



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA**

**UNIDAD ACADÉMICA**

**FACULTAD DE BIOLOGÍA**

**MAESTRÍA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS**

**Hábitos tróficos de los vectores de *Trypanosoma cruzi* en el estado  
de Sinaloa**

**Tesis que presenta:  
Iliana Cota Gerardo**

**Para obtener el grado de Maestría en Ciencias Biológicas**

**Directores**

**Dr. Hipólito Castillo Ureta  
Dr. José Marcial Zazueta Moreno**

**Asesores**

**Dr. Edith Hilario Torres Montoya  
Dr. José Israel Torres Avendaño**

**Revisora**

**Dra. Luz Isela Peinado Guevara**



**Culiacán, Sinaloa, Agosto de 2023**



Dirección General de Bibliotecas  
Ciudad Universitaria  
Av. de las Américas y Blvd. Universitarios  
C. P. 80010 Culiacán, Sinaloa, México.  
Tel. (667) 713 78 32 y 712 50 57  
dgbuas@uas.edu.mx

## UAS-Dirección General de Bibliotecas

### Repositorio Institucional Buelna

#### Restricciones de uso

Todo el material contenido en la presente tesis está protegido por la Ley Federal de Derechos de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

Queda prohibido la reproducción parcial o total de esta tesis. El uso de imágenes, tablas, gráficas, texto y demás material que sea objeto de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente correctamente mencionando al o los autores del presente estudio empírico. Cualquier uso distinto, como el lucro, reproducción, edición o modificación sin autorización expresa de quienes gozan de la propiedad intelectual, será perseguido y sancionado por el Instituto Nacional de Derechos de Autor.

Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons Atribución-No Comercial  
Compartir Igual, 4.0 Internacional



## AGRADECIMIENTOS

Agradezco a la Universidad Autónoma de Sinaloa, a la Facultad de Biología, al cuerpo académico vida silvestre y biología molecular por brindarme la oportunidad de realizar mis estudios de maestría. Así mismo al CONAHCYT por el estímulo económico brindado. Al Dr. Hipólito Castillo Ureta y Dr. José Marcial Zazueta Moreno por su importante aporte como directores de tesis, por su tiempo, disposición y acompañarme durante todo el proceso. Al Dr. Edith Hilario Torres Montoya por su apoyo y su disposición para siempre tener un buen consejo ya fuera académico o personal. Al Dr. José Israel Torres Avendaño y la Dra. Luz Isela Peinado Guevara como asesor y revisora.

Les agradezco ampliamente a mis compañeras de maestría Mafer y Selene, a mis compañeros de laboratorio que fueron una parte muy importante durante la maestría, en especial a Valeria y Antonio a quienes considero muy buenos amigos y fueron un gran apoyo emocional, metodológico y técnico (gracias por soportarme).

A mis padres Cesar Raúl Cota Beltrán y Ana Lilia Gerardo Flores gracias a su esfuerzo, dedicación y su ejemplo esto es posible, su amor y apoyo es lo más valioso que tengo.

A mi hermano que siempre ha creído y confiado en mí sea cual sea la situación, a mis hermanas Mónica y Anabel que por destino nos unimos de ese modo y a sus familias que han sido parte muy importante de todos mis procesos personales y académicos.

A mi esposo Marcial que es mi apoyo incondicional que me impulsa a crecer y ser mejor cada día.

# INDICE

RESUMEN .....	1
ABSTRACT .....	2
I. INTRODUCCIÓN .....	3
II. ANTECEDENTES .....	6
2.1 Tripanosomas .....	6
2.2 <i>Trypanosoma cruzi</i> .....	7
2.3 Enfermedad de Chagas .....	8
2.4 Epidemiología.....	9
2.5 Ciclo de vida de <i>Trypanosoma cruzi</i> .....	9
2.6 Vías de transmisión de la enfermedad de Chagas .....	11
2.6.1 Transfusional .....	11
2.6.2 Oral .....	11
2.6.3 Embarazo y transmisión congénita.....	11
2.6.4 Trasplantes de órganos .....	12
2.5 Factores de riesgo asociados a la infección por <i>T. cruzi</i> .....	12
2.6 Vectores involucrados en la transmisión de <i>Trypanosoma cruzi</i> .....	12
2.7 Hospederos vertebrados de <i>Trypanosoma cruzi</i> .....	17
2.8 Ciclos de transmisión .....	17
2.9 Hábitos tróficos de los vectores de <i>Trypanosoma</i> .....	18
2.10 Hábitos tróficos de los vectores.....	19
III. PLANTEAMIENTO DE PROBLEMA .....	20
IV. JUSTIFICACIÓN .....	21
V. HIPÓTESIS .....	22
VI. OBJETIVOS.....	23
6.1 Objetivo general .....	23
6.2 Objetivos específicos.....	23
VII. MATERIALES Y MÉTODOS .....	24
7.1 Área de estudio .....	24
7.2 Tipo de estudio .....	25
7.3 Muestra .....	25
7.4 Tamaño de muestra.....	26
7.5 Tipo de muestreo .....	26

7.6 Criterios de inclusión.....	26
7.7 Criterios de exclusión .....	26
7.8 Criterios de eliminación.....	26
7.9 Metodología.....	27
7.9.1 Captura de triatominos .....	27
7.9.2 Identificación morfológica de los triatominos.....	28
7.9.3 Determinación de la prevalencia de <i>Trypanosoma cruzi</i> en los triatominos identificados .....	29
7.9.3.1 Detección de <i>Trypanosoma cruzi</i> en triatominos .....	29
7.9.3.2 Identificación molecular de especies de <i>Trypanosoma</i> y de triatominos .....	30
7.9.4 Determinación de los hábitos tróficos de triatominos. ....	30
7.9.5 Análisis estadístico .....	32
VIII. RESULTADOS .....	33
8.1 Identificación morfológica de las especies de triatominos recolectados.....	33
8.1.1 Identificación morfológica de <i>Triatoma longipennis</i> .....	34
8.1.2 Identificación morfológica de <i>Triatoma recurva</i> .....	35
8.1.3 Identificación morfológica de <i>Triatoma indictiva</i> Neiva 1912 .....	36
8.2 Triatominos recolectados por localidad.....	37
8.3 Detección molecular de <i>T. cruzi</i> en los triatominos recolectados en el Estado de Sinaloa 39	
8.4 Positividad de los triatominos a <i>T. cruzi</i> por sexo.....	42
8.5 Positividad de <i>T. cruzi</i> de los triatominos por especie .....	43
8.6 Detección de fuentes de alimentación .....	45
8.7 Fuentes de alimentación de triatominos por sitio .....	46
8.8 Fuentes de alimentación de triatominos por especie .....	49
IX. DISCUSIÓN.....	50
X. CONCLUSIÓN .....	56
XI. PERSPECTIVAS .....	57
XIV. FINANCIAMIENTO .....	58
XV. BIBLIOGRAFÍA.....	59

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Tripomastigote de <i>T. cruzi</i> en un frotis de sangre fino teñido con Giemsa.....	8
Figura 2. Signos de la fase aguda de la enfermedad de Chagas.....	9
Figura 3. Ciclo de vida de <i>Trypanosoma cruzi</i> .....	11
Figura 4. Ciclo de vida de <i>T. brasiliensis</i> .....	15
Figura 5. Distribución de especies de triatominos de mayor importancia epidemiológica en países de América.....	17
Figura 6. Mapa de los sitios de muestreo.....	26
Figura 7. Búsqueda manual de Triatominos.....	29
Figura 8. Corte y lavado de la región abdominal de ninfa de <i>Triatoma spp.</i> .....	30
Figura 9. Especies de triatominos recolectados representados en porcentajes.....	34
Figura 10. Identificación morfológica de <i>Triatoma longipennis</i> Usinger 1939.....	35
Figura 11. Identificación morfológica de <i>Triatoma recurva</i> Neiva 1914.....	36
Figura 12. Identificación morfológica de <i>Triatoma indictiva</i> Neiva 1912.....	38
Figura 13. Sexo de los triatominos recolectados representados en porcentajes.....	40
Figura 14. Detección de <i>T. cruzi</i> .....	41
Figura 15. Triatominos positivos a ADN de <i>Trypanosoma cruzi</i> clasificados por sitio de muestreo.....	42
Figura 16. Triatominos positivos a <i>T. cruzi</i> por municipio representados en porcentajes.....	43
Figura 17. Triatominos positivos a ADN de <i>Trypanosoma cruzi</i> clasificados por sexo.....	44
Figura 18. Triatominos positivos a ADN de <i>Trypanosoma cruzi</i> clasificados por especie.....	45
Figura 19. Triatominos positivos a ADN de <i>Trypanosoma cruzi</i> clasificados por especie.....	46
Figura 20. Detección de ADN de vertebrados en muestras.....	47
Figura 21. Electroforesis en gel de poliacrilamida al 8% a partir de digestiones enzimáticas de producto de PCR positivo a ADN de vertebrado, patrón de bandeo correspondiente a humano.....	49

## INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Cantidad de triatominos recolectados por localidad.....	39
--	----

## RESUMEN

La enfermedad de Chagas es causada por el protozoo flagelado *Trypanosoma cruzi* es considerada de importancia en los sistemas de salud pública y pertenece al listado de enfermedades tropicales desatendidas y transmitidas por vectores de la Organización Mundial de la Salud (OMS) siendo endémica en al menos 21 países de las Américas. La principal vía de transmisión es la vectorial representada por insectos hematófagos comúnmente llamados chinches besuconas (Hemiptera: Reduviidae) y ocurre por el contacto con las heces de los insectos infectados con el protozooario. En el presente estudio se realizó un muestreo a conveniencia donde se incluyeron triatominos de cuatro municipios del estado de Sinaloa. Los triatominos adultos fueron identificados morfológicamente con las claves dicotómicas de Lent y Wygodzinski 1979, analizados por PCR y RFLP's para la detección de *T. cruzi* y detección de ADN de vertebrados para identificar la fuente de alimentación. Obteniendo como resultados la identificación de tres especies de triatominos; *T. longipennis*, *T. recurva* y *T. indictiva* con una tasa de infección natural de 68.3% en el estado de Sinaloa. La principal fuente de alimentación detectada en las especies *T. longipennis* y *T. recurva* correspondió a ADN de humano, vaca, perro y gato, mientras que para la especie *T. indictiva* solo se detectó ADN humano. Dichos resultados sugieren que en Sinaloa la tasa de infección natural de los triatominos que se encuentran principalmente en zonas peri domésticas es alta y como fuente de alimentación principal participan los humanos, animales de traspatio y compañía lo que podría representar un problema de salud pública.

**Palabras clave:** *Trypanosoma cruzi*, Triatominos, enfermedad de Chagas

## ABSTRACT

Chagas disease is caused by the flagellate protozoan *Trypanosoma cruzi*, it is considered important in public health systems and belongs to the list of neglected tropical diseases and it is transmitted by vectors. According to the World Health Organization (WHO), it is endemic in at least 21 countries of the Americas. The main way of transmission is by vectors, mainly, by hematophagous insects commonly called kissing bugs (Hemiptera: Reduviidae) and occurs by contact with the feces of insects infected with the protozoan. In the present study, a convenience sampling was carried out where triatomines from four municipalities of the State of Sinaloa were included. Adult triatomines were morphologically identified with the dichotomous keys of Lent and Wygodzinski 1979, analyzed by PCR and RFLP's for the detection of *T. cruzi* and vertebrate DNA detection to identify blood meals. Obtaining as results the identification of three species of triatomines; *T. longipennis*, *T. recurva* and *T. indictiva* with a natural infection rate of 68.3% in Sinaloa. Human, cow, dog and cat DNA were detected as blood meals in triatomines of the species *T. longipennis* and *T. recurva*, while only human DNA was detected for the species *T. indictiva*. These results suggest that in Sinaloa the natural infection rate of triatomines that are found mainly in peri-domestic areas is high and that humans, backyard and companion animals participate as the main food source, which could represent a public health problem.

Key words: *Trypanosoma cruzi*, Triatomines, Chagas disease

## I. INTRODUCCIÓN

La enfermedad de Chagas es causada por el protozoo flagelado *Trypanosoma cruzi* es considerada de importancia en los sistemas de salud pública y pertenece al listado de enfermedades tropicales desatendidas y transmitidas por vectores de la Organización Mundial de la Salud (OMS) siendo endémica en al menos 21 países de las Américas (Kropf. 2011; Durante y González, 1994; OPS/OMS, 2019). Esta enfermedad tiene como características clínicas en su fase aguda: hinchazón en la zona de inoculación, fiebre, erupciones cutáneas pérdida de apetito, y en su fase crónica agrandamiento de órganos como: corazón, hígado e intestinos (Guhl. 2009). Se estima que 100 millones de personas viven en condiciones de riesgo de contraer la infección, alrededor 12,000 muertes y 30,000 casos nuevos se registran cada año (OPS/OMS. 2019). En México el boletín epidemiológico nacional cerró el año 2022 con 10 casos de tripanosomiasis aguda y 834 casos de tripanosomiasis crónica en 30 Estados (DGE., 2022). Entre las principales vías de transmisión de la infección se encuentran transfusiones sanguíneas, el embarazo, trasplantes de órganos, transmisión oral por la ingesta de alimentos contaminados y la vía principal la representa la transmisión vectorial (Cevallos y Hernández., 2014; Filigheddu et al., 2017; Toso et al., 2011; Ghul., 009). La transmisión vectorial la representan insectos hematófagos comúnmente llamados chinches besuconas (Hemiptera: Reduviidae) y ocurre por el contacto con las heces de los insectos infectados con el protozoo; se han descrito alrededor de 154 especies de 18 géneros distintos, los géneros de mayor importancia vectorial son: *Triatoma*, *Rhodnius* y *Pastrongylus* (Catalá et al., 1997; Rojo-Medina et al., 2018). Algunas de las especies con mayor importancia epidemiológica en la transmisión de *Trypanosoma cruzi* son: *Rhodnius prolixus*, *Triatoma barberi*, *Triatoma dimidiata*, *Triatoma infestans*, *Triatoma brasiliensis*, *Triatoma megistus* y *Triatoma longipennis*, (Bern et al., 2019).

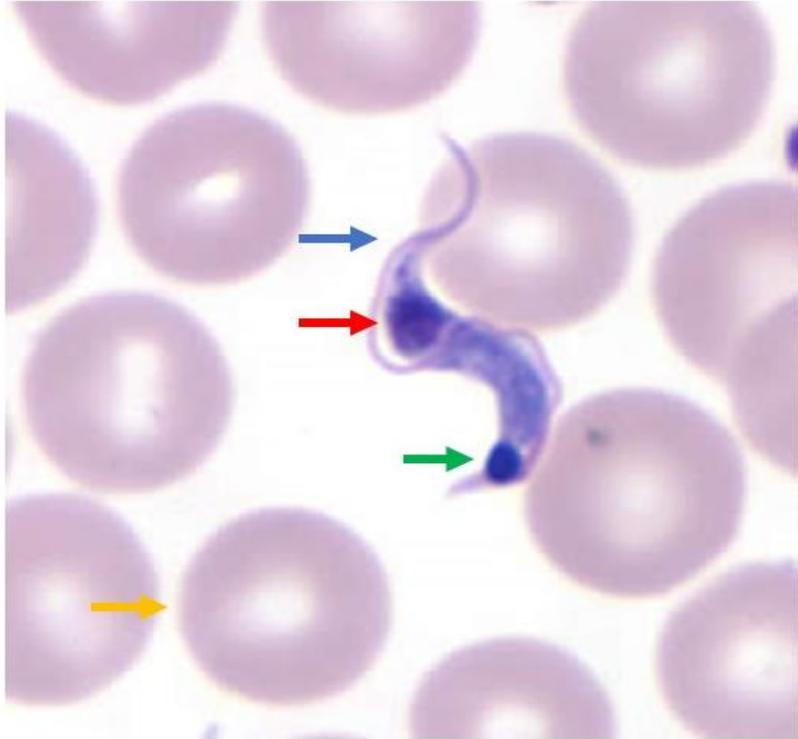
En México los principales vectores son: *Triatoma longipennis*, *Triatoma pallidipennis* y *Triatoma dimidiata* (Rojo-Medina et al., 2018). En Sinaloa se han reportado ejemplares de *T. longipennis*, *T. sinaloensis*, *T. gerstaeckeri*, *T. rubida*, *T. recurva*, *T. indictiva* (Zarate y Zarate., 1985; Lent y Wygodzinsky., 1979). Una característica importante de estos vectores es la necesidad de ingesta de sangre, de lo cual depende su tiempo de desarrollo en cada uno de sus estadios ninfales, la fecundidad y ovogénesis; debido a esta característica del contacto recurrente con sus fuentes de alimentación se incrementa la probabilidad de infección del vector y la posterior transmisión del parásito a otros hospederos (Telleria et al., 2017; Nattero et al.2013). Con relación a los hábitos tróficos de los vectores, estudios en el continente americano incluyendo algunos estados de México (Yucatán, Michoacán y Veracruz) han reportado como fuentes de alimentación a vertebrados domésticos y silvestres tales como: humanos, roedores, cánidos, aves, felinos, bovinos, suidos, marsupiales, prociónidos, tayasuidos y cérvidos (Ibáñez-Cervantes et al., 2013; Torres-Montero et al., 2012; Moo-Millan et al., 2019). Consistente con la determinación de los hábitos tróficos en distintas regiones, se ha demostrado que algunos vertebrados de los cuales se alimentan estos vectores también desempeñan un papel como hospederos o reservorios del parásito (Barretto., 1964; Martínez-Ibarra et al., 2023). De acuerdo con el comité regional de la Organización Mundial de la Salud (OMS) para las Américas, es necesario que se establezcan estrategias específicas para la vigilancia y el manejo integrado de los vectores de las enfermedades infecciosas desatendidas y para fortalecer la prevención de determinadas zoonosis desatendidas mediante un enfoque de salud pública veterinaria y “una salud”, hecho que incluye el estudio de todos los actores involucrados en los ciclos biológicos de parásitos como *Trypanosoma* spp, a fin de generar la información necesaria que contribuya al desarrollo y aplicación de mejores estrategias de prevención y vigilancia epidemiológica regional en los países considerados endémicos para la enfermedad por lo cual en el presente

trabajo se plantea el estudio de los hábitos tróficos de los vectores en el estado de Sinaloa con la finalidad de aportar al conocimiento de los vectores en el país.

