epidemiologica-sistema-unico-de-informacion-231750>
59. Trillo. AL. INFECCIÓN DE Triatoma recurva POR Trypanosoma cruzi EN UN CAMPAMENTO MINERO DE URIQUE, CHIHUAHUA (MEXICO). RESPYN Revista Salud Pública y Nutrición. 2006 Oct 10; 7(3). <https://respyn.uanl.mx/index.php/respyn/article/view/171>
60. Sarkar S, Strutz SE, Frank DM, Rivaldi CL, Sissel B, Sánchez-Cordero V. Chagas Disease Risk in Texas. PLoS Negl Trop Dis. 2010 Oct; 4(10): e836. <https://journals.plos.org/plosntds/article?id=10.1371/journal.pntd.0000836>
61. Wozniak EJ, Lawrence G, Gorchakov R, Alamgir H, Dotson E, Sissel B, et al. The Biology of the Triatomine Bugs Native to South Central Texas and Assessment of the Risk They Pose for Autochthonous Chagas Disease Exposure. Journal of Parasitology. 2015 Oct 1; 101(5):520–8. <https://meridian.allenpress.com/journal-of-parasitology/article/101/5/520/4864/The-Biology-of-the-Triatomine-Bugs-Native-to-South>
62. Serrano de León BA. Presencia de Trypanosoma cruzi y factores de riesgo asociados en el valle de Juárez, Chihuahua. Universidad Autónoma de Ciudad Juárez; 2017.

63. Rauda-Esquivel L, López-Arroyo JL, Castillo-Gamboa DA, Benítez-Martínez S, Pérez-Eguía E, Martínez A, et al. Enfermedad de Chagas en Ciudad Juárez, México, migración y pobreza. Investigación preliminar 2019. Med Int Mex 36(5). 2020; 641–51. Available from: <https://www.medigraphic.com/cgi-bin/new/resumen.cgi?IDARTICULO=95751>
64. Ibáñez-Cervantes G, León-García G, Castro-Escarpulli G, Mancilla-Ramírez J, Victoria-Acosta G, Cureño-Díaz MA, et al. Epidemiology and Infection Evolution of incidence and geographical distribution of Chagas disease in Mexico during a decade (2007-2016). 2007. <https://doi.org/>
65. Enriquez GF, Cecere MC, Alvarado-Otegui JA, Alvedro A, Gaspe MS, Laiño MA, et al. Improved detection of house infestations with triatomines using sticky traps: A paired-comparison trial in the Argentine Chaco. Parasit Vectors. 2020 Jan; 13(1):1–10. <https://parasitesandvectors.biomedcentral.com/articles/10.1186/s13071-020-3891-z>
66. Angulo VM, Esteban L. Nueva trampa para la captura de triatominos en hábitats silvestres y peridomésticos. Biomédica [Internet]. 2011 [cited 2022 Oct 6];31(2):264–8. Available from: http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-41572011000200015&lng=en&nrm=iso&tlng=
67. Organización Panamericana de Salud. Manual Veterinario de Toma y Envío de Muestras [Internet]. 2010. Available from: <http://www.agricultura.gov.br/>
68. Moss C. PCR Amplification Of Trypanosoma Cruzi - Specific DNA from Raccoon Blood Samples. Mahurin Honors College Capstone Experience/Thesis Projects. 2011 May 20; https://digitalcommons.wku.edu/stu_hon_theses/331
69. Finamore-Araujo P, Faier-Pereira A, do Nascimento Brito CR, Peres EG, de Lima Yamaguchi KK, Ferreira RTB, et al. Validation of a novel multiplex real-time PCR assay

for *Trypanosoma cruzi* detection and quantification in açai pulp. PLoS One [Internet]. 2021 Feb 1 [cited 2023 Nov 13];16(2). Available from: [/pmc/articles/PMC7853518/](https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/3381111/)

70. Tiempo mensual en Juárez, Chihuahua, México | AccuWeather [Internet]. Citado 2023 Nov 25. <https://www.accuweather.com/es/mx/ju%C3%A1rez/242376/may-weather/242376?year=2022>

71. Tamayo LD, Guhl F, Vallejo GA, Ramírez JD. The effect of temperature increase on the development of *Rhodnius prolixus* and the course of *Trypanosoma cruzi* metacyclogenesis. PLoS Negl Trop Dis. 2018;12(8).

72. Lynn MK, Bossak BH, Sandifer PA, Watson A, Nolan MS. Contemporary autochthonous human Chagas disease in the USA. 2020. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2020.105361>

73. Case BKM, Young JG, Penados D, Monroy C, Hébert-Dufresne L, Stevens L. Spatial epidemiology and adaptive targeted sampling to manage the Chagas disease vector *Triatoma dimidiata*. PLoS Negl Trop Dis [Internet]. 2022 [cited 2023 Dec 11];16(6):e0010436. Available from: <https://journals.plos.org/plosntds/article?id=10.1371/journal.pntd.0010436>

74. Hamer SA, Saunders AB. Veterinary Chagas Disease (American Trypanosomiasis) in the United States. Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice. 2022 Nov 1;52(6):1267–81.

