

UNIVERSIDAD DE CIENCIAS Y ARTES DE CHIAPAS

INSTITUTO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

TESIS

Evaluación del ave de corral (*Gallus
gallus domesticus*) como modelo
para el control biológico de
Trypanosoma cruzi

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
LICENCIADO EN BIOLGÍA

PRESENTA

ALEX RUBÉN MIRANDA PASCACIO



Tuxtla Gutiérrez, Chiapas.

Febrero 2023.

UNIVERSIDAD DE CIENCIAS Y ARTES DE CHIAPAS

INSTITUTO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

TESIS

Evaluación del ave de corral (*Gallus
gallus domesticus*) como modelo
para el control biológico de
Trypanosoma cruzi

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
LICENCIADO EN BIOLGÍA

PRESENTA

ALEX RUBÉN MIRANDA PASCACIO

Director

DRA. DOLORES GUADALUPE VIDAL LÓPEZ

INSTITUTO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

UNICACH

Asesor

MARIA ADELINA SCHLIE GUZMAN

INSTITUTO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

UNICACH.

Tuxtla Gutiérrez, Chiapas.

Febrero 2023.





UNIVERSIDAD DE CIENCIAS Y ARTES DE CHIAPAS
SECRETARÍA GENERAL
DIRECCIÓN DE SERVICIOS ESCOLARES
DEPARTAMENTO DE CERTIFICACIÓN ESCOLAR
AUTORIZACIÓN DE IMPRESIÓN

Lugar: Tuxtla Gutiérrez, Chiapas;
Fecha: 10 de febrero de 2023

C. Alex Rubén Miranda Pascacio

Pasante del Programa Educativo de: Licenciatura en Biología

Realizado el análisis y revisión correspondiente a su trabajo recepcional denominado:
Evaluación en el ave de corral (*Gallus gallus domesticus*); como control biológico del parásito

Trypanosoma cruzi

En la modalidad de: Tesis Profesional

Nos permitimos hacer de su conocimiento que esta Comisión Revisora considera que dicho documento reúne los requisitos y méritos necesarios para que proceda a la impresión correspondiente, y de esta manera se encuentre en condiciones de proceder con el trámite que le permita sustentar su Examen Profesional.

ATENTAMENTE

Revisores

Dr. Javier Gutiérrez Jiménez

Dr. José Antonio De Fuentes Vicente

Dra. Dolores Guadalupe Vidal López

Firmas:

Cop. Expediente

AGRADECIMIENTOS / DEDICATORIAS.

A mis padres Rubén Miranda Domínguez y Patricia Pascacio Rojas, por su gran apoyo, comprensión, sacrificios y motivación durante mi vida, les seré siempre agradecido.

A la Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas y a todos los docentes involucrados que brindaron apoyo y conocimiento para mi formación académica.

A mi directora la Dra. Dolores Guadalupe Vidal López, por ser un ejemplo y motivación para continuar en el ámbito de las ciencias y de la investigación enfocadas en el campo de la salud pública.

Al Dr. José Antonio De Fuentes Vicente, por el asesoramiento y apoyo brindado para la culminación de este proyecto de investigación, y por la incentivación a las enfermedades parasitarias.

A los colegas del Laboratorio Multidisciplinario Experimental y Bioterio de la facultad de ciencias biológicas, Biol. Jesús Manuel Díaz Gómez y al MVZ. Irving Nanguelú, por el apoyo y asesoramiento durante el proceso del desarrollo experimental.

ÍNDICE GENERAL

	PÁG.
RESUMÉN	vii
ABSTRACT	ix
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	5
2.1. ¿QUÉ ES EL CONTROL BIOLÓGICO?	5
2.1.1. Control biológico natural	5
2.1.2. Control biológico aplicado por conservación.....	5
2.1.3 Control biológico clásico o por introducción.....	6
2.1.4. Control biológico aumentativo o inoculativo	6
2.1.5. Control biológico por alteración genética	6
2.2. CONTROL BIOLÓGICO DE VECTORES.....	7
2.3. VECTORES DE LA ENFERMEDAD DE CHAGAS.....	8
2.4. DISTRIBUCIÓN DE VECTORES	9
2.4.1. Mundial	9
2.4.2. En México	11
2.4.3. En Chiapas	13
2.5. VECTORES DE RELEVANCIA EN MÉXICO	14
2.5.1. <i>Triatoma dimidiata</i>	15
2.5.1.1 Clasificación taxonómica.....	17
2.5.1.2 Ciclo de vida.....	18

2.5.2. <i>Meccus pallidipennis</i>	19
2.5.2.1 Clasificación taxonómica.....	20
2.5.2.2 Ciclo de vida.....	21
2.6. MECANISMOS DE TRANSMISIÓN DE <i>TRYPANOSOMA CRUZI</i>	22
2.7. CICLO DE VIDA DE <i>T. CRUZI</i>	23
2.8. ENFERMEDAD DE CHAGAS.....	25
2.8.1. Historia de la enfermedad.....	25
2.8.2. Aspectos clínicos de la enfermedad	26
2.8.3. Tratamiento.....	28
2.9. BARRERAS BIOLÓGICAS	28
III. ANTECEDENTES	30
3.1. ESTRATEGIAS DE CONTROL DE VECTORES.....	30
3.1.1. Control químico.....	30
3.1.2. Control biológico	32
3.1.2.1 Por su comportamiento alimentario.....	32
3.1.2.2 Enemigos naturales de los triatominos.....	33
IV. OBJETIVOS	36
4.1. GENERAL.....	36
4.2. ESPECÍFICOS.....	36
V. ZONA DE ESTUDIO	37
VI. MÉTODO	38
6.1. MATERIAL BIOLÓGICO.....	38
6.1.1. Triatominos (<i>Meccus pallidipennis</i>).....	38
6.1.2. Ratones cepa Cd1	39
6.1.3. Gallinas (<i>Gallus gallus domesticus</i>)	39

6.2. MANTENIMIENTO DE EJEMPLARES BIOLÓGICOS.....	40
6.2.1. Mantenimiento de triatominos.....	40
6.2.2. Mantenimiento de ratones cepa Cd1.....	42
6.2.3. Mantenimiento de <i>Gallus gallus domesticus</i>	42
6.3. DISEÑO EXPERIMENTAL	43
6.3.1. Infección experimental de Triatominos	43
6.3.2. Evaluación en el modelo experimental	45
6.3.3. Observación en el microscopio y conteo con hemacitómetro	47
VII. RESULTADOS	49
XVIII. DISCUSIÓN.....	56
IX. CONCLUSIONES	600
X. RECOMENDACIONES.....	611
XI. BIBLIOGRAFÍA.....	622

INDICE DE CUADROS Y FIGURAS.