## II. ANTECEDENTES

### 2.1 Tripanosomas

Los tripanosomas son parásitos flagelados que pertenecen al reino *Protista*, filo *Sarcomastigophora*, clase *Zoomastigophorea* y orden *Kinetoplastida* y a la familia *Trypanosomatidae*. Se caracterizan por tener un organelo especializado llamado kinetoplasto el cual contiene ADN (Eloy y Lucheis., 2009) (Figura 1). Estos parásitos pueden adoptar distintas formas a lo largo de su ciclo de vida por lo cual se consideran polimórficos y su división es mediante fisión binaria longitudinal (Urbina *et al.*, 2003). Entre las especies de tripanosomátidos que tienen la capacidad de parasitar a vertebrados destacan *T. congolensis*, *T. vivax*, *T. equiperdum*, *T. brucei*, *T. evansi*, *T. rangeli* y *T. cruzi* (Herrera *et al.*, 2005). Actualmente *T. cruzi* representa uno de los mayores retos en salud pública a nivel mundial debido a su alta tasa de morbimortalidad (Lidani *et al.*, 2019).



**Figura 1. Tripomastigote de *T. cruzi* en un frotis de sangre fino teñido con Giemsa.** Se indica con flecha verde: kinetoplasto, flecha roja: núcleo, flecha azul: flagelo, flecha amarilla: eritrocitos. Modificado de: Tripanosomiasis americana. Centros de Control de enfermedades (2021, 14 de junio). Cdc.Gov.<https://www.cdc.gov/dpdx/trypanosomiasisamerican/index.html>

## ***2.2 Trypanosoma cruzi***

El protozoo flagelado *T. cruzi* fue descrito por primera vez en 1909 por Carlos Justiniano Ribeiro Das Chagas médico e investigador brasileño quien aportó información detallada sobre el patógeno, el vector que lo transmitía, las manifestaciones clínicas y su epidemiología (Chagas., 1909; Kropf. 2011). *T. cruzi* posee un cuerpo pequeño y alargado de aproximadamente 20  $\mu\text{m}$  de largo por 1  $\mu\text{m}$  de ancho, con un flagelo y membrana ondulada que ayudan a la movilidad del parásito Este protozoo es considerado de importancia en salud pública por ser el agente

etiológico de la enfermedad de Chagas la cual es endémica en al menos 21 países de las Américas (Durante y González., 1994; OPS/OMS. 2019).

### 2.3 Enfermedad de Chagas

La enfermedad de Chagas en su fase aguda o temprana tiene como características diversos signos y síntomas que se presentan durante las semanas posteriores a la infección como pueden ser hinchazón en la zona de inoculación también llamado “Chagoma” o en el caso de que la inoculación sea a través de la conjuntiva ocular provocando una inflamación palpebral conocido como “signo de Romaña” (Figura 2), fiebre, erupciones cutáneas, pérdida de apetito, dolor de cuerpo, por lo general sintomatología similar a un resfriado, lo cual dificulta el diagnóstico oportuno, y en la fase crónica la cual se suele presentar años e incluso décadas después de la infección se presenta agrandamiento de órganos causando megaesófago, megacolon, esplenomegalia, hepatomegalia y principalmente ocasionando afecciones cardiacas potencialmente mortales (Guhl. 2009).



**Figura 2. Signos de la fase aguda de la enfermedad de Chagas. A) Signo de Romaña y B)**

Chagoma en antebrazo. Tomado de: <http://weboland-globalenvironmentalhealth.blogspot.mx/2011/06/parasitic-diseases.html>

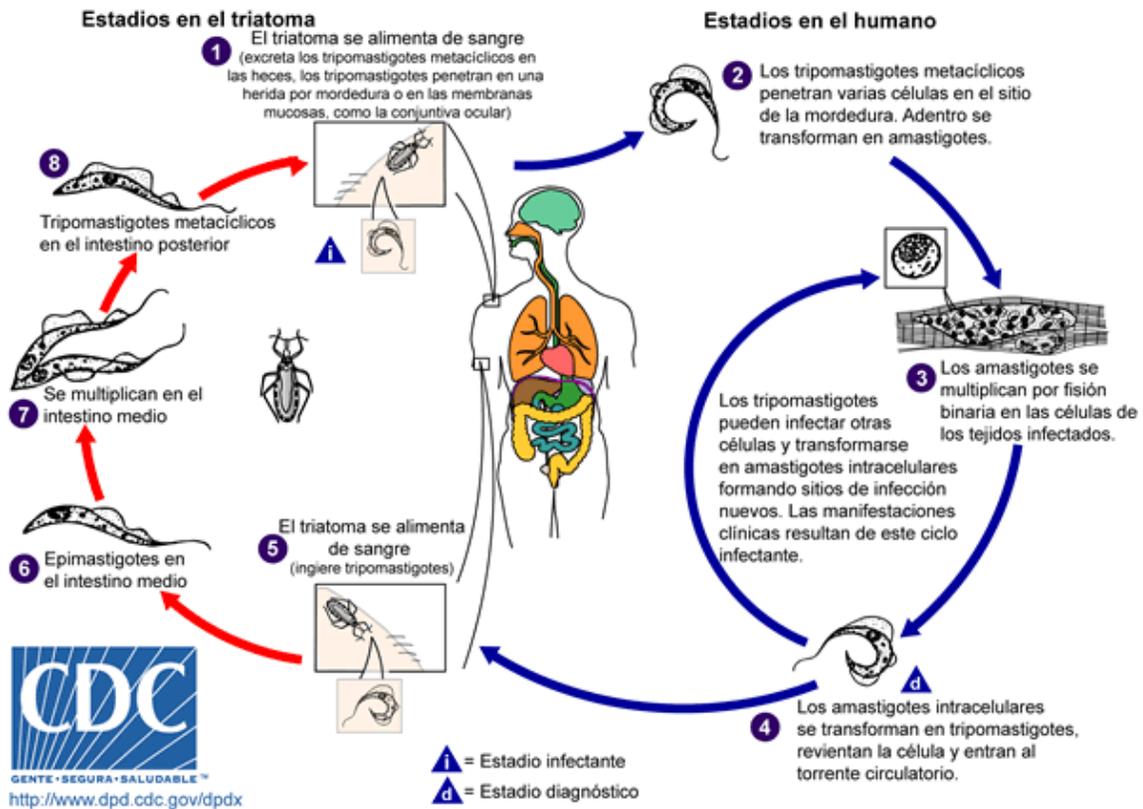
## **2.4 Epidemiología**

Se estima que 100 millones de personas en los países de las Américas viven en condiciones de riesgo para contraer la infección y alrededor de 30,000 casos nuevos se registran cada año. (OPS/OMS. 2021). En México en 2022 se reportaron en el boletín epidemiológico nacional 10 casos de tripanosomiasis aguda y 834 casos de tripanosomiasis crónica en 30 estados (Baja California Sur, Campeche, Coahuila, Colima, Chiapas, Chihuahua, Ciudad de México, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Michoacán, Nayarit, Nuevo león, Oaxaca, Querétaro, Quintana Roo, San Luis Potosí, Sinaloa, Sonora, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz, Yucatán) de los cuales 14 casos de tripanosomiasis crónica se reportaron en el estado de Sinaloa (DGE. 2022). Sin embargo, no se cuenta con reportes estatales oficiales de casos de tripanosomiasis en Sinaloa.

## **2.5 Ciclo de vida de *Trypanosoma cruzi***

El ciclo de vida de *T. cruzi* es heteroxeno incluyendo por lo menos un hospedero vertebrado y un artrópodo vector. El ciclo inicia cuando el vector consume tripomastigotes provenientes de un vertebrado infectado, posteriormente estos se convierten en epimastigotes estableciendo una infección en el intestino medio anterior del vector, extendiéndose a la parte posterior del intestino donde se multiplican por fisión binaria longitudinal y se transforman en epimastigotes metacíclicos estableciendo una infección crónica en el triatomino, el cual excreta parásitos en cada evacuación (Vallejo et al., 2015; Azambuja y García., 2005). El ciclo se completa cuando el vector infectado se alimenta de nuevo de un hospedero vertebrado y excreta heces contaminadas con epimastigotes metacíclicos cerca de la zona de punción. Los epimastigotes al entrar en contacto con la lesión son capaces de infectar cualquier tipo de célula nucleada y

transformarse en amastigotes los cuales se multiplican hasta lisis de la célula liberando al parásito al torrente sanguíneo como trypomastigotes (Zingales et al., 2009) (Figura 3).



**Figura 3.** Ciclo de vida de *Trypanosoma cruzi*. Tomado de Centros de Control y prevención de Enfermedades.

## **2.6 Vías de transmisión de la enfermedad de Chagas**

### **2.6.1 Transfusional**

La transmisión de la enfermedad de Chagas se da a través de la transfusión de sangre de un donador infectado al receptor y se considera la segunda vía de transmisión más importante después de la vectorial, este tipo de transmisión se reporta en mayores proporciones en zonas no endémicas como países del continente europeo, esto debido a la migración de personas infectadas desde zonas endémicas (Ghul. 2009).

### **2.6.2 Oral**

La transmisión del parásito por vía oral se asocia al consumo de alimentos y/o bebidas preparadas a base de frutas o vegetales contaminados con heces de triatomíneos o secreciones de mamíferos infectados, siendo esta vía de transmisión efectiva debido a la afinidad de los tripomastigotes metacíclicos a las mucosas y resulta la más asociada con manifestaciones graves como miocarditis representando un pronóstico de alta mortalidad (Filigheddu et al., 2017; Toso et al., 2011).

### **2.6.3 Embarazo y transmisión congénita**

Este tipo de transmisión ocurre de madre a hijo durante el embarazo o en el momento del parto, sin embargo, resulta difícil delimitar en qué etapa se transmite la infección en cada uno de los embarazos y se relaciona en mayor proporción a comunidades rurales sin embargo en los últimos años la migración ha incrementado esta transmisión en zonas urbanas (Cevallos y Hernández., 2014; OMS., 2021).

#### **2.6.4 Trasplantes de órganos**

Esta transmisión se presenta principalmente de donantes de órganos infectados a receptores sanos siendo el principal tipo de trasplante riñón, seguido por corazón, médula ósea y páncreas, representando una vía importante de transmisión debido a la falta de protocolos para el tamiz de *T. cruzi* en donadores de bancos de sangre (Guhl. 2009).

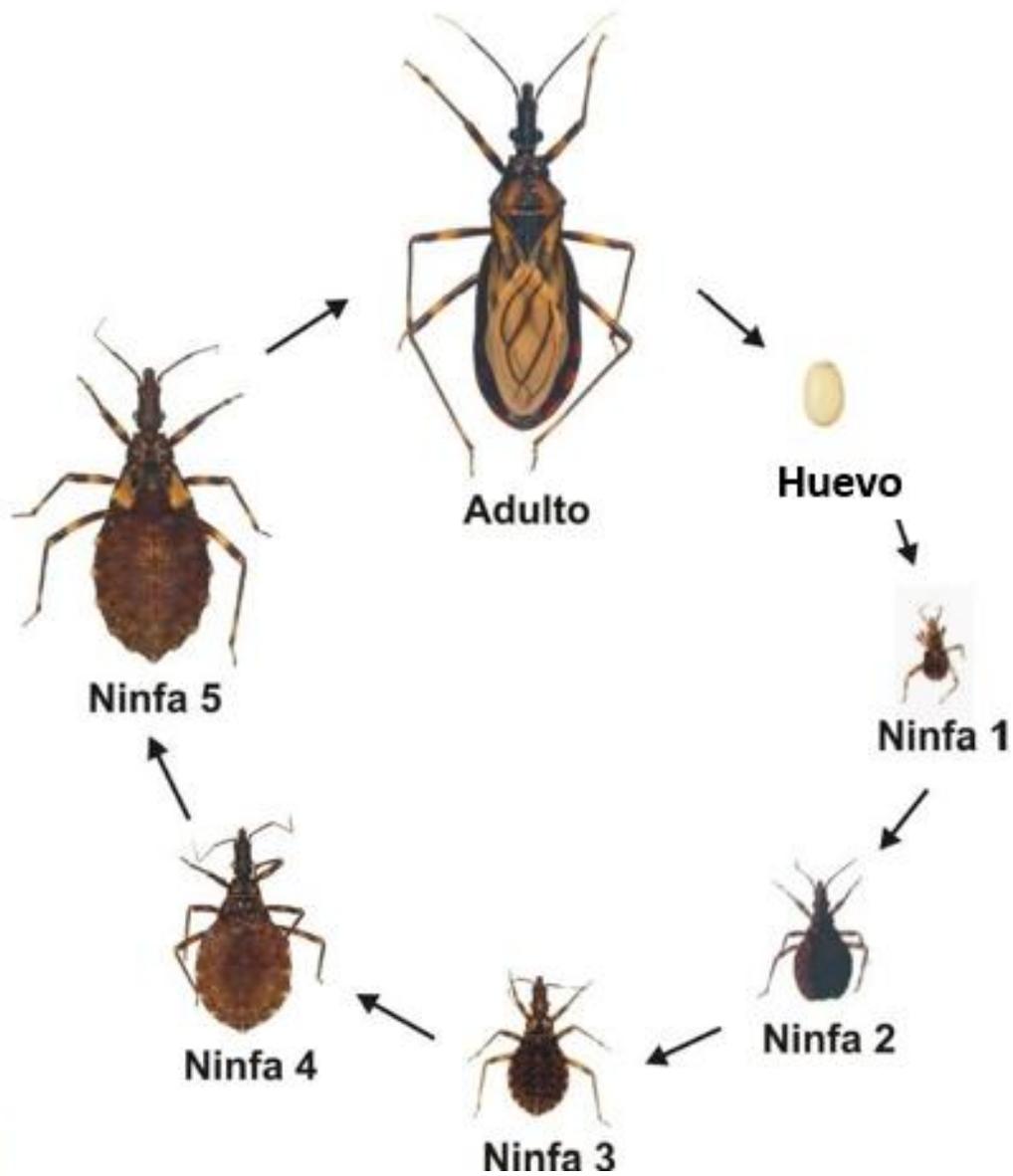
#### **2.5 Factores de riesgo asociados a la infección por *T. cruzi***

La enfermedad de Chagas es considerada desatendida u olvidada debido a que afecta principalmente a poblaciones rurales que reciben poca atención en el ámbito de la salud (Lambarri. 2022). Dentro de los factores de riesgo asociados a altas tasas de infestación e infección natural de los vectores en áreas domiciliarias estas se relacionan en su mayoría a las condiciones de vivienda, aspectos socioeconómicos, ambientales y ecológicos lo cual se relaciona con altas tasas de seroprevalencia en comunidades rurales (Castillo et al., 2022; Sánchez et al., 2021; Pineda et al., 2022).