75. Curtis-Robles R, Snowden KF, Dominguez B, Dinges L, Rodgers S, Mays G, et al. Epidemiology and Molecular Typing of *Trypanosoma cruzi* in Naturally-Infected Hound Dogs and Associated Triatomine Vectors in Texas, USA. PLoS Negl Trop Dis. 2017 Jan 17. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/28095511/>

76. Estrada-Franco JG, Bhatia V, Diaz-Albiter H, Ochoa-Garcia L, Barbabosa A, Vazquez-Chagoyan JC, et al. Human *Trypanosoma cruzi* Infection and Seropositivity in Dogs, Mexico. *Emerg Infect Dis*. 2006; 12(4):624. /pmc/articles/PMC3294681/
77. Arce-Fonseca M, Carrillo-Sánchez SC, Molina-Barrios RM, Martínez-Cruz M, Cedillo-Cobián JR, Henao-Díaz YA, et al. Seropositivity for *Trypanosoma cruzi* in domestic dogs from Sonora, Mexico. *Infect Dis Poverty*. 2017 Sep 5; 6(1):1–7. <https://link.springer.com/articles/10.1186/s40249-017-0333-z>

ANEXOS

Consentimiento informado para colocación de trampas y autorización de toma de muestras sanguíneas de animales domésticos

Fecha: _____

**Maestría en Salud Pública
Instituto en Ciencias Biomédicas**

Carta de consentimiento informado

Apreciable Señor (a):

Por medio de la presente, le hacemos una atenta invitación para participar en el proyecto de investigación "BÚSQUEDA DE TRIATOMINOS HEMATÓFAGOS Y PREVALENCIA DE TRYPANOSOMA CRUZI EN EL VECTOR Y ANIMALES DOMÉSTICOS EN CIUDAD JUÁREZ", el cual tiene como objetivo buscar al vector de la enfermedad de Chagas y evaluar si en los animales domésticos está el agente infeccioso llamado *Trypanosoma cruzi*, a través de muestras sanguíneas, así como de colocación de trampas. El estudio planea llevarse a cabo a lo largo de la zona conurbana región oeste y este de la ciudad y se pretende incluir domicilios que cumplan con los siguientes criterios:

- Domicilio ubicado dentro de la zona de estudio.
- El domicilio se encuentra habitado por al menos una persona.
- En el domicilio se cuenta con animales de traspatio (cerdos, vacas, cabras, caballos, borregos y/ o gallinas) y/ o perros / gatos.

En caso de que usted decida participar, un profesional veterinario visitará su domicilio se asegurará de que su domicilio cumple con los criterios de inclusión, una vez contando con su consentimiento y firma del mismo se procederá a tomar una muestra sanguínea (1.5 ml de sangre entera y posteriormente preservarla en un tubo vacutainer lila con anticoagulante EDTA), con el fin de evaluar la presencia de *Trypanosoma cruzi* a través de PCR sin ningún costo y los resultados se harán llegar al responsable del animal/ mascota en forma individual y privada.

Si usted decide participar en el estudio, tiene toda la libertad de preguntar cualquier duda en cualquier momento en relación con el proyecto de investigación, así como en la toma de muestras.

Debe considerar que su participación en la investigación es totalmente voluntaria, en caso de decidir no participar o interrumpir su participación, esto es totalmente valido y no amerita alguna sanción. En cuanto a los riesgos por participar en la investigación estos son bajos y las molestias a la mascota u animal no implican

riesgos a su salud, solo una ligera molestia asociada a la punción para la obtención de la muestra e incluso ligera inflamación o aparición de hematoma secundario a la punción que desaparecerá en un lapso de 3 días, sin necesidad de tratamiento médico.

Si decide participar en cuanto a los datos brindados por el participante, son totalmente confidenciales y obtenidos con el fin de obtener una previa autorización y conocimiento de querer participar, pero no serán utilizados con ningún otro fin, nadie más tendrá acceso deliberado a ellos. Respecto a los datos obtenidos de la investigación serán publicados solo con fines académicos y científicos.

En caso de tener alguna duda, queja o aclaración favor de llamar al teléfono 656- 196- 01- 07 en un horario de 9 am a 9 pm y en caso de sentir vulnerados sus derechos, puede comunicarse con la Dra. Gwendolyne Peraza Mercado y/o Dra. Fany Thelma Solís Rodríguez, Presidente y Secretaria del Comité de Ética en la Investigación de la UACJ, a los correos gperaza@uacj.mx y fany.solis@uacj.mx.

Firma de consentimiento informado

De aceptar participar en el proyecto le pedimos amablemente rellenar los siguientes campos y firmar al final.

Yo _____ declaro que se me ha informado y explicado previamente sobre el objetivo de la investigación, en que consiste mi participación y toma de muestras de la o las mascotas o animales domésticos, el tiempo de duración, los riesgos que implica, los cuidados y medidas que se deben tener y en dado caso de alguna inconformidad o duda sé a dónde debo comunicarme inmediatamente.

Datos de mascota/animal doméstico del que se obtiene la muestra:

Nombre: _____

Especie: _____ Sexo: Macho Hembra

Firma del dueño o responsable

Nombre del testigo: _____

Firma: _____