CUADROS.	Pág.
Cuadro 1. Resultados del número de parásitos por cuadrante en heces de las chinches en la alimentación cero.....	49
Cuadro 2a. Resultados del número de parásitos por cuadrante en heces de las chinches infectadas que se alimentaron con sangre <i>G. gallus domesticus</i> en los primeros tres meses.....	51
Cuadro 2b. Resultados del número de parásitos por cuadrante en heces de las chinches infectadas que se alimentaron con sangre de <i>G. gallus domesticus</i> en los siguientes tres meses.....	52
Cuadro 3. Resultados del número de parásitos de cada ejemplar en cada fase de alimentación.....	53
Cuadro 4. Resultados de la diferencia significativa de carga parasitaria en triatominos infectados antes de la fase experimental y al finalizar las alimentaciones con <i>G. gallus domesticus</i>	56
FIGURAS.	Pág.
Fig. 1 Distribución de especies de Triatominos en América central y sur.....	10
Fig. 2 Distribución de <i>Triatoma dimidiata</i> , en base a sus avistamientos.....	11
Fig. 3 Distribución de <i>Meccus pallidipennis</i> , en base a sus avistamientos.....	12

Fig. 4 Predicción del nicho ecológico de <i>Meccus pallidipennis</i> , contemplando a Chiapas.....	14
Fig. 5 Rasgos morfológicos de <i>Triatoma dimidiata</i>	16
Fig. 6 Estructura morfológica de chinches triatominas.....	16
Fig. 7 Estadios ninfales de <i>T. dimidiata</i>	18
Fig. 8 Rasgos morfológicos distintivos entre <i>M. pallidipennis</i> y <i>T. dimidiata</i>	20
Fig. 9 Estadios ninfales de <i>M. pallidipennis</i>	21
Fig. 10 Mecanismos de transmisión de <i>Trypanosoma cruzi</i>	22
Fig. 11 Ciclo de vida de <i>T. cruzi</i>	24
Fig. 12 Manifestaciones de infección en la fase aguda.....	27
Fig. 13. Ejemplar adulto de <i>Meccus pallidipennis</i>	38
Fig. 14 Ratones machos (cepa Cd1) infectados con <i>T. cruzi</i>	39
Fig. 15 Ejemplar de <i>Gallus gallus domesticus</i>	40
Fig. 16 Área designada al mantenimiento de ejemplares triatominos.....	41
Fig. 17 Botes plásticos con ejemplares triatominos.....	41
Fig. 18 Cajas plásticas con ejemplares Cd1.....	42
Fig.19 Gallinero de traspatio.....	43
Fig.20 Procedimiento de infección de triatominos, con ratones infectados.....	44
Fig. 21 <i>Meccus pallidipennis</i> alimentándose hasta la repleción y defecando a la vez.....	44
Fig. 22 Ejemplar aviar listo para alimentación de triatominos.....	46

Fig. 23 <i>Meccus pallidipennis</i> alimentándose de <i>Gallus gallus domesticus</i>	46
Fig. 24 Reticulo de Neubauer	47
Fig. 25 Recuento con alta concentración celular.....	48
Fig. 26 Fórmula de cálculo de concentración celular.....	48
Fig. 27. Resultados de número de parásitos en heces de chinches infectadas durante la alimentación cero.....	50
Fig. 28. Promedio de la carga parasitaria por cada ejemplar de <i>Meccus pallidipennis</i> durante las seis alimentaciones.....	54
Fig. 29. Resultado final del promedio de las nueve chinches infectadas con el aislado de <i>T. cruzi</i>	55

RESUMEN

Introducción. La enfermedad de Chagas o mejor conocida como tripanosomiasis americana, es causada por el protozoo flagelado *Trypanosoma cruzi*. De acuerdo a La Organización Mundial de Salud (OMS), se estima que especialmente en América latina se tiene considerado un riesgo de infección de 110 millones de individuos en 21 países, entre ellos México.

El control biológico aplicado o por conservación, es aquel en donde se involucra la interacción humana. Algunos reportes señalan que cuando se han colectado **triatominos infectados** en zonas del peridomicilio (gallineros), los niveles en la tasa de infección hacia los humanos son relativamente mínimos.

El estudio y aplicación de este método de control contra la enfermedad, tuvo como propósito determinar en *Meccus pallidipennis* infectada, si la fase de diferenciación en *Trypanosoma cruzi* era afectada cuando el triatomo se alimenta con sangre de ave de corral, **proponiendo así un modelo de control biológico.**

Método. La presencia de los tripomastigotes metacíclicos en las heces de las chinches, demostró la efectividad de la infección experimental. Se alimentó a las chinches infectadas con sangre de gallina, durante un periodo seis meses, en donde se ofrecieron seis alimentaciones, las cuales variaron de 15-20 días. Durante cada fase de alimentación, se esperó la repleción de cada ejemplar y se tomó muestra de las heces.

Resultados. Al incrementar la frecuencia de alimentación con sangre de *G. gallus domesticus* en los triatominos infectados, la carga parasitaria fue disminuyendo; el número de parásitos registrados a partir de la post infección correspondió a **34, 750, 000 parásitos / mL en heces**, a partir de este dato se evaluaron los porcentajes de disminución en cada alimentación. Después de la primera alimentación con la sangre de *G. gallus domesticus*, la cantidad de parásitos fue de 26, 750, 000 par/mL en heces, es decir, disminuyó 76.97% con respecto a la

alimentación cero; este porcentaje fue disminuyendo gradualmente tras cada alimentación, hasta registrar solo 2.87% en la sexta alimentación, con un promedio de 1, 000,000 parásitos / mL.

Conclusiones. Los resultados obtenidos permiten concluir que en los ejemplares de *Meccus pallidipennis*, el 100% se infectaron con el aislado de *T.cruzi* IDIM/MX/16/ Mezcales (Palma *et al.*, 2021).

En las chiches de *Meccus pallidipennis* infectadas al tener consecutivamente como fuente de alimento la sangre de *G. gallus domesticus*, ocurrió una disminución de la carga parasitaria, y en la sexta alimentación los tripomastigotes metacíclicos disminuyeron el 97.13%.

PALABRAS CLAVE: carga parasitaria, control biológico, efecto desparasitante, *Trypanosoma cruzi*, reservorios.

ABSTRACT

Introduction. Chagas disease, or better known as American trypanosomiasis, is caused by the flagellated protozoan *Trypanosoma cruzi*. According to the World Health Organization (WHO), it is estimated that, especially in Latin America, a risk of infection of 110 million individuals in 21 countries, including Mexico, is considered.

Applied or conservation biological control is one in which human interaction is involved. Some reports indicate that when infected triatomines have been collected in peridomicile areas (chicken coops), the levels in the rate of infection towards humans are relatively minimal.

The purpose of the study and application of this control method against the disease was to determine, in infected *Meccus pallidipennis*, whether the differentiation phase in *Trypanosoma cruzi* was affected when the triatomine is fed with poultry blood, thus proposing a control model biological.

Method. The presence of metacyclic trypomastigotes in bedbug feces demonstrated the effectiveness of the experimental infection. Infected bedbugs were fed chicken blood for a period of six months, where six feedings were offered, which ranged from 15-20 days. During each feeding phase, the repletion of each specimen was expected and the feces were sampled.

Results. It was obtained as a result that by increasing the frequency of feeding with blood of *G. gallus domesticus* in infected triatomines, the parasitic load was decreasing; so a decrement curve was obtained. The number of parasites registered post infection (zero feeding), corresponded to 34,750,000 parasites/mL in feces, from this data the percentages of decrease in each feeding were evaluated. From the first feeding with *G. gallus domesticus*, the average dropped to 76.97% (26,750,000 parasites / mL in feces), this percentage decreased in each feeding to 2.87% in the sixth feeding, where only parasites were found an average 1,000,000 parasites / mL.

Conclusions. *Meccus pallidipenis* is one of the most important species of triatomines in the transmission of the parasite due to its susceptibility to infection. When this specimen has only the blood of *G. gallus domesticus* as its food source, there is a decrease in the parasitic load of the metacyclic Trypomastigotes, due to the interruption of the metacyclogenesis of *T. cruzi*, thus causing a deworming effect within the vector.

The results of this experimental work give a point of view to promote biological control alternatives; how to enable chicken coops in the peridomicile in localities where the presence of infected triatomines is reported, since chickens are not reservoirs of *T. cruzi*.

KEYWORDS: parasitic load, biological control, deworming effect, *Trypanosoma cruzi*, reservoirs.