#### **2.6 Vectores involucrados en la transmisión de *Trypanosoma cruzi***

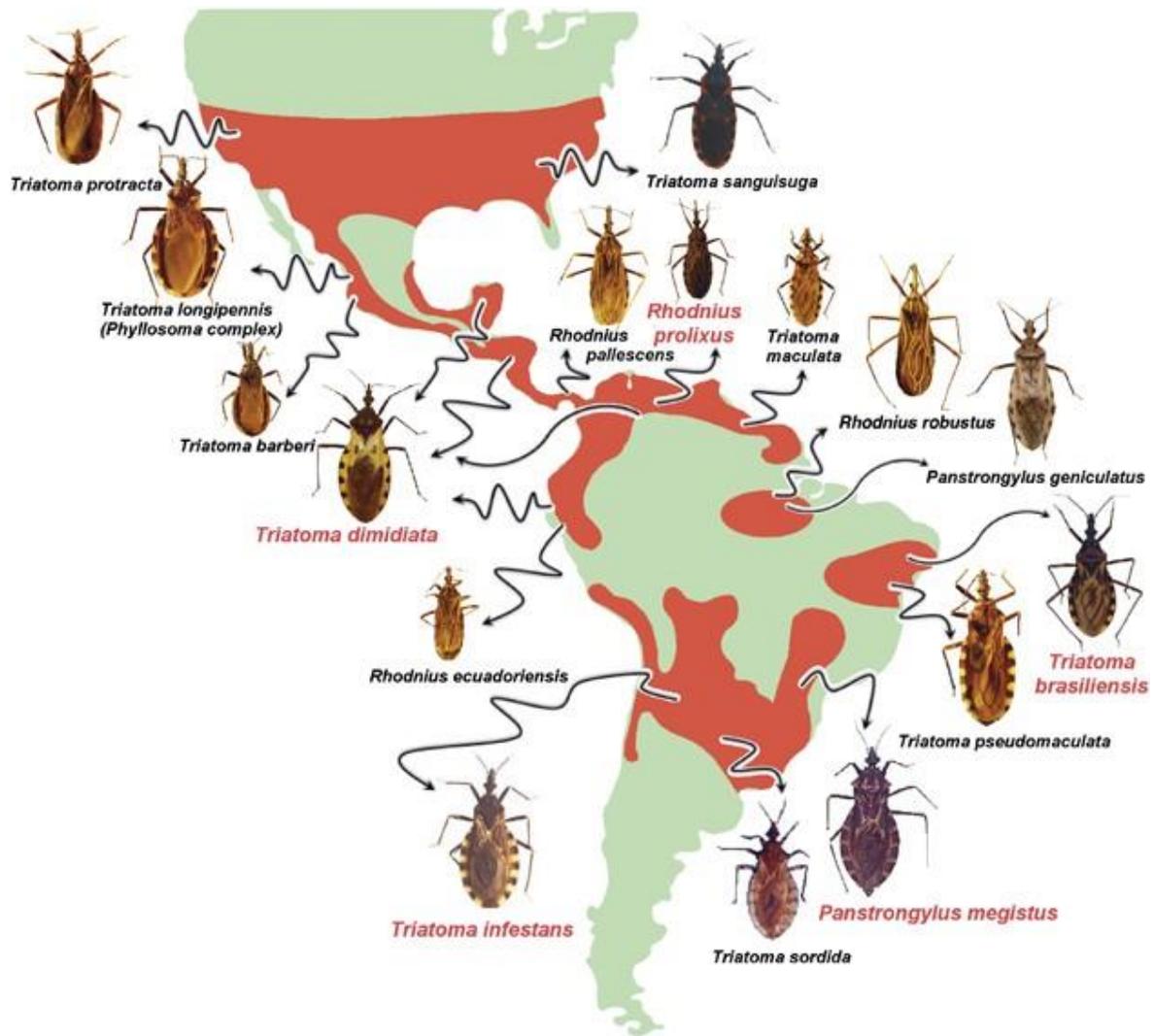
La principal vía de transmisión de *Trypanosoma cruzi* es por insectos hemípteros (triatominos pertenecientes al orden *Hemiptera*, familia *Reduviidae*, subfamilia *triatrominae*) comúnmente llamados “chinchés besucosnas”, “vinchucas”, “reduvidos”, “chinchés compostela”, estos insectos oscilan en tamaño de 0.5 a 5cm y se alimentan estrictamente de sangre alcanzando a ingerir hasta 9 veces su peso (Balan et al., 2011). Entre las características morfológicas de la subfamilia *Triatominae* destaca que su cuerpo está dividido en tres regiones las cuales son:

cabeza la cual se caracteriza por la presencia de un aparato bucal denominado rostrum adaptado para alimentarse, tórax la cual está dividido en tres secciones (pro-torax, meso-torax y metatórax) y abdomen que puede ser convexo o plano, las hembras por lo general son más grandes que los machos y poseen órganos genitales externos visibles (Lent y wigodzinky, 1979). Su desarrollo procede de huevos y posteriormente cinco etapas ninfales previas a su diferenciación como adultos donde se caracterizan por la presencia de alas, durante un periodo de entre 4 y 12 meses dependiendo las condiciones ambientales y la especie (Sanmartino et al., 2015) (Figura 4).



**Figura 4. Ciclo de vida de *T. brasiliensis*:** huevo, ninfa 1 (ninfa de primer estadio), ninfa 2 (ninfa de segundo estadio), ninfa 3 (ninfa de tercer estadio), ninfa 4 (ninfa de cuarto estadio), ninfa 5 (ninfa de quinto estadio), adulto. Modificada de: Siliana-Martins., 2012.

La subfamilia Triatominae divide en 18 géneros y más de 150 especies descritas en países del continente Americano, la mayoría de las especies descritas presentan la capacidad de transmitir el parásito *T. cruzi* a animales silvestres, domésticos y humanos (Bern et al., 2019; Galvão et al., 2003). Algunas de las especies con mayor importancia epidemiológica son: *Rhodnius prolixus*, *T. barberi*, *T. dimidiata*, *T. infestans*, *T. brasiliensis*, *T. megistus* y *T. longipennis* (Bern et al., 2019). En México todas las especies de triatominos se consideran vectores potenciales de *T. cruzi* y se han reportado 32 transmisores de distintos géneros dentro de los cuales *Dipetalogaster*, *Meccus* y ocho especies del género *Triatoma* son propios de México (Salazar et al., 2010). No obstante, las especies con hábitos intradomiciliarios *T. longipennis*, *T. dimidiata* y *T. Barberi* son las principales transmisoras en México, siendo reportadas en regiones del norte, centro y sur del país (Gourbière et al., 2012; Salazar et al., 2005) (Figura 5). En Sinaloa se han reportado ejemplares de *T. longipennis*, *T. sinaloensis*, *T. gerstaeckeri*, *T. rubida*, *T. indictiva* y *T. recurva* (Zarate y Zarate., 1985; Lent y Wygodzinsky., 1979)



**Figura 5. Distribución de especies de triatominos de mayor importancia epidemiológica en países de América.** Las áreas marcadas en rojo indican su distribución geográfica, las especies en rojo se consideran las de mayor importancia en la zona. Tomada de Gourbière et al., 2012.

## **2.7 Hospederos vertebrados de *Trypanosoma cruzi***

Alrededor de 150 especies de mamíferos tanto silvestres como domésticos participan como hospederos de *T. cruzi* (Arenas et al., 2012). Entre los principales hospederos del parásito en el ámbito silvestre se encuentran marsupiales, roedores, murciélagos, primates entre otros, mientras que entre los reservorios domésticos se encuentran mamíferos como perros, gatos, ratones y humanos (Barretto., 1964). En México se han reportado infecciones en ardillas, cerdos, armadillos, tlacuaches, gatos y principalmente en cánidos domésticos debido a la posibilidad de infección mediante inoculación del parásito como por ingestión de éste (Martínez-Ibarra et al., 2023).

## **2.8 Ciclos de transmisión**

Se han descrito tres ciclos de transmisión de *T. cruzi* : 1) el enzoótico o selvático incluye un amplio número de especies de mamíferos salvajes y triatomíneos que cohabitan en ecotopos selváticos, 2) el ciclo peridoméstico que ocurre entre animales domésticos de traspatio y triatomíneos que son atraídos por la iluminación artificial y tienen la capacidad de infestar los alrededores de las casas y 3) el ciclo intradomiciliario en el que principalmente participan triatomíneos con capacidad de infestar el interior de los hogares y principalmente humanos (Lilioso et al., 2020; Jansen et al., 2017; Grijalva et al., 2017).

## **2.9 Hábitos tróficos de los vectores de *Trypanosoma***

De acuerdo con el comité regional de la Organización Mundial de la Salud (OMS) para las Américas, es necesario que se establezcan estrategias específicas para la vigilancia y el manejo integrado de los vectores de las enfermedades infecciosas desatendidas, incluyendo el estudio de todos los actores involucrados en los ciclos biológicos de parásitos como *Trypanosoma* spp. En ese sentido, los hábitos tróficos de los triatominos representan un factor importante en la biología de cada una de las especies. De los hábitos tróficos depende el tiempo de desarrollo de las ninfas en cada uno de sus estadios, así como la fecundidad de los adultos los cuales son dos factores importantes para la regulación de la densidad de las poblaciones. Los hábitos alimenticios también influyen en su capacidad vectorial para la transmisión de *T. cruzi*, ya que necesitan tener contacto recurrente con sus huéspedes aumentando la probabilidad de la transmisión del parásito (Telleria et al., 2017; Nattero et al. 2013). El estudio de los hábitos tróficos de los triatominos también permite conocer los posibles hábitats y los ciclos en los que participan los vectores ya que se ha demostrado en los últimos años que como efecto de la deforestación y construcción de asentamientos humanos en zonas antes selváticas, los vectores pueden adaptarse a ciclos peridomésticos e intradomésticos aumentando el riesgo para la transmisión de *T. cruzi* a humanos y mamíferos (Lilioso et al., 2020; Oliveira et al., 2017; Grijalva et al., 2017).

## 2.10 Hábitos tróficos de los vectores

Respecto a las preferencias tróficas se han realizado diversos estudios como el realizado por Roellig y col. 2013 con 30 triatominos recolectados en el distrito de La Joya, Arequipa, Perú en donde se realizó PCR para identificar si las chinches se alimentaron de mamíferos y aves, para ello utilizaron la técnica de Polimorfismos de longitud de fragmentos de restricción (RFLPs) con las enzimas Hae III y Alu I obteniendo como resultado que 28 muestras contenían sangre de mamíferos que correspondían a humanos equinos, roedores y felinos domésticos y las 2 muestras restantes correspondían a aves las cuales no fueron identificadas. Así mismo, otra investigación realizada en los estados de Rio Grande y Paraiba Brasil por Liliuso et al. 2020 en la que recolectaron 181 ejemplares de *T. braziliensis* de los cuales 107 se encontraban infectados naturalmente por *T. cruzi* y se determinó por medio de secuenciación de un fragmento del gen mitocondrial citocromo b (cyt b) que se alimentaron de cobayas, gatos, tlacuaches, roedores, vacas, mapaches, reptiles y aves. En México el estudio de Millan y cols. 2019 mostró que de 248 triatominos recolectados en comunidades rurales de Yucatán identificados como *T. dimidiata*, 64 resultaron positivos a *T. cruzi* y 54 de ellos se habían alimentado recientemente de sangre de vertebrados, siendo principalmente humanos, seguido por perros y en menor proporción vacas, palomas, cerdos, ratón, pollos, murciélagos y pecarí.

Aunque existen algunos estudios relacionados con los hábitos tróficos de los posibles vectores de *Trypanosoma* en México, aún se desconoce qué especies de chinches y reservorios vertebrados están involucrados en el ciclo de vida del parásito en el noroeste de México, aun cuando se registran casos de tripanosomiasis en el estado de Sinaloa.

### **III. PLANTEAMIENTO DE PROBLEMA**

La enfermedad de Chagas es una infección que se encuentra en la lista de enfermedades desatendidas por la Organización Mundial de la Salud (OMS). Es considerada un problema de salud pública y se considera endémica en al menos 21 países del continente americano. Es causante de alrededor de 10,000 muertes anuales y se estima que 70 millones de personas están en riesgo, asociándose principalmente con habitantes de comunidades rurales de países en desarrollo debido a la mayor probabilidad de contacto con vector por las condiciones sociodemográficas; sin embargo, el vector también es encontrado en zonas urbanizadas. En México, a pesar de ser considerado un país endémico con casos activos y nuevos reportados cada año, aún se desconocen el elenco de especies de vectores y hospederos vertebrados que participan en el ciclo de vida del parásito. Este hecho dificulta el desarrollo de estrategias de prevención y control epidemiológico de la enfermedad de Chagas en regiones como el noroeste del país.

## IV. JUSTIFICACIÓN

En concordancia con lo estipulado por la OMS y la OPS, el estudio de todos los factores que contribuyen a la transmisión de *Trypanosoma* incluido la determinación de los hábitos tróficos de los vectores y los posibles hospederos vertebrados del parásito contribuirá con el diseño de estrategias de control de vectores para las autoridades de salud y mejorará las estrategias de control, prevención y manejo de enfermedades como Chagas.

## **V. HIPÓTESIS**

Las preferencias tróficas de los triatomíneos presentes en el estado de Sinaloa incluyen humanos, cánidos, roedores y marsupiales.

## VI. OBJETIVOS

### 6.1 Objetivo general

Determinar los hábitos tróficos de los vectores de *T. cruzi* en el estado de Sinaloa.

### 6.2 Objetivos específicos

1. Identificar a las especies de triatomíneos presentes en distintas localidades de Sinaloa, México.
2. Determinar la tasa de infección natural de *Trypanosoma* en las especies de triatomíneos identificadas en el estudio.
3. Identificar las especies de *Trypanosoma* que infectan a triatomíneos.
3. Determinar los hábitos tróficos de las especies de triatomíneos identificadas en el estudio.

## VII. MATERIALES Y MÉTODOS

### 7.1 Área de estudio

Se consideraron zonas peridomésticas y selváticas de cinco comunidades del estado de Sinaloa durante los meses de agosto del 2022 a junio del 2023 (Figura 6).

1. Tecualilla, Escuinapa, Sin. ( $24^{\circ}45'55''\text{N}$ ,  $107^{\circ}42'7''\text{W}$ )
2. Cosalá, Sin. ( $24^{\circ}24'51''\text{N}$   $106^{\circ}41'19''\text{O}$ )
3. Tepuche, Culiacán, Sin. ( $24^{\circ}94'25''\text{N}$ ,  $107^{\circ}34'75''\text{W}$ )
4. Culiacán Sin. ( $24^{\circ}24'51''\text{N}$   $106^{\circ}41'19''\text{O}$ )
5. El Fuerte, Sin. ( $25^{\circ}53'00''\text{N}$   $108^{\circ}16'00''\text{O}$ )



**Figura 6. Mapa de los sitios de muestreo.** 1. Tecualilla, Escuinapa, 2. Cosalá 3. Tepuche, 4 Jotagua 5. El Fuerte.

## 7.2 Tipo de estudio

Se realizó un estudio observacional, descriptivo y transversal.

## 7.3 Muestra

Insectos hematófagos del género *Triatoma*.

#### **7.4 Tamaño de muestra**

El tamaño de muestra fue a conveniencia.

#### **7.5 Tipo de muestreo**

Se realizó un muestreo a conveniencia

#### **7.6 Criterios de inclusión**

- Ejemplares que pertenezcan al género Triatoma.
- Ejemplares hematófagos.

#### **7.7 Criterios de exclusión**

- Ejemplares que no pertenezcan al género Triatoma.
- Ejemplares no hematófagos.

#### **7.8 Criterios de eliminación**

- Material genético degradado
- Organismos mal conservados o con falta de estructuras morfológicas que dificulten su identificación.

## **7.9 Metodología**

### **7.9.1 Captura de triatomíneos**

Se realizaron 6 viajes de colecta por cada sitio de muestreo durante los meses de agosto de 2022 a mayo de 2023, para la captura de los triatomíneos se utilizó la búsqueda manual y la participación comunitaria que consistió en mostrarle a las personas fotografías de las especies reportadas en las zonas y se les indicó como realizar la captura y el almacenamiento en recipientes plásticos que contenían un acordeón de papel y pequeños orificios, así mismo se les proporcionó información sobre los riesgos que representan para la transmisión de *T. cruzi* y cómo tomar medidas preventivas para evitar la infección (Figura 7). Los ejemplares recolectados fueron trasladados al laboratorio de Biología Molecular de la Facultad de Biología de la Universidad Autónoma de Sinaloa para su análisis.



**Figura 7. Búsqueda manual de Triatominos.** Búsqueda manual de triatominos en zona peridoméstica en la comunidad de Imala, Culiacán Sinaloa con ayuda de lámparas y pinzas para recolección.

### **7.9.2 Identificación morfológica de los triatominos**

Los triatominos recolectados se sacrificaron por inmersión en alcohol al 70%. Posteriormente los insectos fueron identificados morfológicamente utilizando un estereoscopio (Iroscope® Es-20 4X) y las claves dicotómicas descritas por Lent y Wygodzinski (1979) utilizando la nomenclatura clásica.

### 7.9.3 Determinación de la prevalencia de *Trypanosoma cruzi* en los triatominos identificados

#### 7.9.3.1 Detección de *Trypanosoma cruzi* en triatominos

Se realizó un corte en la región abdominal de los triatominos y posteriormente un lavado con 1 mL agua inyectable para la recuperación de intestino, el contenido abdominal se recuperó en tubos Eppendorf de 1.5 mL (Figura 8).



**Figura 8.** Corte y lavado de la región abdominal de ninfa de *Triatoma spp.* Corte en la región abdominal con bisturí, posterior lavado con 1mL solución acuosa inyectable y recuperación de intestino.

### **7.9.3.2 Identificación molecular de especies de *Trypanosoma* y de triatomínos**

A partir de los contenidos abdominales obtenidos de cada una de las especies organizadas por sitio de captura se realizó la extracción de ADN utilizando el kit Genomic DNA Purification System (Promega/Madison, USA) siguiendo las especificaciones del fabricante. El ADN obtenido se utilizó como templado para amplificar por PCR 330 pb de una región conservada dentro de las minirrepeticiones del minicírculo del kinetoplasto de *Trypanosoma*. Para la reacción de PCR se utilizaron los primers P35 (5' - AAA TAA TGT ACG GGK GAG ATG CAT GA-3') y P36 (5' - GGT TCG ATT GGG GTT GGT GTA ATA TA-3') (Hamano *et al.*, 2001) y el kit comercial GoTaq Green Mastermix (Promega/Madison, USA), a la reacción de PCR se adicionaron 0.5µL de cada Primer, 1µL de ADN, 6.2µL de GoTaq Green Mastermix y agua libre de nucleasas para un volumen total de 12.5µL. La amplificación se llevó a cabo en un termociclador T100 (BioRad/California, USA), bajo las siguientes condiciones; 7 minutos de desnaturalización a 94 °C seguido por 33 ciclos de amplificación (94 °C 1 min, 54 °C 1 min, 72 °C 30 s) y una extensión final de 72 °C 4 minutos. Los productos de PCR fueron sometidos a electroforesis en gel de agarosa al 1% teñido con Gel Red (Biotium/California, USA) y fueron visualizados en un fotodocumentador Gel Doc™ XR Universal Hood II (BioRad/California, USA).

### **7.9.4 Determinación de los hábitos tróficos de triatomínos.**

Una alícuota de ADN, se utilizó para amplificar por PCR una región interna del gen citocromo b (*cytb*) de vertebrados, para ello se usaron los oligonucleótidos sentido BM1 (5'CCC CTC AGA ATG ATA TTT GTC CTC A 3') y anti sentido BM2 (5'CCA TCC AAC ATC TCA GCA TGA TGA AA 3') (Mecee *et al.*, 2005) los cuales amplifican un fragmento de 358 pb. Para la

reacción de PCR se utilizaron 6.25  $\mu\text{L}$  del kit comercial GoTaq Green Mastermix (Promega/Madison, USA), 0.5  $\mu\text{L}$  de cada oligonucleótido (10 pM de cada primer), 1  $\mu\text{L}$  de ADN y agua libre de contaminantes en un volumen total de 12.5  $\mu\text{L}$ . Como control negativo se utilizó el mix descrito previamente, adicionando 1  $\mu\text{L}$  de agua libre de nucleasas como sustituto de ADN. Como control positivo se utilizó una muestra de ADN humano. La amplificación se llevó a cabo en un termociclador T100 (BioRad/California, USA), bajo las siguientes condiciones: 4 minutos de desnaturalización 95 °C seguido por 36 ciclos (95 °C por 30 s, 57 °C por 50 s y 72 °C por 40 s) y una extensión final de 72 °C por 5 minutos (Boakye et al., 1999).

Los productos de PCR fueron sometidos a corte con las enzimas de restricción AciI, AluI, HaeIII, y RsaI de la marca Promega acorde con las especificaciones del fabricante, una vez preparada la reacción de digestión, se incubó. Durante un periodo de 30 min a 37 °C, seguido de un periodo de 20 min a 65 °C (Mecee et al., 2005). Una alícuota de la reacción de digestión se sometió a electroforesis en gel de poliacrilamida al 10% previamente teñidos con Gel Red (Biotium/California, USA) y se visualizó en un fotodocumentador Gel Doc<sup>TM</sup> XR Universal Hood II (BioRad/California, USA). La identificación de las fuentes de alimentación de los triatominos se determinó con base a los patrones de bandeo de Cytb comparados con los reportado por Mecee y cols. 2005.

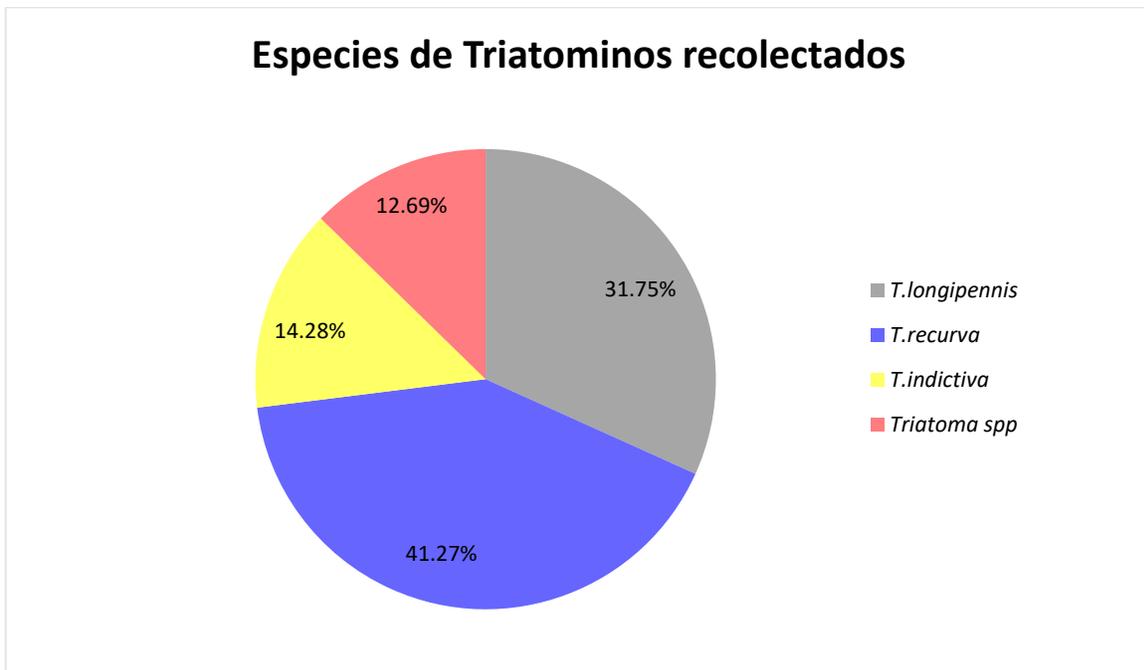
### **7.9.5 Análisis estadístico**

Los datos fueron organizados en hojas de cálculo de Microsoft Office Excel. Para calcular la tasa de infección natural se utilizó la fórmula dada por la OMS (número de triatomínicos positivos\*100/total de triatomínicos recolectados). Los resultados fueron mostrados en porcentajes.

## VIII. RESULTADOS

### 8.1 Identificación morfológica de las especies de triatominos recolectados

Un total de 63 triatominos fueron recolectados en el presente estudio, de los cuales 87.3% (53/63) fueron adultos. Del total de triatominos recolectados el 31.74% (20/63) fueron identificados como *Triatoma longipennis*, el 41.26% (26/63) como *Triatoma recurva*, 14.28% (9/63) como *Triatoma indictiva*, mientras que los ejemplares en estadios de ninfa correspondieron al 12.7% (8/63) del total de individuos recolectados y fueron clasificados como *Triatoma spp* (Figura 9).



**Figura 9. Especies de triatominos recolectados representados en porcentajes. T.**

*longipennis* (32%) representado en gris, *T. recurva* (41.27%) representado en azul, *T. indictiva* (14%) representado en amarillo, *Triatoma spp*. (13%) representado en rosa.

### 8.1.1 Identificación morfológica de *Triatoma longipennis*

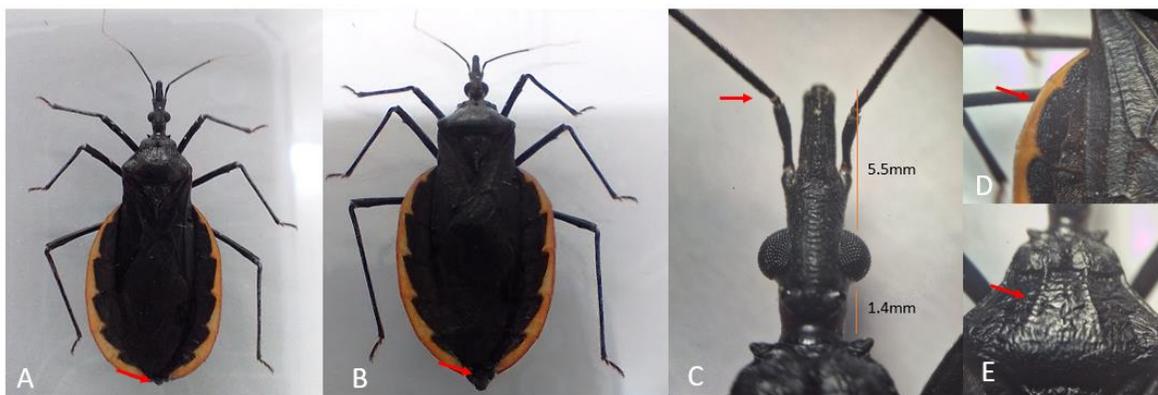
La identificación morfológica de *Triatoma longipennis* Usinger 1939 se llevó a cabo con las claves dicotómicas descritas por Lent y Wygodzinsky 1979 tomando en cuenta como características la distancia de la región anteocular tres veces más larga que la región postocular, el primer segmento antenal que sobrepasa ligeramente el nivel del clípeo (Figura 10C), el corion con áreas amarillas con una marca triangular basal bien definida y una mancha subapical irregular (Figura 10D), el conexivo color negro con marcas amarillas-naranja que se extienden hasta la sutura conexiva (Figura 10E) y el pronoto de color negro (Figura 10F).



**Figura 10. Identificación morfológica de *Triatoma longipennis* Usinger 1939.** En el panel A) y B) se observan un macho y una hembra de *Triatoma longipennis* respectivamente, diferenciados por el pygidium que representa el genital masculino y femenino (flecha roja). En C) se observa la región anteocular de 2 mm, post ocular de 6 mm y primer segmento antenal (flecha roja). En D) se observa el corion con una gran marca triangular basal y mancha subapical (flechas rojas). E) conexivo color negro con marcas amarillas marcadas con flecha roja que se extienden a la sutura conexiva. F) pronoto de color negro (flecha roja).

### 8.1.2 Identificación morfológica de *Triatoma recurva*

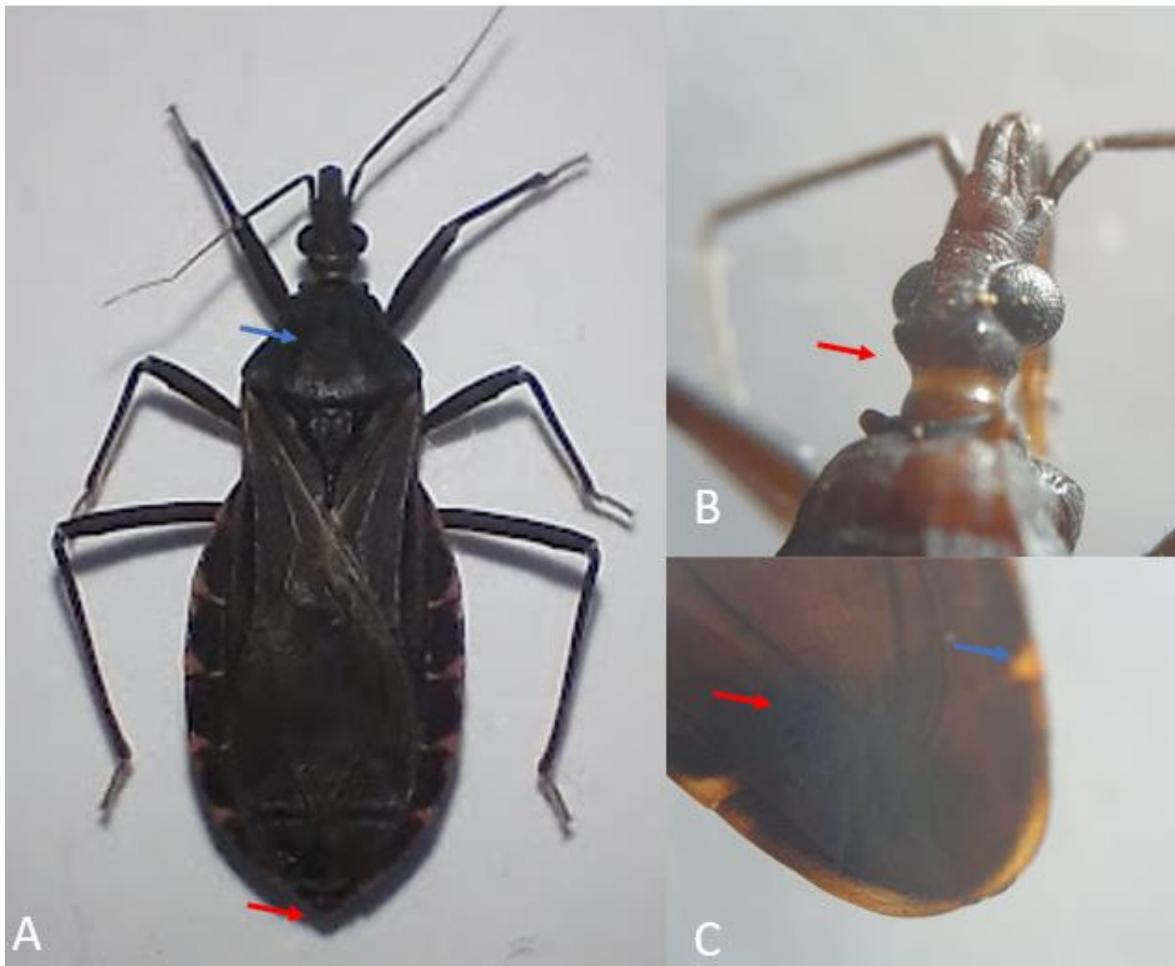
La identificación morfológica de *Triatoma recurva* Neiva 1914 se llevó a cabo con las claves dicotómicas descritas por Lent y Wygodzinsky 1979 tomando en cuenta como características la distancia de la región anteocular de tres a cuatro veces más larga que la región postocular, el primer segmento antenal que alcanza pero no sobrepasa el nivel del clipeo ligeramente (Figura 11C), el conexivo color negro con margen dorsal exterior amarillo anaranjado que se extienden hasta la sutura conexiva (Figura 11D) y el pronoto de color negro (Figura 11E).



**Figura 11. Identificación morfológica de *Triatoma recurva* Neiva 1914.** En el panel A) y B) se observan un macho y una hembra de *Triatoma recurva* respectivamente, diferenciados por el pygidium que representa el genital masculino y femenino (flecha roja). En C) se observa la región anteocular 1.4 mm, postocular 5.5 mm y primer segmento antenal (flecha roja). En D) segmentos conexivos oscuros, con margen exterior amarillo anaranjado dorsal. E) pronoto negro.