I. INTRODUCCIÓN

La enfermedad de Chagas o mejor conocida como tripanosomiasis americana, es causada por el protozoo flagelado *Trypanosoma cruzi*, perteneciente a la familia Trypanosomatidae (Kropf, 2009; Salazar *et al.*, 2016). Debido al mecanismo de infección, dicha parasitosis es reconocida como una zoonosis compleja ya que involucra la interacción de diferentes taxones; el primero de ellos es el de los invertebrados, en donde los triatominos juegan el rol de vectores y el segundo el de los vertebrados, quienes interpretan el papel de hospederos. Dentro de este taxón la clase de los mamíferos suele ser el grupo más vulnerable y de preferencia para el desarrollo parasitario (Salazar *et al.*, 2016).

La enfermedad de Chagas se manifiesta por lesiones principalmente hacia el sistema nervioso autónomo y el miocardio. Esta parasitosis se presenta en dos fases: aguda asintomática, crónica indeterminada y sintomática. En esta última fase, el órgano más afectado es el corazón, presentando alteraciones en la contractibilidad y conductibilidad con insuficiencia cardiaca progresiva; está es la causa de la miocardiopatía infecciosa más frecuente en el mundo, ya que presenta un cuadro clínico amplio y compromete una variedad de tejidos cardiacos. Además de causar daños al corazón, puede ocasionar megaesófago, megacolon, megasíndromes que afecten al estómago, vesícula, útero y bronquios (Salazar *et al.*, 2016).

De acuerdo a la Organización Mundial de Salud (OMS), se estima que especialmente en América latina se tiene considerado un riesgo de infección de 110 millones de individuos en 21 países (Argentina, Brasil, Chile, Uruguay, Paraguay, Perú, Ecuador, Bolivia, Venezuela, Colombia, Guyana Francesa, Guyana, Surinam, Costa Rica, El Salvador, Honduras, Nicaragua, Panamá, Belice, Guatemala y México) (OMS, 2010). En México, la Organización Panamericana de Salud (OPS) estimó un aproximado de 1 100 000 individuos afectados y 29 500 000 en riesgo de contraer la infección (OPS, 2006).

El hecho de que esta enfermedad tenga una alta prevalencia en América Latina se debe a la distribución de los vectores, ya que estos se encuentran delimitados al

continente americano (Valdez, 2015), y por lo que es considerada una enfermedad endémica del Latinoamérica (Coura y Díaz, 2009).

Los triatomíneos son pertenecientes a la familia Reduviidae del orden Hemiptera, y son los vectores potenciales de la enfermedad de Chagas (Sandoval, *et al.*, 2004). Son insectos hematófagos que tienen como principal fuente de alimento a diversos mamíferos silvestres, animales peridomésticos, domésticos e incluso el humano. Existen distintos mecanismos de transmisión; el vectorial sigue siendo el más importante. Durante este ciclo biológico natural, además triatómino y el humano como hospedero, participa un gran número de mamíferos que juegan un papel de reservorio para el parásito (Salazar *et al.*, 2016).

Cuando el triatómino se alimenta de un reservorio infectado, ingiere junto con la sangre al parásito, la cual al llegar al intestino del vector comienza una fase de multiplicación por fusión binaria conocida como epimastigote, posteriormente al transcurso de diez días se transforma a tripomastigote metacíclico (que es la forma infectante) y se encuentra en la parte distal del intestino, cuando el vector vuelve a alimentarse deyecta los tripomastigotes metacíclicos, los cuales penetran por el mismo orificio de la picadura o atraviesan la piel lesionada o las mucosas, infectando a un reservorio o al hospedero, en donde se transforman en amastigotes intracelulares multiplicándose cada diez horas, posteriormente provocan una lisis en la célula y se liberan al torrente sanguíneo (Valdez, 2015; Salazar *et al.*, 2016).

Por otra parte, la transmisión vertical o congénita y la transmisión por transfusiones sanguíneas, han modificado el perfil epidemiológico de la enfermedad; por lo que se ha convertido en un problema de salud pública mundial (Valdez, 2015). La tripanosomiasis americana es considerada como la cuarta enfermedad más transmisible después de la malaria, tuberculosis y la esquistosomiasis, debido a su alto impacto en la salud pública (OMS, 2010).

En el territorio mexicano se tiene un registro de siete géneros y 32 especies distintas de triatóminos vectores; según el nivel de convivencia con el ser humano, las poblaciones vectoriales se consideran: domiciliadas, peridomiciliadas y selváticas o silvestres. Solamente 13 especies se consideran relacionadas con la vivienda, en

donde *Triatoma berberi* y *Triatoma dimidiata* representan a aquellas con hábitos intradomiciliarios (Salazar *et al.*, 2016).

Las enfermedades transmitidas por vector, constituyen uno de los principales problemas de salud pública en territorio nacional, ya que sus características geográficas y climáticas, así como sus condiciones demográficas y socioeconómicas, favorecen el riesgo de transmisión de una o más de esas enfermedades. La prevalencia de la enfermedad es más alta en los estados de la costa del pacífico desde Chiapas hasta Nayarit. En Chiapas esta enfermedad se encuentra representada principalmente en zonas rurales donde la interacción con animales peridomésticos es muy frecuente, dado a que los mamíferos son el reservorio de mayor grado de dicho parásito, existe un alto índice de reportes en dichas zonas rurales (De Fuentes, *et al.*, 2016).

Aunque existe ya un tratamiento médico para el control de esta parasitosis, se siguen implementando métodos para el control de vectores y así para reducir el índice de infección. Existen diversos métodos para impedir los contagios a seres humanos; uno de ellos es el uso de pesticidas, los cuales actúan con eficacia contra la eliminación de los triatominos (vectores), pero traen como repercusiones daños a la salud, además de tener un alto costo económico (OMS, 1993).

La necesidad de nuevos métodos que contrarresten o impongan una barrera ante los índices de infección, tendrían como resultado un beneficio a la salud pública, es por ello que se desea comprobar que como barrera biológica natural pueden interactuar algunos animales peridomiciliarios como las gallinas (*Gallus gallus domesticus*), que, conforme a algunos reportes documentados, estos vertebrados presentan cierta inmunidad ante esta enfermedad, por lo que la interacción humana con este grupo de vertebrados en el perímetro domiciliario podría ser clave en la detención al contagio directo con humanos de parte de los triatominos vectores.

El estudio de este método de control contra la enfermedad, tiene como propósito en este trabajo determinar en *Meccus pallidipennis* infectada, si la fase de diferenciación en *Trypanosoma cruzi* se afecta cuando el triatomo se alimenta con

sangre de ave de corral (*Gallus gallus domesticus*). Esto permitirá proponer un modelo de control biológico en localidades endémicas en el estado de Chiapas.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. ¿QUÉ ES EL CONTROL BIOLÓGICO?

El control biológico es un método aplicado que se enfoca en el control de ciertas plagas, en cual se utilizan diversos organismos, principalmente artrópodos u hongos, para controlar las poblaciones de otros organismos (Noya *et al.*, 2019).

Los principios de la introducción del control biológico, refieren a inicios del siglo XIX, cuando algunos naturalistas de diversos países comenzaron a señalar el gran impacto de los organismos hematófagos en la naturaleza, por lo que para poder reestablecer el equilibrio ecológico, comenzaron a emplear a diversos organismos o ya sea sus metabolitos, como control biológico para así permitir eliminar o reducir los daños causados (Badii y Abreu, 2006).

Dentro del sistema del control biológico, existen diferentes aplicaciones:

2.1.1. Control biológico natural

Este tipo de control, es el que sucede comúnmente en los ecosistemas, debido a que no hay ningún tipo de intervención humana, sino que se combinan los factores tanto bióticos como abióticos, para lograr así un equilibrio poblacional en los ecosistemas (Quezada, 1985).