### **8.1.3 Identificación morfológica de *Triatoma indictiva* Neiva 1912**

La identificación morfológica de *Triatoma indictiva* Neiva 1912 se llevó a cabo con las claves dicotómicas descritas por Lent y Wygodzinsky 1979 tomando en cuenta como características el pronoto de color uniformemente negro (Figura 12A). La región antecular redondeada (Figura 12B). El color marrón oscuro de los hemilitros, los segmentos conexivos de color marrón oscuro con una marca naranja rojiza (Figura 12C).



**Figura 12. Identificación morfológica de *Triatoma indictiva* Neiva 1912.** En el panel A) y se observa una hembra de *Triatoma recurva*, diferenciada por el pygidium que representa femenino (flecha roja). En B) se observa la región anteocular redondeada (flecha roja). En C) se muestran los hemilitros de color marrón oscuro (flecha roja), el color general de los segmentos conexivos entre café y negro con una marca rojiza naranja (flecha azul).

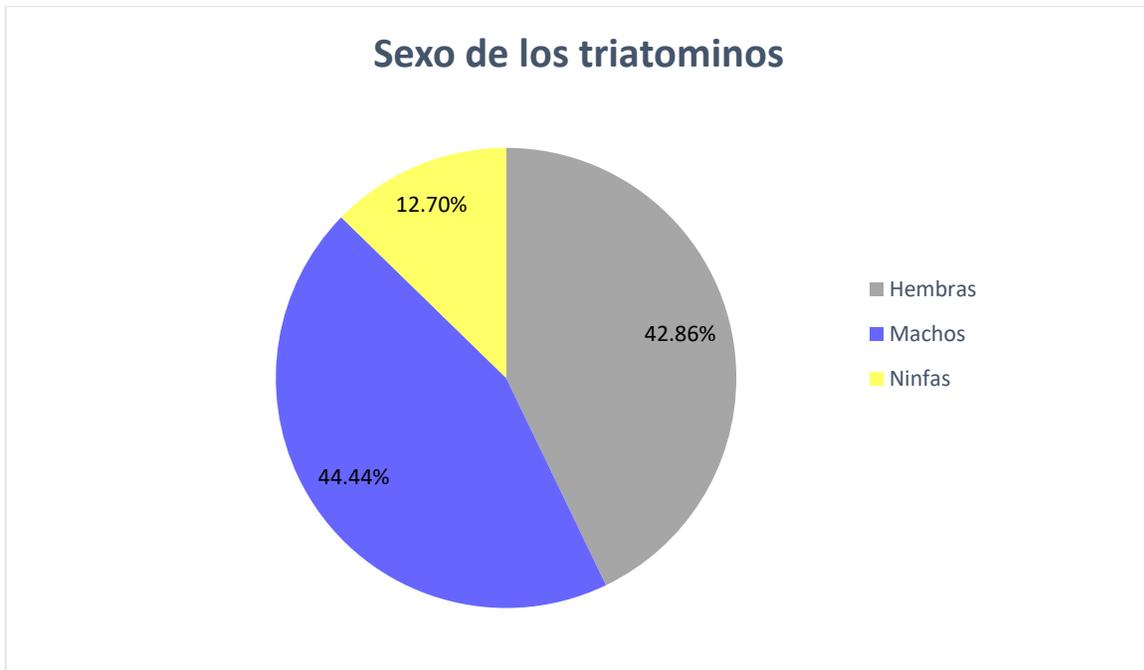
## 8.2 Triatominos recolectados por localidad

Del total de triatominos recolectados, el 42.85% (27/63) corresponden a ejemplares recolectados en zonas peri-domiciliarias de comunidades rurales de Culiacán, Sinaloa. El 49.20% (31/63) de los triatominos se recolectaron en zona peri-domiciliaria de comunidades rurales de Cosalá,

Sinaloa, mientras que el restante triatominos de zona selvática de la comunidad de Tecualilla, Escuinapa, Sin (Tabla 1). Respecto al sexo de los triatominos el 42.85% (27/63) fueron identificados como hembras, 44.44% (28/63) como machos y el 12.69% (8/63) se clasificaron ninfas del género *Triatoma*.

**Tabla 1. Cantidad de triatominos recolectados por localidad.**

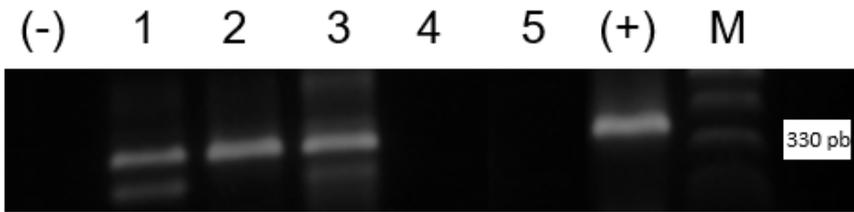
<b>Localidad</b>	<b><i>T. longipennis</i></b>	<b><i>T. recurva</i></b>	<b><i>T. indictiva</i></b>	<b><i>Triatoma</i> spp.</b>	<b>Total (%)</b>
<b>Culiacán</b>	14	4	7	2	27(42.85)
<b>Cosalá</b>	6	22	2	1	31(49.20)
<b>Escuinapa</b>	0	0	0	2	2(3.17)
<b>El fuerte</b>	0	0	0	3	3(4.76)
<b>Total (%)</b>	20 (31.74)	26 (41.26)	9 (14.28)	8 (12.69)	63(100)



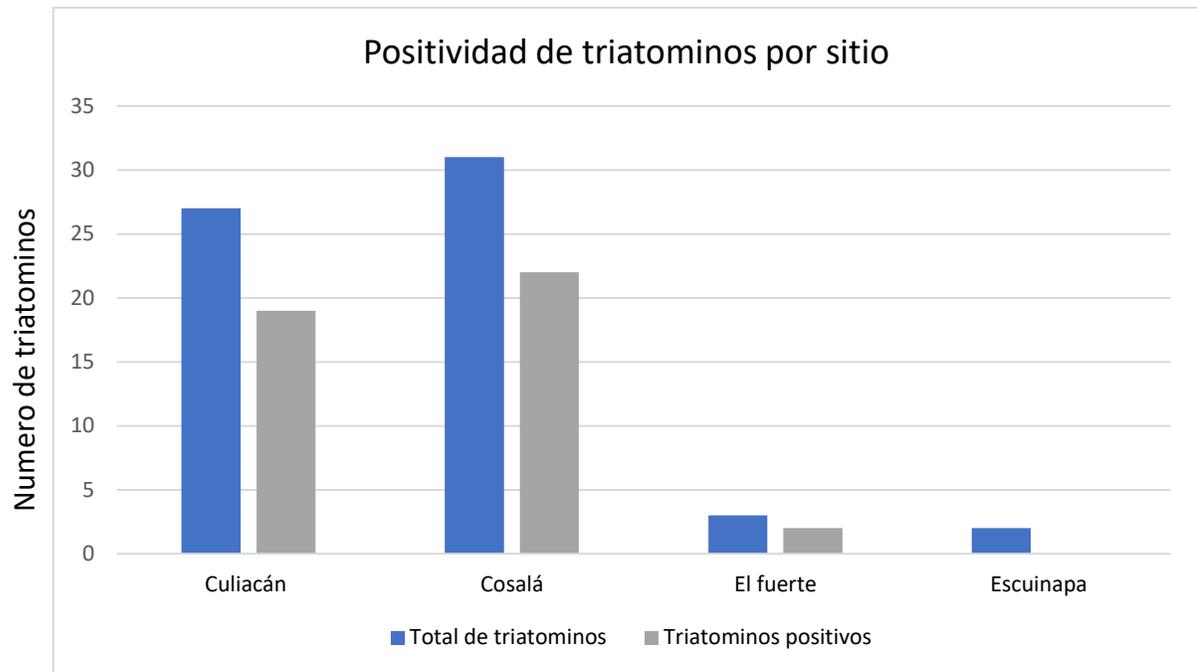
**Figura 13. Sexo de los triatominos recolectados representados en porcentajes.** Hembras (43%) representado en gris, Machos (44%) representado en azul, Ninfas (13%) representado en amarillo.

### 8.3 Detección molecular de *T. cruzi* en los triatominos recolectados en el Estado de Sinaloa

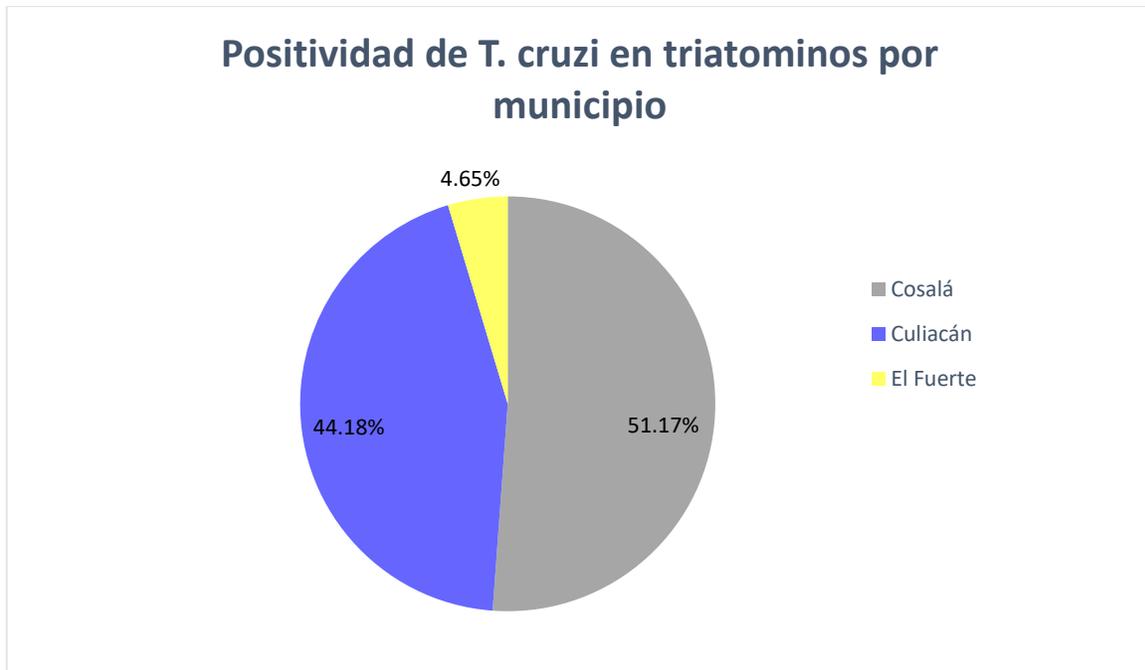
De los 63 ejemplares de Triatominos incluidos en el presente estudio 43 resultaron positivos a la detección molecular de *T. cruzi* (Figura 14), lo que representa un 68.25% de tasa de infección natural en los ejemplares recolectados. Al desglosar la positividad de *T. cruzi* en triatominos por municipio muestreado el 51.16% (22/43) de los individuos positivos correspondieron al municipio de Cosalá, el 44.18% (19/43) correspondieron a Culiacán y el 4.65% (2/43) a El Fuerte, Sinaloa (Figura 15 y 16).



**Figura 14. Detección de *T. cruzi*.** Una alícuota de la reacción de PCR se sometió a electroforesis en gel de agarosa al 2%. Carril (-): control negativo, carril 1,2,3: muestras de triatomíneos recolectados en Culiacán Sinaloa positivos a *T. cruzi*, amplificando un fragmento de 330 pb, carril 4 y 5: muestras de ADN de triatomíneos negativos, carril (+): control positivo de 330 pb, carril M: marcador de peso molecular de 100 pb.



**Figura 15. Triatominos positivos a ADN de *Trypanosoma cruzi* clasificados por sitio de muestreo.** Se representa con azul el total de triatominos por sitio, correspondiente a 27 de Culiacán, 31 de Cosalá, 3 de El fuerte y 2 de Escuinapa. Con gris se representa a los triatominos positivos a ADN de *Trypanosoma cruzi* siendo 19 de Culiacán, 22 de Cosalá, 2 de El fuerte y 0 de Escuinapa.

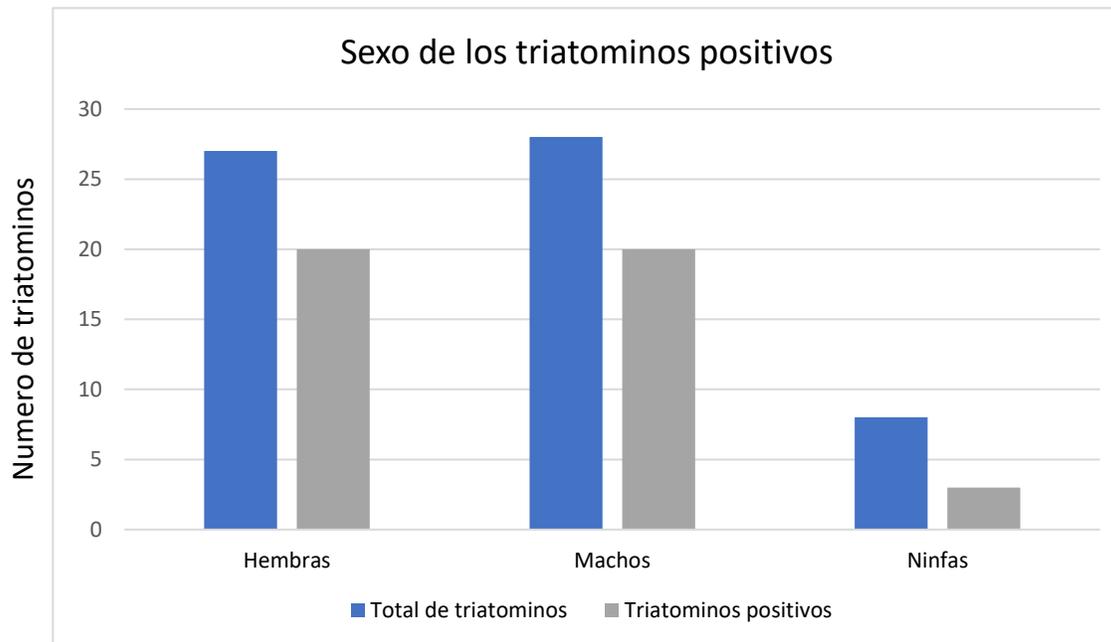


**Figura 16. Triatominos positivos a *T. cruzi* por municipio representados en porcentajes.**

La positividad obtenida para los municipios de Cosalá (color gris), Culiacán (color azul), y El Fuerte (color amarillo) fue de 51.17%, 44.18% y 4.65% respectivamente.

#### **8.4 Positividad de los triatominos a *T. cruzi* por sexo**

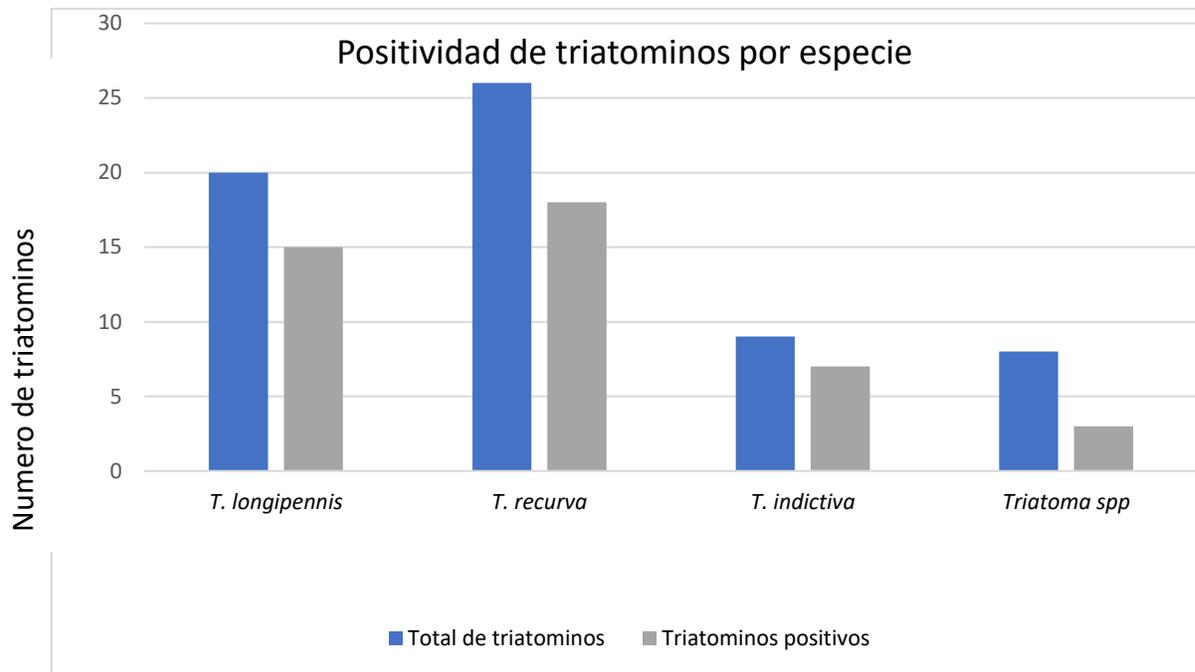
En cuanto la tasa de infección natural de *T. cruzi* en los triatominos clasificados por sexo y tomando en cuenta que del total recolectados sólo 55 fueron adultos, el 74.07% (20/27) de las hembras resultó positivo a la infección por *T. cruzi*, coincidiendo con el porcentaje de positividad detectado en los machos, que correspondió al 71.42% (20/28) fue positivo a la infección y las ninfas solamente el 37.5% (3/8) resultaron positivas (Figura 17).