2.1.2. Control biológico aplicado por conservación

En este tipo de control biológico, sí hay la intervención humana. Se coloca un alimento en el medio, atractivo para el animal. El objetivo es que el enemigo natural llegue al cultivo y controle la plaga para fomentar su población y que sea de esa manera lo que controle la plaga. Este método es considerado una estrategia sustentable en la agroecología (Diaz, 2015).

2.1.3. Control biológico clásico o por introducción

En este tipo de control, se analizan los factores que propicien la introducción de un organismo ya sea plaga o de control poblacional, los cuales son importados de una región a otra, con el propósito de suprimir alguna plaga o reducir el número de individuos de una población. En este caso se pueden introducir los organismos con mayor antecedente de eficacia contra los organismos plaga (Altieri *et al.*, 1989).

2.1.4. Control biológico aumentativo o inoculativo

En el caso del control aumentativo o inoculativo, el cual se encuentra centrado principalmente en el desarrollo comercial o en la horticultura protegida. Este tipo de control se basa en la eficacia de aquellos enemigos naturales que se encuentran en el lugar de estudio, para ello es comúnmente utilizada una biofábrica para la producción masiva y posteriormente al liberarlos al medio lograr la colonización periódica de estos enemigos naturales para tener un control positivo (Altieri *et al.*, 1989).

2.1.5. Control biológico por alteración genética

El manejo integrado de las plagas representa una alternativa de solución a muchos de los problemas que afectan la productividad de los seres vivos; el control biológico, es quizás, la mejor alternativa.

El gusano barrenador del ganado, o mosca del gusano barrenador, produce la enfermedad de Miasis, dicha parasitosis es producida por las fases larvarias de la mosca *Cochliomya hominivorax* (devoradora de hombres), que ataca a los animales domésticos y silvestres de sangre caliente, incluyendo a los seres humanos. La cual se caracteriza por contaminar las heridas mediante la puesta de huevos (querezas), que posteriormente se convierten en larvas, las cuales se alimentan de tejido epitelial y muscular de los animales. Debido a las grandes problemáticas de salud causadas por este parasito, se implementó como método de control biológico la introducción de machos estériles, los cuales fueron modificados genéticamente. La implementación de este método de control biológico, causó resultados positivos al lograr disminuir las tasas de infección por medio de dicho artrópodo vector (Matamoros, 1992)

2.2. CONTROL BIOLÓGICO DE VECTORES

Los vectores biológicos se reconocen como cualquier organismo vivo capaz de transportar y transmitir un patógeno a otro. Los vectores biológicos más habituales y de mayor importancia médica debido al gran impacto que causan en la salud pública, son los insectos hematófagos; los cuales al alimentarse de la sangre de un portador infectado, ingieren los microorganismos patógenos que posteriormente inoculan a otros individuos; estos individuos que alojaran a los microorganismos patógenos, son conocidos como reservorios (Uribe y Chiquete, 2017).

Actualmente existen diversos factores que han propiciado el aumento de enfermedades emergentes y reemergentes transmitidas por vectores. En los últimos 30 años se tiene contemplado que las repercusiones a los factores medioambientales, ecológicos, sociales, políticos y económicos, han sido los detonantes para que ocurriera una mayor interacción entre los agentes infecciosos y los vectores hacia los humanos. Muchas de estas enfermedades infecciosas son transmitidas por mosquitos, chinches triatominas, flebótomos, garrapatas, moscas, piojos, ácaros entre otros. Anualmente se tiene un registro de 700 000 defunciones a causa de enfermedades transmitidas por vectores; algunas de las más comunes y mortales son: el paludismo, el dengue, la tripanosomiasis africana, la enfermedad de Chagas, leishmaniasis, oncocercosis, fiebre amarilla entre muchas más (Noya *et al.*, 2019).

Existen diversos métodos para ejercer un control sobre las poblaciones de vectores, uno de los más empleados, pero también con mayor impacto en las repercusiones ambientales es el uso de plaguicidas o insecticidas. Estos agentes químicos son considerados como microcontaminantes orgánicos que tienen un alto impacto ecológico y un serio daño en los organismos vivos; dado que en los ecosistemas naturales son complejos y los organismos que los componen suelen tener ciertos tipos de interacciones, el uso de estos agentes químicos puede llegar a provocar repercusiones en toda la cadena ecológica (Martínez, 2010).

De acuerdo a Noya *et al.*, (2019), el control biológico es un método de control para especies plagas o vectoriales de alguna enfermedad, este método consiste en la

implementación de diversos organismos tales como insectos, bacterias, hongos, nematodos entre otros, para controlar a estas problemáticas poblaciones. El control biológico es una alternativa contra la lucha de diversas enfermedades transmitidas por vectores, sin la implementación de agentes químicos dañinos para la salud y el ecosistema. Aunque el éxito de su aplicación requiere de un amplio conocimiento de la biología de los organismos y de un planteamiento muy complejo con ciertos parámetros de seguimiento a lo largo del tiempo de implementación, por lo que hacen también que este método de control sea complejo y más lento que el control químico.

En el caso de la enfermedad de Chagas, los métodos más utilizados para la prevención y control de los vectores, se encuentra el mejoramiento de las viviendas y la fumigación con insecticidas; pero debido a que este método químico es dañino para el hombre y el ambiente, se buscan nuevas maneras de control biológico que demuestren una mayor eficiencia conforme a la erradicación de las poblaciones vectoriales. Sin embargo, la historia del control biológico de los Triatominos vectores en su hábitat natural es escasa (Noya *et al.*, 2019).

2.3. VECTORES DE LA ENFERMEDAD DE CHAGAS

La enfermedad de Chagas o también llamada tripanosomiasis americana, es una enfermedad zoonótica parasitaria causada por el protozooario flagelado *Trypanosoma cruzi*, el cuál es transmitido al ser humano por medio hemípteros hematófagos conocidos como Triatominos, los cuales desempeñan un papel vectorial (Salazar *et al.*, 2016).

Los Triatominos (Triatominae) son una subfamilia de insectos de hábitos hematófagos pertenecientes a la familia Reduviidae del orden Hemiptera y de la clase Insecta, agrupada dentro del Filo de los Artrópodos. Actualmente está subfamilia incluye 137 especies agrupadas en 19 géneros, y aproximadamente el 80% de las especies americanas ha sido infectada de forma natural con el protozooario *T. cruzi* (Sandoval *et al.*, 2004).

Algunos de los géneros más representativos conforme a la función vectorial de este parásito son: *Rhonodius*, *Triatoma*, *Belminus* y *Panstrongylus* (Reyes y Angulo, 2009).

2.4. DISTRIBUCIÓN DE VECTORES

2.4.1. Mundial

De acuerdo a Castillo y Wolff (2000), los triatominos son considerados como insectos habitantes del nuevo mundo (continente americano) debido a que la gran mayoría de las especies atribuidas a esta subfamilia se distribuye en este continente. Aunque Vaca *et al.*, (2017) argumenta que solo ocho de las 137 especies, se encuentran distribuidas en el continente Asiático, Africano y Europeo, las cuales son *Triatoma amicita*, *T. bouvieri*, *T. cavernícola*, *T. leopoldi*, *T. migrans*, *T. pugasi*, *T. rubrofasciata* y *T. sínica*, todas pertenecientes al mismo género.

Las especies con mayor importancia médica en el continente americano, se encuentran señaladas en la figura 1 con líneas rojas; éstas especies corresponden a las cinco especies vectoriales más importantes: *Triatoma dimidiata*, *T. infestans*, *T. brasiliensis*, *Rhodnius prolixus* y *Panstrongylus megistrus* (Capriotti 2018).

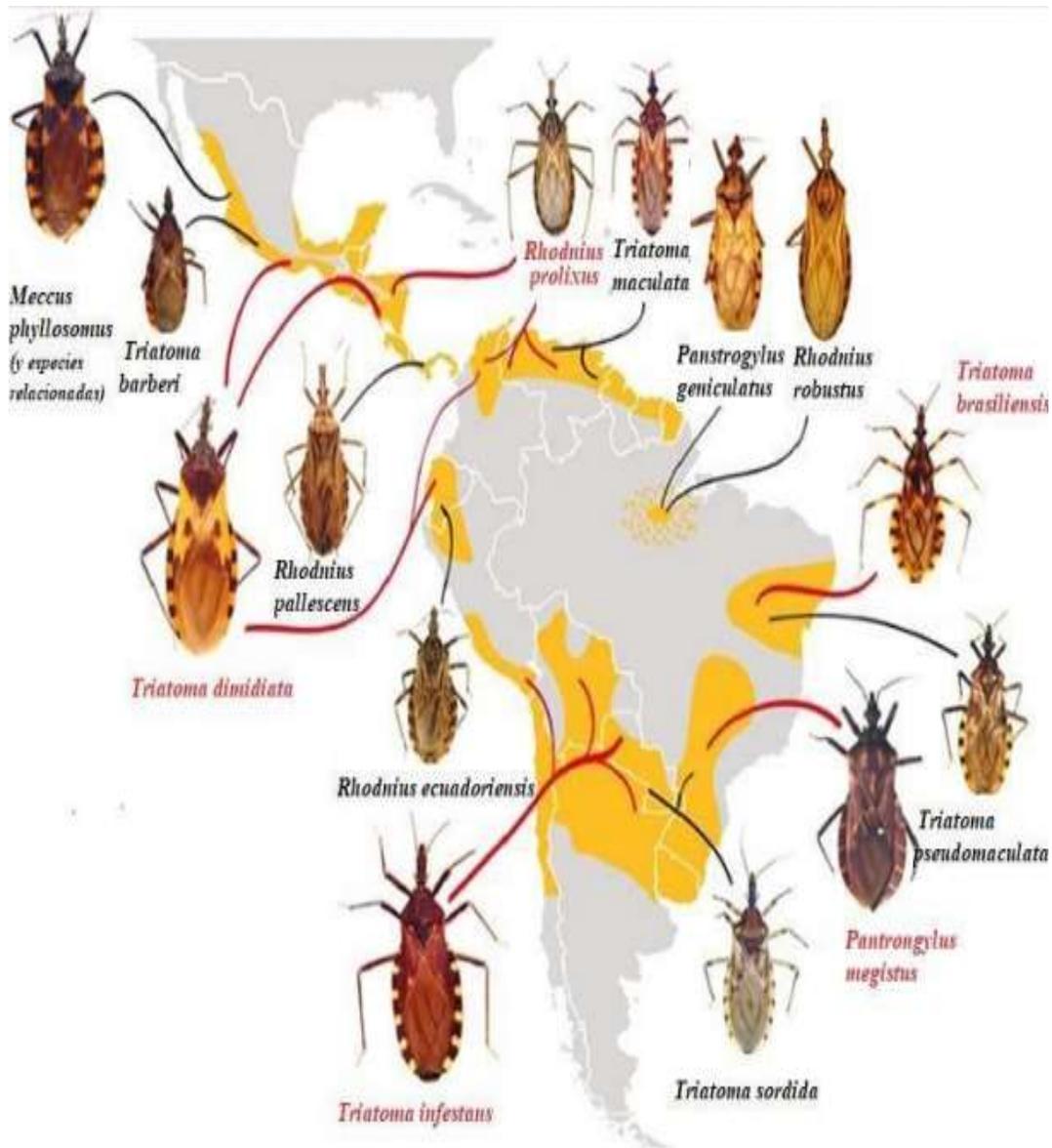


Fig. 1 Distribución de especies de Triatominos en América central y sur (Fuente: Capriotti, 2018)

Dentro de las cinco especies más relevantes de triatominos, *T. dimidiata* destaca como principal vector de la enfermedad de Chagas. Esto debido básicamente a su dispersión geográfica y abundancia, ya que se encuentra reportada su distribución en Belice, Colombia, Costa Rica, Ecuador, El Salvador, Guatemala, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Perú y Venezuela, con alturas que van desde el nivel de mar hasta 2000 m.s.n.m. (Menes, 2004).

2.4.2. En México

Se han registrado a 32 especies de triatominos, 19 de ellas pertenecen al género *Triatoma*, seis al género *Meccus*, dos al género *Panstrongylus* y una sola a los géneros *Belminus*, *Dipetalogaster*, *Eratyrus*, *Paratriatoma* y *Rhodnius* (Salazar *et al.*, 2016). Los géneros *Dipetalogaster*, *Meccus* y ocho especies del género *Triatoma* son exclusivas de México (Salazar *et al.*, 2010)

En base al papel de convivencia con el ser humano las poblaciones de estos vectores se consideran domiciliadas, peridomiciliadas y selváticas o silvestres; Conforme a esto, solamente dos especies de Triatominos de las 32 reportadas para México, son las que toman relevante importancia ya que se encuentran más relacionadas a hábitos intradomiciliarios, las cuales son *Triatoma barberi* que se encuentra distribuida en los estados de Colima, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Michoacán, Morelos, Oaxaca, Puebla, Querétaro, Tlaxcala y Veracruz, y *Triatoma dimidiata* que se delimita a Campeche, Colima, Chiapas, Estado de México, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Nayarit, Oaxaca, Puebla, Quintana Roo, San Luis Potosí, Tabasco, Veracruz y Yucatán (Salazar *et al.*, 2016). *T. dimidiata* es el transmisor más disperso en México, su presencia ha sido reportada en el sur, centro, este (Golfo de México) y norte del país figura 2 (Salazar *et al.*, 2010).



Fig. 2 Distribución de *Triatoma dimidiata*, en base a sus avistamientos (Fuente: Salazar *et al.*, 2010)

Conforme a las especies de hábitos peridomiciliarios, y que no toman tanta relevancia debido al hábito de convivencia son *Meccus longipennis*, *M. mazzottii*, *M. pallidipennis*, *M. phyllosomus*, *M. picturatus*, *Triatoma gerstaeckeri*, *T. mexicana*, *T. rubida*, *Dipetalogaster máxima*, *Panstrongylus rufotuberculatus* y *Rhodnius prolixus*. De las cuales destaca principalmente *M. pallidipennis*, ya que se ha reportado la colecta de prácticamente todos los estados, en áreas aledañas al domicilio (bardas de piedra, lozas, gallineros). Además de que esta especie, fue reportada, en Oaxaca como el primer triatomino infectado en México (Salazar *et al.*, 2010).

Este transmisor tiene reportados altos índices de infección y ha sido capturado en los estados de Guanajuato, Colima, Estado de México, Guerrero, Jalisco, Morelos, Michoacán, Nayarit, Puebla, Oaxaca, Querétaro, Veracruz y Zacatecas, distribuyéndose prácticamente por todo el centro y pacífico mexicano (figura 3) (Salazar *et al.*, 2010).



Fig. 3 Distribución de *Meccus pallidipennis*, en base a sus avistamientos (Fuente: Salazar *et al.*, 2010)

Por otra parte y en comparación, de estas especies tanto intradomiciliarias como peridomiciliarias, *Triatoma dimidiata* y *Meccus pallidipennis*, son las especies con mayor presencia geográfica en el territorio mexicano. (Benítez *et al.*, 2012).

2.4.3. En Chiapas

De Fuentes *et al.*, (2016) reporta la presencia y captura de ejemplares de *Triatoma dimidiata* en diversos municipios del estado; en la localidad de Benito Juárez en el municipio de Berriozábal, en el Paraíso perteneciente al municipio de Copainala y en la Independencia dentro de los límites del municipio de San Juan Cancuc.