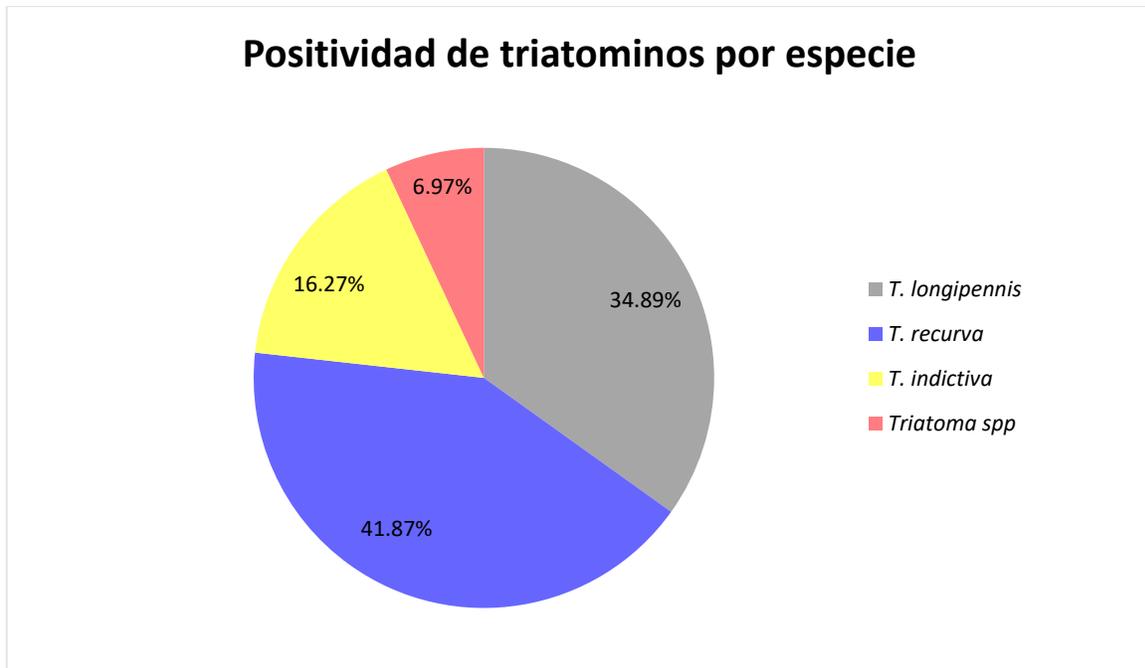
**Figura 17. Triatomos positivos a ADN de *Trypanosoma cruzi* clasificados por sexo.** Se representa con azul el total de triatomos por sexo, correspondiente a 27 hembras, 28 machos y 8 ninfas, con gris se representa a los triatomos positivos siendo 20 hembras, 20 machos y 3 ninfas.

### 8.5 Positividad de *T. cruzi* de los triatomos por especie

Del total de los 43 triatomos positivos a *T. cruzi*, el 34.88% (15/43) de individuos positivos correspondieron a la especie *T. longipennis*, el 41.86% (18/43) a *T. recurva*, el 16.27% (7/43) a *T. indictiva* y el 6.97% (3/43) a ninfas identificadas como *Triatoma* spp. (Figura 18 y 19).



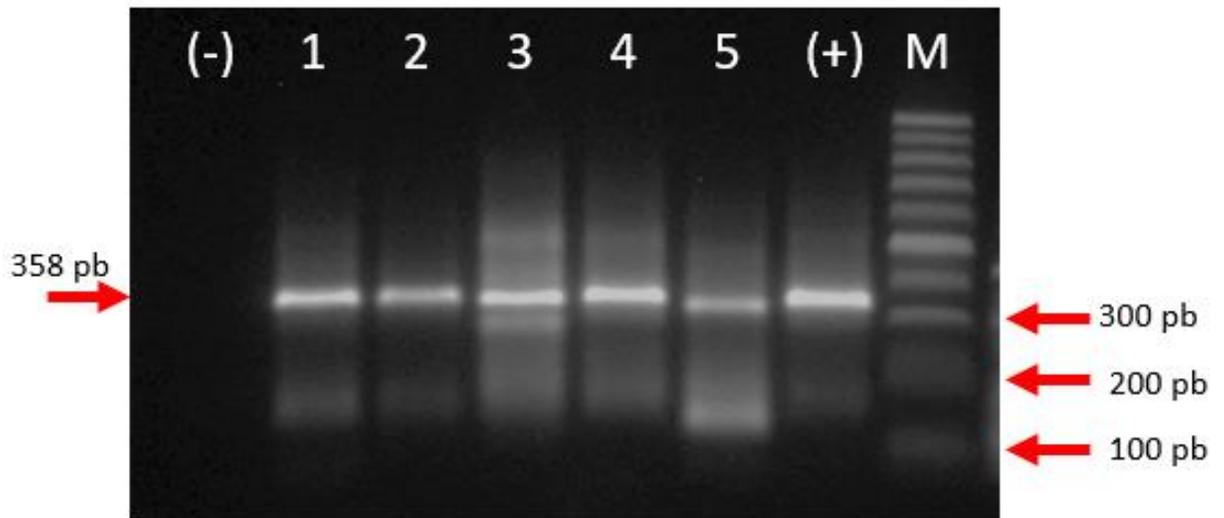
**Figura 18. Triatominos positivos a ADN de *Trypanosoma cruzi* clasificados por especie.** Se representa con azul el total de triatominos por especie, correspondiendo a 20 de *T. longipennis*, 26 *T. recurva*, 9 *T. indictiva* y 8 de *Triatoma spp*. En gris se representa a los triatominos positivos a ADN de *Trypanosoma cruzi* correspondiendo 15 a *T. longipennis*, 18 a *T. recurva*, 7 *T. indictiva* y 3 a *Triatoma spp*.



**Figura 19.** Triatominos positivos a ADN de *Trypanosoma cruzi* clasificados por especie. Se representa la positividad obtenida para *T. recurva* (color azul), de 41.87%, para *T. longipennis* (color gris) de 34.89%, *T. indictiva* (color amarillo) de 16.27% y de *Triatoma spp* (color rosa) con un 6.97%.

### 8.6 Detección de fuentes de alimentación

Del total de los triatominos recolectados el 54% (34/63) resultaron positivos a presencia de ADN de vertebrados amplificando un fragmento de 358 pb (Figura 20). 10 triatominos positivos a vertebrados correspondieron a Culiacán, 22 a Cosalá y 2 a El fuerte.

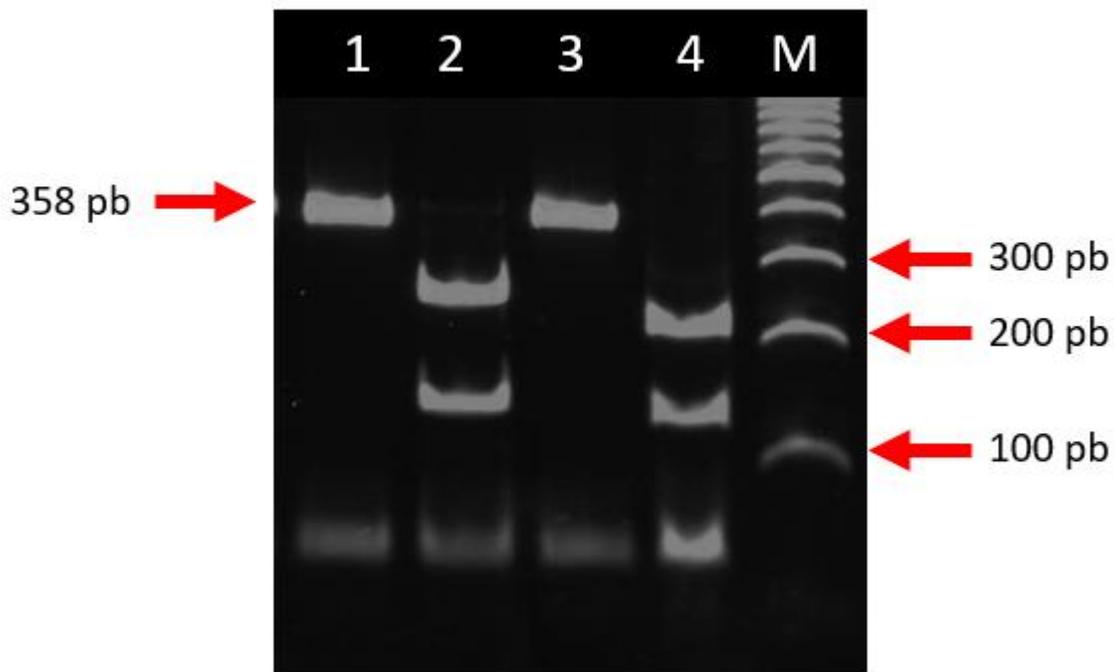


**Figura 20. Detección de ADN de vertebrados en muestras.** Una alícuota de la reacción de PCR se sometió a electroforesis en gel de agarosa al 2%. Carril (-): control negativo, carril 1-5 muestras de triatomínicos positivos amplificando un fragmento de 330 pb, carril (+): control positivo de 358 pb, carril M: marcador de peso molecular DNA Ladder de 100 pb.

### 8.7 Fuentes de alimentación de triatomínicos por sitio

Para el caso de Culiacán se encontró que las muestras positivas a ADN de vertebrados mostraron patrones de bandeo que correspondieron a *Homo sapiens sapiens* (humano) y *Bus Taurus* (Vaca). Para humanos con las endonucleasas de restricción Rsa y AluI no se generaron cortes, contrario a HaeIII que generó fragmentos con tamaño de 233 y 124 pb, y AciI que generó fragmentos de 189, 113 y 55 pb (Figura 14). Para el caso de vacas con la enzima Rsa generó tres fragmentos que son característicos para esta especie con tamaño de 322, 31 y 4 pb, HaeIII generó fragmentos de 159, 124 y 74 pb, con la enzima AluI se mostraron fragmentos de 190, 114 y 53 pb, con la enzima AciI no se observaron cortes. En Cosalá se encontró que las muestras

positivas a ADN de vertebrados mostraron patrones de bandeo producto de los cortes enzimáticos que correspondieron a humano, vaca y gato, los cortes enzimáticos para *Felis catus* (gato) fueron los siguientes: con la enzima Rsa se observaron fragmentos característicos para la especie de 214, 119 y 24 pb, con la enzima HaeIII los fragmentos generados fueron de 273, 74 y 11 pb, con la enzima AluI se observaron fragmentos con tamaño de 190, 120 y 47pb y con la enzima AciI no se observaron cortes.



**Figura 21. Electroforesis en gel de poliacrilamida al 8% a partir de digestiones enzimáticas de producto de PCR positivo a ADN de vertebrado, patrón de bandeo correspondiente a humano.** Carril 1: producto de PCR digerido con la enzima Rsa que muestra un fragmento de 358 pb sin corte enzimático, carril 2: producto de PCR digerido con la enzima HaeII que muestra dos fragmentos de 233 y 124 pb, carril 3: producto de PCR digerido con la enzima AluI que muestra un fragmento de 358 pb sin corte enzimático, carril 4: producto de PCR digerido con la enzima AclI que muestra tres fragmentos de 189, 113 y 55pb, carril M: marcador de peso molecular de 100pb.

## **8.8 Fuentes de alimentación de triatominos por especie**

Las fuentes de alimentación encontradas en *T. longipennis* fueron principalmente humano, seguido por perro y vaca, mientras que para *T. recurva* fueron humano, perro, vaca y gato. Y para *T. indictiva* la única fuente de alimentación que se encontró fue humanos.

## IX. DISCUSIÓN

La presente investigación es el primer estudio sobre identificación morfológica, prevalencia de *T. cruzi* y las fuentes de alimentación de triatominos en el estado de Sinaloa. Respecto a las especies de triatominos, se recolectaron 63 ejemplares de los cuales 26 fueron identificados como *T. recurva*, 20 como *T. longipennis* y 8 como *T. indictiva*. El resto de los ejemplares, fueron identificados como ninfas del género *Triatoma*, debido a la inexistencia de guías y la similitud morfológica que existe entre las ninfas de las especies de triatominos en estadios tempranos de desarrollo.

Las especies recolectadas en el presente estudio coinciden con lo reportado para la región noroeste de México en estados vecinos a Sinaloa como Chihuahua, Durango y Sonora (Zarate y Zarate., 1985; Martínez-Ibarra et al., 2012; Vidal-Acosta et al., 2000; Licón-Trillo et al., 2010). En Sinaloa, se han reportado triatominos de las especies *T. longipennis*, *T. recurva*, *T. indictiva*, *T. rubida*, *T. gerstaeckeri*, *T. sinaloensis*. (Zárate y Zárate., 1985; Vidal-Acosta et al., 2010; Salazar Schettino et al., 2010; Lent y Wygodsinski., 1979). Las claves taxonómicas fueron la primera herramienta utilizada para la identificación de las especies de triatominos en estadios adultos y hasta la fecha resultan ser herramientas fiables y de amplio uso en el estudio de los vectores de *T. cruzi*. (Rengifo et al., 2021; Lent y Wygodsinski., 1979).

Las tres especies reportadas en este estudio *T. longipennis*, *T. recurva* y *T. indictiva*, fueron encontradas en los de municipios Culiacán y Cosalá, aunque en distintas proporciones. En Culiacán la especie con mayor proporción de individuos fue *T. longipennis* con un 70%, seguida de 25.92% para *T. indictiva* y 14.81% para *T. recurva*, mientras que en Cosalá la especie con mayor proporción fue *T. recurva* con un 70.96%, 19.35% para *T. longipennis* y 6.45% para *T. indictiva*.

Este resultado puede explicarse desde el comportamiento de los triatomíneos asociado a distintos ecotopos, por ejemplo, en estudios realizados en Colombia sobre la distribución de triatomíneos y su asociación con variables ecoepidemiológicas, se ha evidenciado que especies como *T. maculata* y *R. pallens* se asocian a llanuras de las regiones del Caribe con climas que van desde el semihúmedo hasta el árido, en contraste, en el mismo país, especies como *R. prolixus*, *T. dimidiata* y *T. venosa* se distribuyen en las regiones Andinas, caracterizadas por presentar diferentes cinturones horizontales y verticales de climas, vegetación y suelos (Guhl et al., 2007). En México, aunque existen estudios que abordan la distribución geográfica de algunas especies de triatomíneos (Salazar-Schettino et al., 2010), aun son necesarios estudios que relacionen ecotopos con la distribución y dominancia regional de las distintas especies de triatomíneos reportadas para el país y el presente estudio.

Las tres especies identificadas en este estudio han sido asociadas como vectores de *T. cruzi* (Zarate y Zarate., 1985). En relación con lo anterior, del total de individuos triatomíneos recolectados para el presente estudio, 43 resultaron positivos a la detección molecular de *T. cruzi*, a partir de los cuales se determinó una tasa de infección natural de 41.86% (18/43) en ejemplares de la especie *T. recurva*, seguido por un 34.88% (15/43) en *T. longipennis*, un 16.27% (7/43) en *T. indictiva* y un 6.97% (3/43) en ninfas identificadas como *Triatoma* spp.

El resultado de la tasa de infección natural de *T. cruzi* en triatomíneos de la presente investigación, es similar a lo reportado por Gómez et al., 2008 en la región Ciénega en Jalisco, quienes encontraron un 57.3% (188/328) de triatomíneos recolectados en zonas rurales y urbanas, mientras que Licon et al., 2010 en Chihuahua reportan un 6.84% (5/73) y en Aguascalientes un 96.7% (117/121) de infección de *T. cruzi* en triatomíneos recolectados principalmente en cuevas y comunidades rurales respectivamente. Así mismo, en el estado de Sonora que colinda con el norte del estado de Sinaloa se ha reportado hasta un 90% de prevalencia de *T. cruzi* en especies

de triatominos como *T. rubida* y *T. recurva* (Pfeiler *et al.*, 2006; Gómez-Hernández *et al.*, 2008; Martínez-Ibarra *et al.*, 2012).