En el caso de *M. pallidipennis*, el cual es uno de los vectores con mayor presencia geográfica dentro del territorio mexicano, aún no se ha reportado ningún avistamiento para el estado de Chiapas. Aunque Benítez *et al.* (2012), reporta en sus informes un mapa con las predicciones del nicho ecológico y de distribución de este vector sumamente importante, en donde se prevé que puede estar presente en las regiones chiapanecas (Figura 4), aunque hasta la fecha no se ha registrado ningún aporte sobre su captura o avistamiento en los territorios del estado.

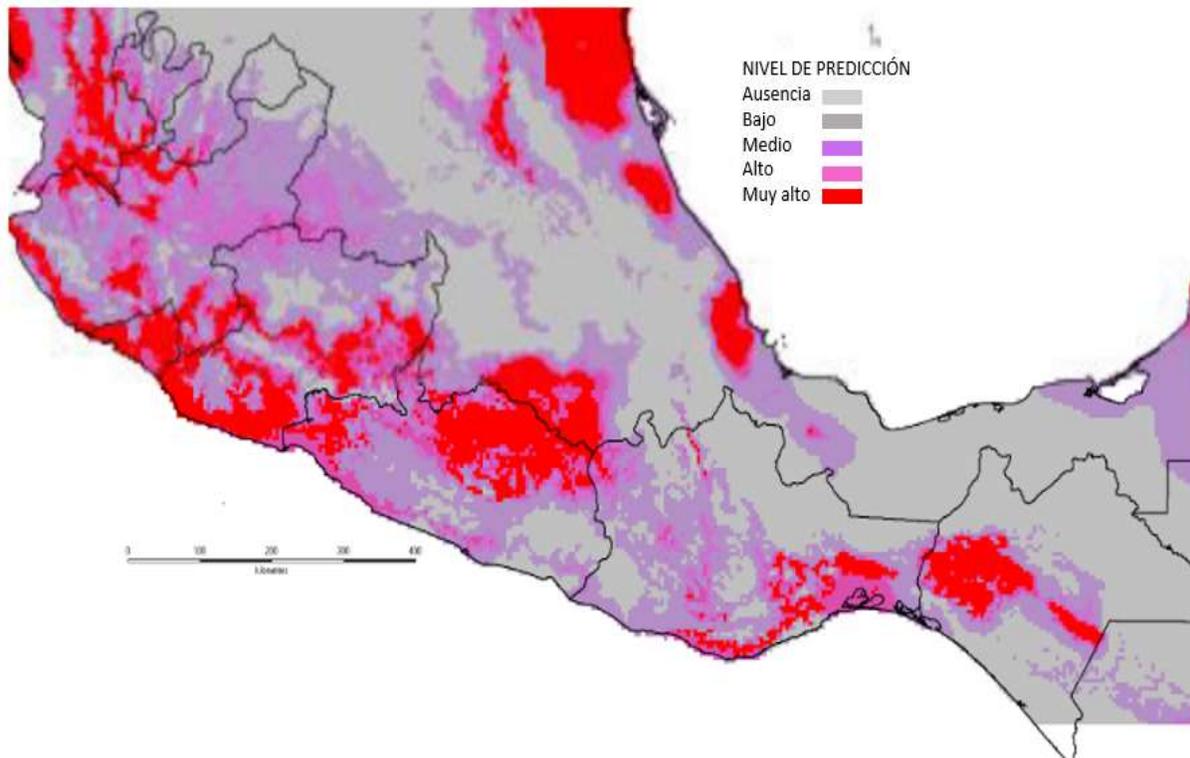


Fig. 4 Predicción del nicho ecológico de *Meccus pallidipennis*, contemplando a Chiapas (Fuente: Benítez *et al.*, 2012)

2.5. VECTORES DE RELEVANCIA EN MÉXICO

Los triatominos son insectos del orden Hemíptera que se caracterizan por poseer las alas delanteras con la porción delantera engrosada y coriáceas, y con las alas traseras membranosas; cuentan también con probóscide segmentada de tipo picador chupador, con ojos compuestos bien desarrollados, metamorfosis simple y generalmente cinco estadios ninfales. Los triatominos ocupan diversos ecotopos como los nidos de aves, cuevas de murciélagos, madrigueras de mamíferos, troncos, piedras, plantas entre otros. Y debido a que muchos de estos insectos cuentan con hábitos peridomiciliarios, se han adaptado a la vivienda humana, principalmente a las de adobe (Menes, 2004). Debido a que algunos triatominos cuentan con caracteres plesiomórficos similares, hay que tener en cuenta algunos rasgos distintivos para cada especie.

De acuerdo con Benítez *et al.* (2012), *Triatoma dimidiata* y *Meccus pallidipennis*, son las especies con mayor presencia geográfica en el territorio mexicano.

2.5.1. *Triatoma dimidiata*

Para la identificación de *T. dimidiata*, Menes (2004) nos dice que esta especie de triatomino vector, es una especie de buen tamaño y con un patrón de colores distintivo característico en el cuerpo (Fig. 5), va desde píceo a negro, y en el conexivo y corium desde amarillo pálido hasta amarillo naranja. De igual manera existe cierto dimorfismo sexual en el tamaño, los machos suelen ser un poco menores a las hembras, abarcando medidas que van de 24.5 a 32 mm, mientras que las hembras de 24.5 a 35 mm. En la figura 6 se representan las estructuras morfológicas de los triatominos en general.



Fig. 5 Rasgos morfológicos de *Triatoma dimidiata* (Fuente: De Fuentes *et al.*, 2019)

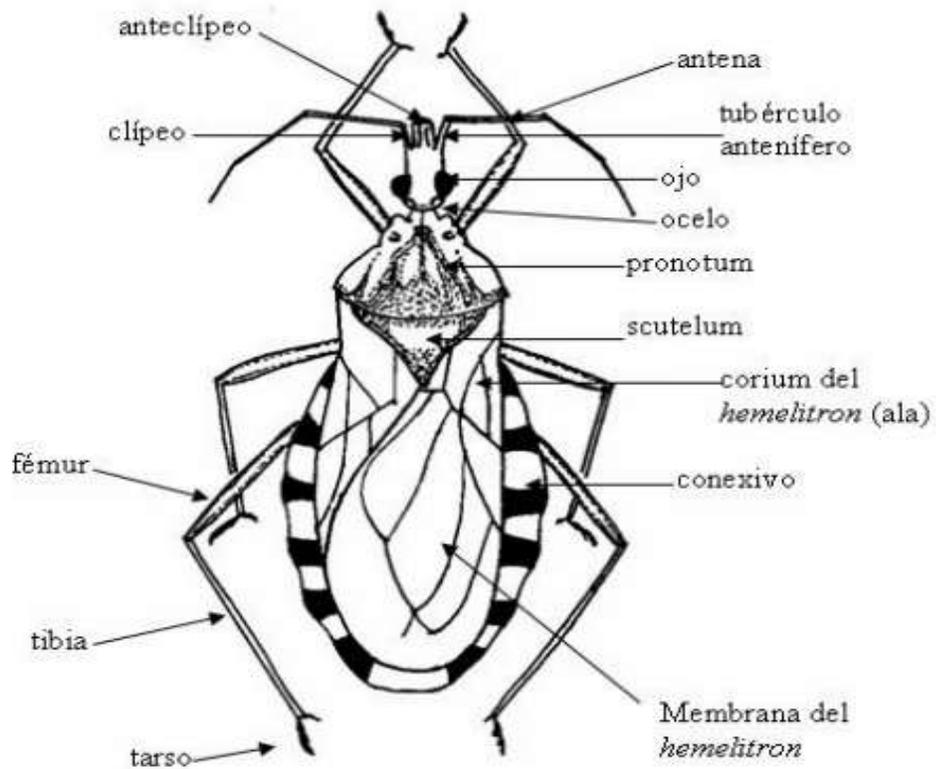


Fig. 6 Estructura morfológica de chinches triatominas (Menes, 2004)

La eficacia vectorial de esta chinche, se encuentra atribuida por algunos aspectos como el grado de susceptibilidad a la infección con *T. cruzi*, el intervalo de tiempo entre la alimentación y la defecación de la chinche sobre su presa y el grado de contacto con humanos (Menes, 2004).

2.5.1.1. Clasificación taxonómica

Reino: Animalia

Filo: Arthropoda

Subfilo: Hexapoda

Clase: Insecta

Subclase: Pterygota

Orden: Hemiptera

Suborden: Heteroptera

Familia: Reduviidae

Subfamilia: Triatominae

Género: *Triatoma*

Especie: *T. dimidiata*

2.5.1.2. Ciclo de vida

Los triatominos son insectos hematófagos hemimetábolos caracterizados por poseer cinco estadios ninfales durante su ciclo biológico (Fig. 7). Debido a sus hábitos alimenticios, su ciclo de vida se encuentra condicionado a una monodieta en la cual pasan largos periodos de ayuno después de alimentarse en abundancia. En base a la forma reproductiva, es de manera sexual y después de que ocurre la cópula (aproximadamente entre 10 y 20 días), las hembras pueden llegar a depositar entre 100-600 huevecillos (Castillo y Wolff, 2000).

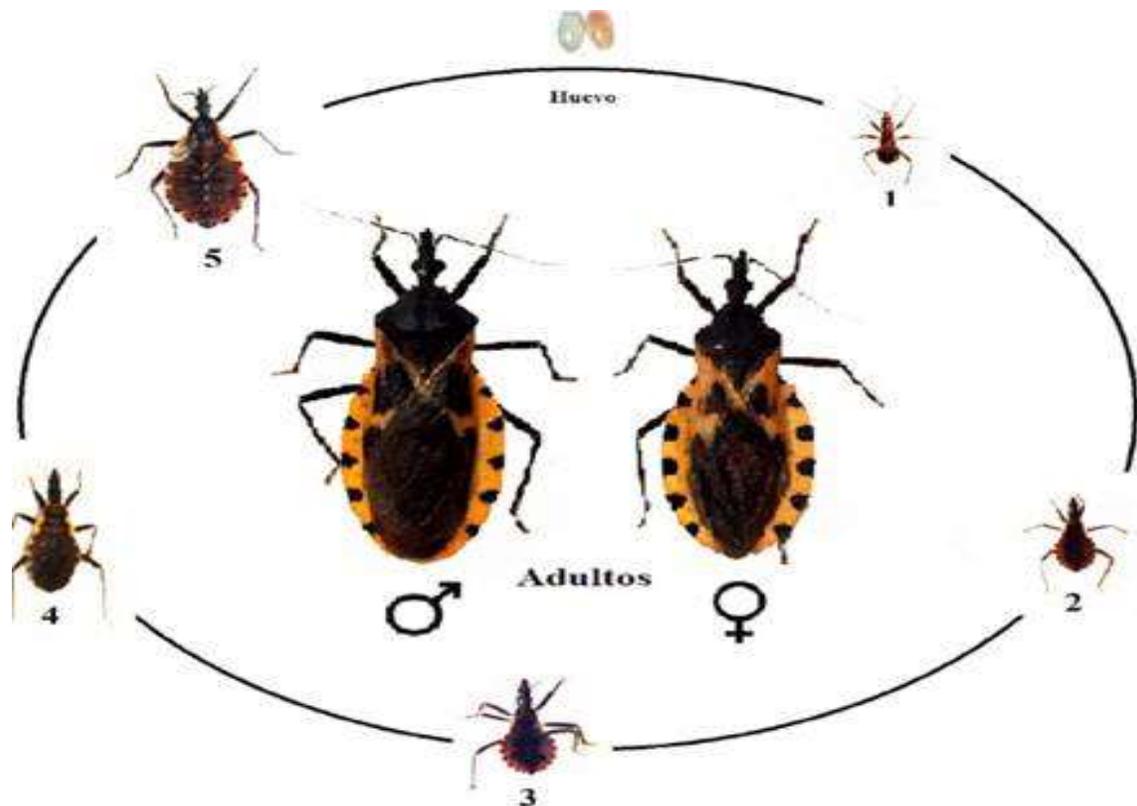


Fig. 7 Estadios ninfales de *T. dimidiata* (Fuente: De Fuentes *et al.*, 2016)

Ardila (2002), menciona que en las hembras de *T. dimidiata*, el ciclo completo abarca un periodo de 356.7 días y en los machos 369.1 días en cada estadio ninfal. Tienen periodos de ayuno muy variados conforme su desarrollo morfológico, el más resaltante es en el primero ya que presenta 18 días como mínimo y un máximo de 66

días, para el segundo un mínimo de 110 días y 174 como máximo, para el tercero se reporta un mínimo de 174 días.

2.5.2. *Meccus pallidipennis*

Zavala *et al.* (2008), argumenta que el macho mide entre 28-35 mm de longitud, mientras que la hembra entre 34-36 mm. El color en general es oscuro alquitranado o negro, con el conectivo que varía de negro a oscuro, con manchas anaranjadas que se sitúan de manera alterna. La cabeza es rugosa dorsalmente, cerca de tres veces más larga que el ancho a la altura de los ojos que son prominentes; casi inmediatamente atrás de los ojos se encuentran un ocelo por cada ojo, que son de tamaño reducido si se comparan con el de los ojos.

El primer segmento antenal alcanza el nivel del clípeo. Tienen cuello oscuro y el pronoto del mismo color. El cuello es largo, mide de 7-9 mm para la hembra y de 5-7 para el macho. El abdomen en el macho es de 10-13 mm y en la hembra entre 12-20 mm. El pronoto en su porción anterior presenta dos prominencias a manera de cuernos y dos lóbulos anteriores cada uno con un tubérculo discal. El lóbulo posterior es ancho y grande con estrías longitudinales y por debajo de su porción posterior arranca el escutelo prominente terminado en punta roma. En las hembras destaca claramente el ovipositor que sobresale de la porción posterior del último segmento del conectivo. Casi la mitad del largo del corio es de color blanco, cubierto por fino pelo corto (Zavala *et al.*, 2008).

En la figura 8, se hace una comparación sobre los rasgos morfológicos distintivos de *M. pallidipennis* y *T. dimidiata*; destacando principalmente el tamaño y los colores característicos de cada ejemplar.

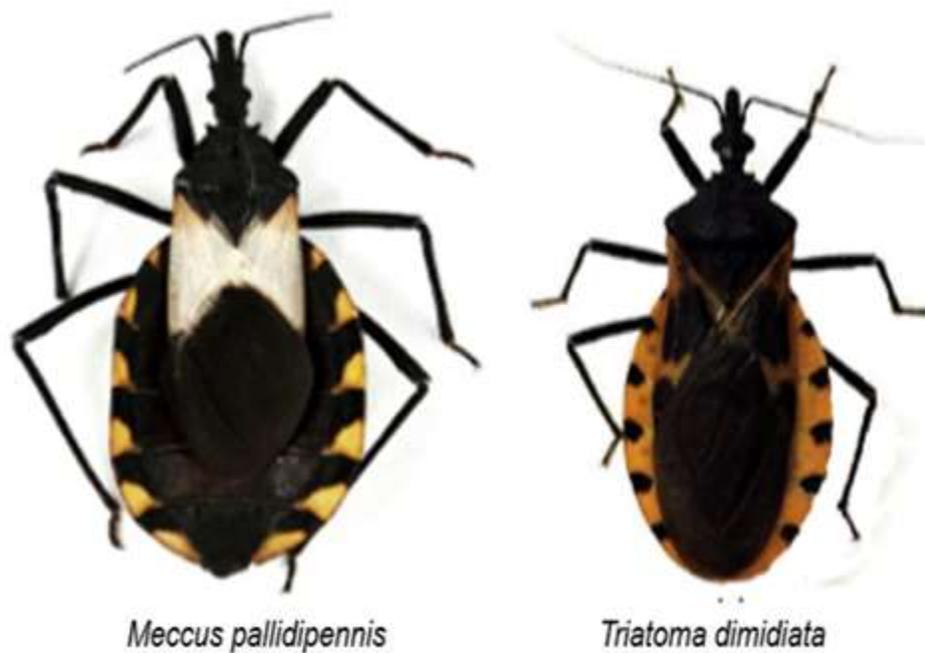


Fig. 8 Rasgos morfológicos distintivos entre *M. pallidipennis* y *T. dimidiata* (Fuente: De Fuentes *et al.*, 2019)