Al calcular la tasa de infección natural de *T. cruzi* agrupando a los triatominos por sexo (machos y hembras), se observó un 42.85% (27/63) de infección en las hembras y 44.44% (28/63) de infección en machos. Algunas investigaciones sugieren que las hembras tienen un mayor riesgo de adquirir la infección de *T. cruzi* debido a sus necesidades nutrimentales como proteínas, enzimas y hierro, fisiológicamente la presencia de alimento en el sistema digestivo de las hembras activa la vitelogenina hormona que comienza la producción de ovocitos en los ovarios (Walter-Nuno *et al.*, 2013). Hecho relacionado con factores reproductivos involucrados en la ovogénesis (Zavala *et al.*, 2008; Reyes-Novelo *et al.*, 2011).

Aunque Sinaloa es catalogado epidemiológicamente endémico de *T. cruzi* y algunas especies de vectores se distribuyen de manera natural en distintas zonas del estado (OMS. 2021; Zarate y Zarate.,1985; DGE. 2022) la Secretaría de Salud del estado no incluye la tripanosomiasis dentro de las enfermedades de vigilancia y reporte obligatorio en el boletín epidemiológico estatal. Sin embargo, en el panorama nacional dentro del boletín epidemiológico de la DGE, durante el año 2022 se reportaron en Sinaloa un total de 14 casos de tripanosomiasis crónica.

Tomando en cuenta lo anterior y los resultados de las tasas de infección natural obtenidas en el presente estudio, se sugiere que es necesario la vigilancia epidemiológica de la enfermedad y control de vectores en el estado de Sinaloa, debido a que, de acuerdo con la OMS, en países en vías de desarrollo como México, el principal mecanismo por el que las personas adquieren la infección de *T. cruzi* es por la interacción con los vectores triatominos.

El conocer los hábitos tróficos de los triatominos encontrados en zonas selváticas y peridomésticas resulta ser de gran importancia, puesto que permite establecer la relación entre los insectos vectores y los posibles hospederos que participan en distintos ciclos de transmisión

de *T. cruzi*, lo cual apoya al estudio del ciclo de vida del parásito y así diseñar estrategias de control vectorial para las autoridades en salud. Se ha descrito que el ciclo de vida de los triatomíneos varía ampliamente según la especie, las condiciones ambientales y las fuentes de alimentación, como mencionan diversos autores, quienes mostraron en condiciones de laboratorio que en al menos 7 especies de triatomíneos el ciclo de vida fue más corto en los que se alimentaron con mamíferos que los alimentados con aves (Schoofield., 1985; Juárez.,1970; Braga et al., 1998; Guarneri et al., 2000).

De acuerdo con distintos autores uno de los factores bióticos que influyen más en la prevalencia de *T. cruzi* en países endémicos, son los reservorios silvestres y domésticos que el parásito utiliza, así como la afinidad trófica que los triatomíneos vectores tienen hacia esos reservorios u hospederos vertebrados. En el presente estudio se obtuvo como resultado de acuerdo con la evidencia molecular que los triatomíneos de la especie *T. longipennis* se alimentaron de sangre de *Homo sapiens sapiens* (humanos), *Bos taurus* (vacas) y *C. lupus familiaris* (perros), *T. recurva* se alimentó de *H. sapiens sapiens* (humanos), *Bos taurus* (vacas), *C. lupus familiaris* (perros) y *F. catus* (Gatos), mientras que en los ejemplares de *T. indictiva* se determinó que las fuentes de alimentación correspondían a *H. sapiens sapiens*.

Estos resultados sugieren hasta el momento, que el ciclo de *T. cruzi* en Sinaloa se encuentra establecido en ambientes antropogenizados. Explicándose desde el comportamiento de los triatomíneos como *T. longipennis*, *T. recurva* y *T. indictiva* y su plasticidad para establecerse en ambientes peri-domésticos y diseminar al parásito de la circulación selvática a ciclos doméstico (Noireau et al., 1997). Nuestros resultados coinciden con lo reportado para estados como Yucatán, México, donde Moo-Millan et al.2019 mostró que para *T. dimidiata* recolectado en aldeas y ecotopos selváticos las principales fuentes de alimentación fueron principalmente

perros, humanos y vacas, además, observó que los triatominos que se alimentaron de perros y humanos se asociaron con la infección por *T. cruzi*.

El acceso a fuentes de alimentación en ambientes antropogenizados también puede explicarse por la movilidad de los triatominos atraídos por las luces artificiales mientras buscan alimento (Barbu et al., 2010; Buitrago et al., 2016). Además, en otros países se han reportado a los humanos, vacas, perros y gatos dentro del listado de las más de 100 especies de mamíferos domésticos y silvestres que se han descrito como hospederos importantes de *T. cruzi* (Zavala-Velázquez et al., 1996). Por lo tanto, es necesario que estudios como el de la presente investigación se lleven a cabo de manera regional, debido a que tanto los factores bióticos y abióticos pueden variar de un ecotopo a otro en una misma región biogeográfica, tal hecho podría estar relacionado con la diversidad de vectores, la tasa de infección natural de *T. cruzi* y las especies de reservorios u hospederos que el parásito utiliza en ambientes antropogenizados o silvestres y que aumentan el riesgo epidemiológico para las personas. Por ejemplo, en zonas donde se considera que las aves son la principal fuente de alimentación de los triatominos, se ha demostrado que las aves participan como especies refractarias en los ciclos de transmisión (Koyoc-Cardena et al., 2015).

Sin embargo, sería importante aumentar el esfuerzo de muestreo en futuras investigaciones para recolectar un mayor número de triatominos tanto en zonas selváticas como antropogenizadas para favorecer una mejor caracterización sobre las especies involucradas en los ciclos de transmisión del parásito.

De acuerdo con lo estipulado por la OMS y la OPS, el estudio de todos los factores que contribuyen a la transmisión de *Trypanosoma cruzi*, incluido el estudio de la prevalencia de la infección en triatominos y la determinación de los hábitos tróficos de los vectores y los posibles hospederos vertebrados del parásito contribuye con el diseño de estrategias de control de

vectores para el diseño de estrategias de control vectorial y prevención de la enfermedad de Chagas. La investigación en torno a enfermedades tropicales desatendidas como la enfermedad de Chagas se ha extendido en los últimos años en países del continente americano debido a la falta de soluciones y abordaje de la enfermedad.

## X. CONCLUSIÓN

1.-Las especies identificadas y que circulan en las localidades muestreadas se corresponde a *T. recurva*, *T. longipennis* y *T. indictiva* y son reconocidos como vectores importantes para la transmisión de *T. cruzi*.

2.-La tasa de infección natural de triatominos en Sinaloa fue de 68.3%. Considerándose alta por lo que se puede decir que representan un riesgo para la salud humana.

3.- Se identificó únicamente la especie *Trypanosoma cruzi* en triatominos del estado de Sinaloa.

4. Las principales fuentes de alimentación fueron: humanos, vacas, perros y gatos representando un riesgo para la salud de las poblaciones que se encuentran en condiciones vulnerables por lo cual se requiere de monitoreos más exhaustivos de vectores y hospederos en el estado de Sinaloa

## **XI. PERSPECTIVAS**

1. Extender el número de triatomíneos analizados en el Estado de Sinaloa.
2. Realizar estudios de seroprevalencia en las poblaciones con triatomíneos positivos en el Estado.
3. Estudiar a los hospederos que participan en el ciclo biológicos de los triatomíneos en el Estado.

## **XIV. FINANCIAMIENTO**

Esta investigación se llevó a cabo con los recursos económicos proporcionados por el cuerpo Académico Vida silvestre y Biología Molecular y la beca otorgada por Conahcyt con número: 798422.

## XV. BIBLIOGRAFÍA

Araújo-Neto, VT de, Honorato, NRM, de Oliveira Santana, R., Barbosa-Silva, AN, da Matta Guedes, PM, Chiari, E., da Cunha Galvão, LM, & da Câmara, ACJ (2019). *Trypanosoma cruzi* circula entre perros y triatomíneos en el campo endémico del Estado de Rio Grande do Norte, Brasil. *Acta Tropica*, 200 (105067), 105067. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2019.105067>

Azambuja, P., García, ES, 2005. *Trypanosoma rangeli* interacciones dentro del vector.

Balan, LU, Yerbes, IM, Piña, MAN, Balmes, J., Pascual, A., Hernández, O.,... Monteón, V. (2011). Mayor seroprevalencia de la infección por *Trypanosoma cruzi* en perros que en humanos en un área urbana de Campeche, México. *Enfermedades zoonóticas y transmitidas por vectores* (Larchmont, NY), 11 (7), 843–844.

Barbu, C., Dumonteil, E., & Gourbiere, S. (2010). Characterization of the dispersal of non-domiciliated *Triatoma dimidiata* through the selection of spatially explicit models. *PLoS neglected tropical diseases*, 4(8), e777.

Barrera-Pérez, M., Reyes-Novelo, E., ... & Manrique-Saide, P. (2015). Chicken coops, *Triatoma dimidiata* infestation and its infection with *Trypanosoma cruzi* in a rural village of Yucatan, México. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 57, 269-272.

Barreto, M. P. (1985). Reservorios del *Trypanosoma* (Schizotrypanum) *cruzi* Chagas-1909.

Barretto, MP (1964). Reservorios de *Trypanosoma cruzi* en las Américas. *Revista Brasileira de Malariologia e Doencas tropicais. Publicacoes Avulsas*, 16 (4), 527-552.

Bern, C., Messenger, LA, Whitman, JD y Maguire, JH (2019). Enfermedad de Chagas en los Estados Unidos: un enfoque de salud pública. *Revisión de microbiología clínica*, 33 (1). DOI: <https://doi.org/10.1128/CMR.00023-19>

Biblioteca de imágenes de salud pública (PHIL). (s/f). Cdc.Gov. Recuperado el 31 de enero de 2022, de <https://phil.cdc.gov/details.aspx?pid=613>

Binda, JA, Trova, GB, Alonso, MJ, Pereyra, WR y Negrette, OS (2016). Presencia de infección por *Trypanosoma cruzi* y *Toxoplasma gondii* en perros domésticos de localidades rurales en el noroeste argentino. *Revista de Patología Tropical / Journal of Tropical Pathology* , 45 (1), 66-76.

Boakye, D. A., Tang, J., Truc, P., Merriweather, A., & Unnasch, T. R. (1999). Identification of bloodmeals in haematophagous Diptera by cytochrome B heteroduplex analysis. *Medical and veterinary entomology*, 13(3), 282-287. DOI: <https://doi.org/10.1046/j.1365-2915.1999.00193.x>

Braga, M. V., Pinto, Z. T., & Lima, M. M. (1998). Life cycle and reproductive patterns of *Triatoma rubrofasciata* (De Geer, 1773) (Hemiptera: Reduviidae), under laboratory conditions. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 93, 539-542.

Buitrago, R., Bosseno, M. F., Depickère, S., Waleckx, E., Salas, R., Aliaga, C., ... & Brenière, S. F. (2016). Blood meal sources of wild and domestic *Triatoma infestans* (Hemiptera: Reduviidae) in Bolivia: connectivity between cycles of transmission of *Trypanosoma cruzi*. *Parasites & vectors*, 9(1), 1-10.

Castillo, M. D. L. A. C., Caluña, W. W. C., Herrera, J. V. C., & Mera, F. P. (2022). Factores que influyen en la persistencia de la enfermedad de Chagas en la costa ecuatoriana. *RECIAMUC*, 6(3), 687-695. DOI: [https://doi.org/10.26820/reciamuc/6.\(3\).julio.2022.687-695](https://doi.org/10.26820/reciamuc/6.(3).julio.2022.687-695)

Catalá, S., Crocco, L. B., & Morales, G. F. (1997). *Trypanosoma cruzi* transmission risk index (TcTRI): an entomological indicator of Chagas disease vectorial transmission to humans. *Acta tropica*, 68(3), 285-295. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0001-706X\(97\)00098-3](https://doi.org/10.1016/S0001-706X(97)00098-3)

Cevallos, A. M., & Hernández, R. (2014). Chagas' disease: pregnancy and congenital transmission. *BioMed research international*, 2014. DOI: <https://doi.org/10.1155/2014/401864>

Chagas, C. (1909). Chagas, nova tripanozomiaze humana Estudos sobre a morfologia e o clico evolutivo do *Schizotrypanum cruzi*.

De Fuentes-Vicente, JA, Vidal-López, DG, Flores-Villegas, AL, Moreno-Rodríguez, A., De Alba-Alvarado, MC, Salazar-Schettino, PM, ... y Gutiérrez-Cabrera, AE (2019). *Trypanosoma cruzi*: una revisión de factores biológicos y metodológicos en cepas mexicanas. *Acta tropica*, 195, 51-57.

De la cruz-Pantoja, M. M. (2013). Influencia de endosimbiontes sobre el desarrollo de *Triatoma Barberi* y la colonización de *Trypanosoma cruzi*. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo

de Oliveira Porfirio, G. E., Santos, F. M., de Macedo, G. C., Barreto, W. T. G., Campos, J. B. V., Meyers, A. C., ... & Herrera, H. M. (2018). Maintenance of *Trypanosoma cruzi*, *T. evansi* and *Leishmania* spp. by domestic dogs and wild mammals in a rural settlement in Brazil-Bolivian border. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 7(3), 398-404. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2018.10.004>

DGE. 2022 Boletín Epidemiológico Sistema Nacional de Vigilancia Epidemiológica Sistema Único de Información. gob.mx. Recuperado de <https://www.gob.mx/salud/documentos/boletinepidemiologico-sistema-nacional-de-vigilancia-epidemiologica-sistema-unico-de-informacion-261547>

Duarte, RF, González, RG, Santander, EC, & Vargas, IA (2007). Material Instructivo sobre Tripanosomiasis americana (Mal de Chagas).

Dujardin, J. P., Schofield, C. J., Panzera, F., & Matias, A. (2002). Los vectores de la enfermedad de Chagas (pp. 25-64). Académie Royale des Sciences d'Outre-Mer.

Eloy, LJ y Lucheis, SB (2009). Tripanosomiasis canina: etiología de la infección e implicaciones para la salud pública. *Revista de animales venenosos y toxinas, incluidas las enfermedades tropicales*, 15 (4), 589-611.

Estrada-Franco JG, Bhatia V, Díaz-Albiter H, Ochoa-García L, Barbabosa A, Vazquez-Filigheddu, M. T., Górgolas, M., & Ramos, J. M. (2017). Orally-transmitted Chagas disease. *Medicina Clínica (English Edition)*, 148(3), 125-131. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.medcle.2017.02.007>

Filigheddu, M. T., Górgolas, M., & Ramos, J. M. (2017). Orally-transmitted Chagas disease. *Medicina Clínica (English Edition)*, 148(3), 125-131. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.medcle.2017.02.007>

Galvão, C., Carcavallo, R., Rocha, D. D. S., & Jurberg, J. (2003). A checklist of the current valid species of the subfamily Triatominae Jeannel, 1919 (Hemiptera, Reduviidae) and their geographical distribution, with nomenclatural and taxonomic notes. *Zootaxa*, 202(1), 1-36.

Garcés L., Guzmán-Bracho C. 2011. Seroprevalencia de *T. cruzi* en área rural y urbana en el municipio de Taligua, Colombia. *Revista Latinoamericana de Microbiología*, 28 (3): 275-283.

Gomes, J. E. P. L., Azambuja, P., & Garcia, E. S. (1990). Comparative studies on the growth and reproductive performances of *Rhodnius prolixus* reared on different blood sources. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 85, 299-304.

Gómez, B., & Jones, R. W. (2002). Manual de métodos de colecta, preservación y conservación de insectos. Chiapas: El Colegio de la Frontera Sur.

Gómez-Hernández, C., Rezende-Oliveira, K., Zárate, A. C., Zárate, E. C., Trujillo-Contreras, F., & Ramirez, L. E. (2008). Prevalência de triatomíneos (Hemíptera: Reduviidae: Triatominae) infectados por *Trypanosoma cruzi*: sazonalidade e distribuição na região Ciénege do Estado de Jalisco, México. Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical, 41, 257-262. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0037-86822008000300007>

Gourbière, S., Dorn, P., Tripet, F., & Dumonteil, E. (2012). Genetics and evolution of triatomines: from phylogeny to vector control. Heredity, 108(3), 190-202. DOI: <https://doi.org/10.1038/hdy.2011.71>

Grijalva, M. J., Villacís, A. G., Moncayo, A. L., Ocaña-Mayorga, S., Yumiseva, C. A., & Baus, E. G. (2017). Distribution of triatomine species in domestic and peridomestic environments in central coastal Ecuador. PLoS neglected tropical diseases, 11(10), e0005970. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0005970>

Guhl, F. (2007). Enfermedad de Chagas en los países andinos. Memorias del Instituto Oswaldo Cruz, 102, 29-38.

Guhl, F. (2009). Enfermedad de Chagas: Realidad y perspectivas. Revista Biomedica, 20(3), 228-234 DOI: <https://doi.org/10.32776/revbiomed.v20i3.139>

Hamano, S., Horio, M., Miura, S., Higo, H., Iihoshi, N., Noda, K., ... & Takeuchi, T. (2001). Detection of kinetoplast DNA of *Trypanosoma cruzi* from dried feces of triatomine bugs by PCR. *Parasitology International*, 50(2), 135-138. DOI: [https://doi.org/10.1016/S1383-5769\(01\)00061-7](https://doi.org/10.1016/S1383-5769(01)00061-7)

health organ fact sheet. 2021; 340. [https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-\(american-trypanosomiasis\)](https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-(american-trypanosomiasis)). Accessed 15 may 2021.

Henao-Martínez, A. F., Colborn, K., & Parra-Henao, G. (2017). Overcoming research barriers in Chagas disease-designing effective implementation science. *Parasitology Research*, 116(1), 35–44. <https://doi.org/10.1007/s00436-016-5291-z>

Herrera, HM, Norek, A., Freitas, TP, Rademaker, V., Fernandes, O. y Jansen, AM (2005). Infección de mamíferos domésticos y salvajes por *Trypanosoma evansi* en un área prístina de la región del Pantanal brasileño. *Investigación en parasitología*, 96 (2), 121-126

Herrera, L. (2010). Una revisión sobre reservorios de *Trypanosoma* (Schizotrypanum) *cruzi* (Chagas, 1909), agente etiológico de la Enfermedad de Chagas. *Boletín de Malariología y Salud Ambiental*, 50(1), 3-15.

Ibáñez-Cervantes, G., Martínez-Ibarra, A., Noguera-Torres, B., López-Orduña, E., Alonso, A. L., Perea, C., ... & León-Avila, G. (2013). Identification by Q-PCR of *Trypanosoma cruzi*

lineage and determination of blood meal sources in triatomine gut samples in Mexico. *Parasitology international*, 62(1), 36-43.

Jiménez-Coello M., Guzmán-Marín E., Ortega-Pacheco A., Acosta-Viana K. Y. 2010. Serological survey of American Trypanosomiasis in dogs and their owners from an urban area of Mérida Yucatán, México. *Transboundary and Emerging Diseases*. 57: 33–36.

Juarez, E. (1970). Comportamento do *Triatoma infestans* sob várias condições de laboratório. *Revista de Saúde Pública*, 4, 147-166. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0034-89101970000200003>

Koyoc-Cardena, E., Medina-Barreiro, A., Escobedo-Ortegón, F. J., Rodríguez-Buenfil, J. C., Barrera-Pérez, M., Reyes-Novelo, E., ... & Manrique-Saide, P. (2015). Chicken coops, *Triatoma dimidiata* infestation and its infection with *Trypanosoma cruzi* in a rural village of Yucatan, Mexico. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 57, 269-272. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0036-46652015000300015>

Koyoc-Cardena, E., Medina-Barreiro, A., Escobedo-Ortegón, F. J., Rodríguez-Buenfil, J. C., Kropf, SP (2011). Carlos Chagas: ciencia, salud y debate nacional en Brasil. *The Lancet*, 377 (9779), 1740-1741. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(11\)60721-6](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(11)60721-6)

Lambarri, M. C. (2022). La enfermedad de Chagas en Chile. Editorial Universitaria de Chile.

Lent, H., & Wygodzinsky, P. (1979). Revision of the Triatominae (Hemiptera, Reduviidae), and their significance as vectors of Chagas' disease. *Bulletin of the American museum of Natural History*, 163(3), 123-520.

Licón-Trillo, A., Acosta-Legarda, M., Leal-Berumen, I., Noguera-Torres, B., & Martínez-Ibarra, J. A. (2010). Infección natural por *Trypanosoma cruzi* en triatominos del Centro y Norte de México. *Boletín de Malariología y Salud Ambiental*, 50(2), 311-314.

Lidani, K. C. F., Andrade, F. A., Bavia, L., Damasceno, F. S., Beltrame, M. H., Messias-Reason, I. J., & Sandri, T. L. (2019). Chagas disease: From discovery to a worldwide health problem. *Frontiers in Public Health*, 7, 166. DOI: <https://doi.org/10.3389/fpubh.2019.00166>

Lilioso, M., Reigada, C., Pires-Silva, D., Fontes, F. V. H., Limeira, C., Monsalve-Lara, J., ... & Almeida, C. E. (2020). Dynamics of food sources, ecotypic distribution and *Trypanosoma cruzi* infection in *Triatoma brasiliensis* from the northeast of Brazil. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 14(9), e0008735. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0008735>

Marcus, R., Henao-Martínez, A. F., Nolan, M., Livingston, E., Klotz, S. A., Gilman, R. H., Miranda-Schaeubinger, M., & Meymandi, S. (2021). Recognition and screening for Chagas disease in the USA. *Therapeutic Advances in Infectious Disease*, 8, 20499361211046090. DOI: <https://doi.org/10.1177/20499361211046086>

Martínez-Ibarra, J. A., Noguera-Torres, B., Montañez-Valdez, O. D., & Michel-Parra, J. G. (2023). Influence of blood meal source on the biological parameters of *Triatoma pallidipennis* (Heteroptera: Reduviidae) from Mexico. *Medical and Veterinary Entomology*, 37(1), 124-131. DOI: <https://doi.org/10.1111/mve.12617>

Martínez-Ibarra, JA, Noguera-Torres, B., Montañez-Valdez, OD, Rocha-Chávez, G., & Tapia-González, JM (2012). Presencia de *Meccus longipennis* y *Triatoma recurva* en el Estado de Durango, México. *Boletín de Malariología y Salud Ambiental*, 52 (1), 129-133.

Meece, J. K., Reynolds, C. E., Stockwell, P. J., Jenson, T. A., Christensen, J. E., & Reed, K. D. (2005). Identification of mosquito bloodmeal source by terminal restriction fragment length polymorphism profile analysis of the cytochrome B gene. *Journal of medical entomology*, 42(4), 657-667. DOI: <https://doi.org/10.1093/jmedent/42.4.657>

Molina-Garza, ZJ, Rosales-Encina, JL, Galaviz-Silva, L., & Molina-Garza, D. (2007). Prevalencia de *Trypanosoma cruzi* en triatominos silvestres de Nuevo León, México. *Salud pública de México*, 49 (1), 37–44.

Moo-Millan, J. I., Arnal, A., Pérez-Carrillo, S., Hernandez-Andrade, A., Ramírez-Sierra, M. J., Rosado-Vallado, M., ... & Waleckx, E. (2019). Disentangling *Trypanosoma cruzi* transmission cycle dynamics through the identification of blood meal sources of natural populations of *Triatoma dimidiata* in Yucatán, Mexico. *Parasites & vectors*, 12(1), 1-11

Nattero, J., Rodríguez, C. S., & Crocco, L. (2013). Effects of blood meal source on food resource use and reproduction in *Triatoma patagonica* Del Ponte (Hemiptera, Reduviidae). *Journal of Vector Ecology*, 38(1), 127-133. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1948-7134.2013.12018.x>

Noireau, F., Diosque, P. y Jansen, AM (2009). *Trypanosoma cruzi*: adaptación a sus vectores y hospedadores. *Investigación veterinaria*, 40 (2), 1-23.

Pfeiler, E., Bitler, B. G., Ramsey, J. M., Palacios-Cardiel, C., & Markow, T. A. (2006). Genetic variation, population structure, and phylogenetic relationships of *Triatoma rubida* and *T. recurva* (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae) from the Sonoran Desert, insect vectors of the Chagas' disease parasite *Trypanosoma cruzi*. *Molecular phylogenetics and evolution*, 41(1), 209-221. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2006.07.001>

Pineda, D., Paredes, B., Russomando, G., & Sánchez, Z. (2022). Enfermedad de Chagas: Riesgo de transmisión por especies secundarias de triatomíneos capturados en etapa de vigilancia entomológica en las dos regiones del Paraguay. *Memorias del Instituto de Investigaciones en Ciencias de la Salud*, 20(2), 77-84. DOI: <https://doi.org/10.18004/mem.iics/1812-9528/2022.020.02.77>

Portugal-García, C., García-Vázquez, Z., Monteón-Padilla, V., Chávez-López, V., Olamendi-Portugal, M., & Ramos, C. (2011). Anticuerpos contra *Trypanosoma cruzi* en humanos y perros y presencia del parásito en *Meccus pallidipennis* en la localidad de Puente Pantitlán, Morelos, México. *Revista Biomedica*, 22(3), 67-75.

Rengifo-Correa, L., ESTEBAN, L., HUERTA, H., & MORRONE, J. J. (2021). The *Triatoma phyllosoma* species group (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae), vectors of Chagas disease: Diagnoses and a key to the species. *Zootaxa*, 5023(3), 335-365.

Reyes-Novelo, E., Ruíz-Piña, H., Escobedo-Ortegón, J., Rodríguez-Vivas, I., Bolio-González, M., Polanco-Rodríguez, Á., & Manrique-Saide, P. (2011). Situación actual y perspectivas para

el estudio de las enfermedades zoonóticas emergentes, reemergentes y olvidadas en la Península de Yucatán, México. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 14(1), 35-54.

Roellig, DM, Gomez-Puerta, LA, Mead, DG, Pinto, J., Ancca-Juarez, J., Calderon, M., Bern, C., Gilman, RH, Cama, VA y Chagas Disease Workgroup in Arequipa. (2013). Metodologías de PCR anidado hemi y RFLP para la identificación de comidas sanguíneas del vector de la enfermedad de Chagas, *Triatoma infestans*. *PloS One*, 8 (9), e74713. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0074713>

Rojo-Medina, J., Ruiz-Matus, C., Salazar-Schettino, P. M., & González-Roldán, J. F. (2018). Enfermedad de chagas en México. *Gaceta Médica de México*, 154(5), 605-612.

Salazar Schettino, P. M., de Haro Arteaga, I., & Cabrera Bravo, M. (2005). Tres especies de triatomíneos y su importancia como vectores de *Trypanosoma cruzi* en México. *Medicina (Buenos Aires)*, 65(1), 63-69.

Salazar Schettino, P. M., Rojas Wastavino, G. E., Cabrera Bravo, M., Bucio Torres, M. I., Martínez Ibarra, J. A., Monroy Escobar, M. C., ... & Torres Gutiérrez, E. (2010). 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*, 1(1), 57-81.

Sánchez-Lerma, L., Pavas-Escobar, N., Pérez-Gutiérrez, N., González-Robayo, M., & Campo-Palacio, S. (2021). Seroprevalencia de infección por *Trypanosoma cruzi* y factores asociados en población de Cumaral, Meta, Colombia. *Revista Habana de Ciencias Médicas*, 20 (1).

Sandoval-Ruiz, C. A., Zumaquero-Rios, J. L., Linares, G., Aguilar, R. A., Ramírez, M. L. C., & Olguin, J. F. L. (2004). Infección natural con *Trypanosoma cruzi* en triatominos (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae), vectores de la enfermedad de Chagas en San Antonio Rayón, Jonotla, Puebla, México. *Tecnociencia*, 6(1), 39-4

Sanmartino, M., Amieva, C., Balsalobre, A., Carrillo, A., Marti, G., Medone, P., & Menegaz, A. (2015). *Hablamos de Chagas: aportes para re-pensar la problemática con una mirada integral*. Ciudad Autónoma de Buenos Aires: CONICET—Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas.

Schofield CJ 1985. Population dynamics and control of *Triatoma infestans* *Ann Soc Belge de Méd Trop* 65 (Suppl. 1): 149-164.

Siliana-Martins, Morais. (2012). *Diversidade molecular no proteoma e peptidoma da saliva de Triatoma infestans*. Universidade de Brasília

Soares, V. Y. R., Silva, J. C. D., Silva, K. R. D., Cruz, M. D. S. P., Santos, M. P. D., Ribolla, P. E. M., ... & Costa, C. H. N. (2014). Identification of blood meal sources of *Lutzomyia longipalpis* using polymerase chain reaction-restriction fragment length polymorphism analysis of the cytochrome B gene. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 109, 379-383.

Telleria, J., & Tibayrenc, M. (Eds.). (2017). *American trypanosomiasis Chagas disease: one hundred years of research*. Elsevier.

Torres-Montero, J., López-Monteon, A., Dumonteil, E., & Ramos-Ligonio, A. (2012). House infestation dynamics and feeding sources of *Triatoma dimidiata* in central Veracruz, Mexico. *The American journal of tropical medicine and hygiene*, 86(4), 677. DOI: [10.4269/ajtmh.2012.11-0746](https://doi.org/10.4269/ajtmh.2012.11-0746)

Toso, A., Vial, F. y Galanti, N. (2011). Transmisión de la enfermedad de Chagas por vía oral. *Revista médica de Chile*, 139 (2), 258-266. DOI: <http://dx.doi.org/10.4067/S0034-98872011000200017>

Turriago Gómez, B. C., Vallejo, G. A., & FELIPE, G. (2008). Seroprevalencia de *Trypanosoma cruzi* en perros de dos áreas endémicas de Colombia. *Revista Med*, 16(1), 11-18.

URBINA, Julio A.; DOCAMPO, Roberto. Specific chemotherapy of Chagas disease: controversies and advances. *Trends in parasitology*, 2003, vol. 19, no 11, p. 495-501. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.pt.2003.09.001>

Vallejo, G. A., Suárez, J., Olaya, J. L., Gutiérrez, S. A., & Carranza, J. C. (2015). *Trypanosoma rangeli*: un protozoo infectivo y no patógeno para el humano que contribuye al entendimiento de la transmisión vectorial y la infección por *Trypanosoma cruzi*, agente causal de la enfermedad de Chagas. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 111-122.

Vidal-Acosta, V., Ibáñez-Bernal, S., & Martínez-Campos, C. (2000). Infección natural de chinches Triatominae con *Trypanosoma cruzi* asociadas a la vivienda humana en México. *Salud Pública de México*, 42(6), 496-503.

Walter-Nuno, A. B., Oliveira, M. P., Oliveira, M. F., Gonçalves, R. L., Ramos, I. B., Koerich, L. B., ... & Paiva-Silva, G. O. (2013). Silencing of maternal heme-binding protein causes embryonic mitochondrial dysfunction and impairs embryogenesis in the blood sucking insect *Rhodnius prolixus*. *Journal of Biological Chemistry*, 288(41), 29323-29332.

WHO. Chagas disease in Latin America: an epidemiological update based on 2010 estimates.

World Health Organization. 2019. Chagas disease (American Trypanosomiasis).

World Health Organization. Chagas disease (American Trypanosomiasis), world

Zarate LG, Zarate R. A Checklist of the triatominae (Hemiptera: reduviidae) of Mexico. *Int J Entomol* 1985; 27:102-27

Zavala, J. T., Vega, J. T. S., Romero, L. C., Cabello, R. R., Sánchez, D. R., & Tay, J. A. G. (2008). Biologic cycle of *Triatoma pallidipennis*. *Revista de la Facultad de Medicina UNAM*, 51(2), 56-59.

Zavala-Velázquez, J., Barrera-Pérez, M., Rodríguez-Félix, ME, Guzmán-Marín, E., & Ruíz-Piña, H. (1996). Infección por *Trypanosoma cruzi* en mamíferos en Yucatán, México: un estudio serológico y parasitológico. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 38, 289-292.

Zingales, B., Andrade, S. G., Briones, M. R. D. S., Campbell, D. A., Chiari, E., Fernandes, O., ... & Schijman, A. G. (2009). A new consensus for *Trypanosoma cruzi* intraspecific nomenclature: second revision meeting recommends TcI to TcVI. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 104, 1051-1054. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0074-02762009000700021>