2.5.2.1. Clasificación taxonómica

Reino: Animalia

Filo: Arthropoda

Subfilo: Hexapoda

Clase: Insecta

Subclase: Pterygota

Orden: Hemiptera

Suborden: Heteroptera

Familia: Reduviidae

Subfamilia: Triatominae

Género: *Meccus*

Especie: *M. pallidipennis*

2.5.2.2. Ciclo de vida

Conforme al ciclo de vida de *M. pallidipennis*, Zabala *et al.* (2008) reporta que dicha especie comprende un lapso en promedio de 308 días para pasar por las cinco etapas ninfales características de los triatominos. Las tres primeras etapas ninfales tardan entre 35-48 días cada una, mientras que de la cuarta etapa ninfa hasta su arribo a adulto, es de 56-73 días. El tiempo que tardan las hembras adultas de *M. pallidipennis* en poner huevos es entre 50-60 días.



Fig. 9 Estadios ninfales de *M. pallidipennis* (Fuente: Zabala *et al.*, 2008)

2.6. MECANISMOS DE TRANSMISIÓN DE *TRYPANOSOMA CRUZI*

El principal mecanismo de la enfermedad de Chagas es el vectorial seguido por la transmisión vertical o congénita (placentaria) y horizontal por medio de transfusiones sanguíneas o trasplantes de órganos (Fig. 10) (Bazán, 2014). Estos últimos métodos de transmisión de dicha parasitosis han sido realmente problemáticas ya que en conjunto con los movimientos poblaciones, han expandido la enfermedad hacia otros países y continentes, haciendo que la Tripanosomiasis americana deje de ser endémica para el continente americano (Valdez, 2015).

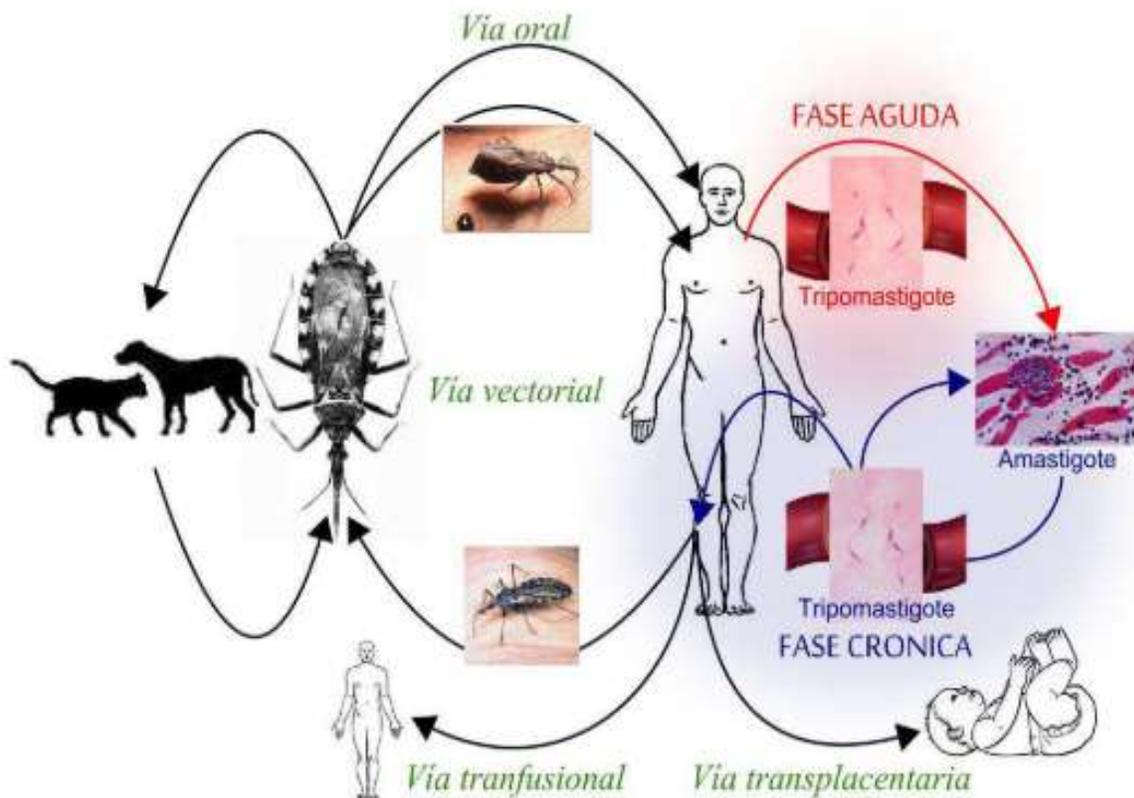


Fig. 10 Mecanismos de transmisión de *T. cruzi* (Fuente: Bazán, 2014)

2.7. CICLO DE VIDA DE *T. CRUZI*

Trypanosoma cruzi es el agente parasitario de la Tripanosomiasis americana o mejor conocida como Enfermedad de Chagas; es un protozooario flagelado perteneciente a la familia Trypanosomatidae, la cual se encuentra agrupada dentro del dominio Eukarya, Filo Euglenozoa y en el orden Kinetoplastida. Dentro del género *Trypanosoma* se encuentran agrupadas otras especies de interés médico como *T. brucei*, quien es el agente causal de la enfermedad el sueño o mejor conocida como Tripanosomiasis africana (Bazán, 2014).

De acuerdo a De Fuentes *et al.* (2019) este protozooario flagelado se desarrolla con ciclos de vidas alternos, entre los insectos hematófagos de la subfamilia Triatominae (Hemiptera: Reduviidae) que cumplen un papel de vector, y en varias especies de vertebrados mamíferos que cumplen un rol de hospederos o reservorios. Cuando el insecto vector se alimenta de un mamífero infectado, en un lapso de unas horas posteriores, los parásitos se transforman de tripomastigotes a epimastigotes y se establecen en el intestino medio anterior, y otros migran al intestino medio posterior en donde se duplican por fusión binaria; posteriormente estos epimastigotes migran a la parte rectal para volverse a transformar pero ahora como tripomastigotes metacíclicos (forma infectiva) para poder ser excretados por medio de la orina y las heces de las chinches al momento de su alimentación.

Una vez que los parásitos han ingresado al sistema del hospedero, ya sea por la misma picadura o erosiones de la piel, los tripomastigotes comienzan a diferenciarse en amastigotes y a multiplicarse por fusión binaria dentro de la célula, después de este suceso provocan la lisis celular y son liberados al torrente sanguíneo nuevamente como tripomastigotes para infectar diversas células y tejidos; cuando un triatomino sano vuelve a alimentarse en este punto en el que ya se encuentra infectado a un nuevo hospedero, se repite el ciclo de vida de *Trypanosoma cruzi* (De Fuentes *et al.*, 2019) (Fig.11).

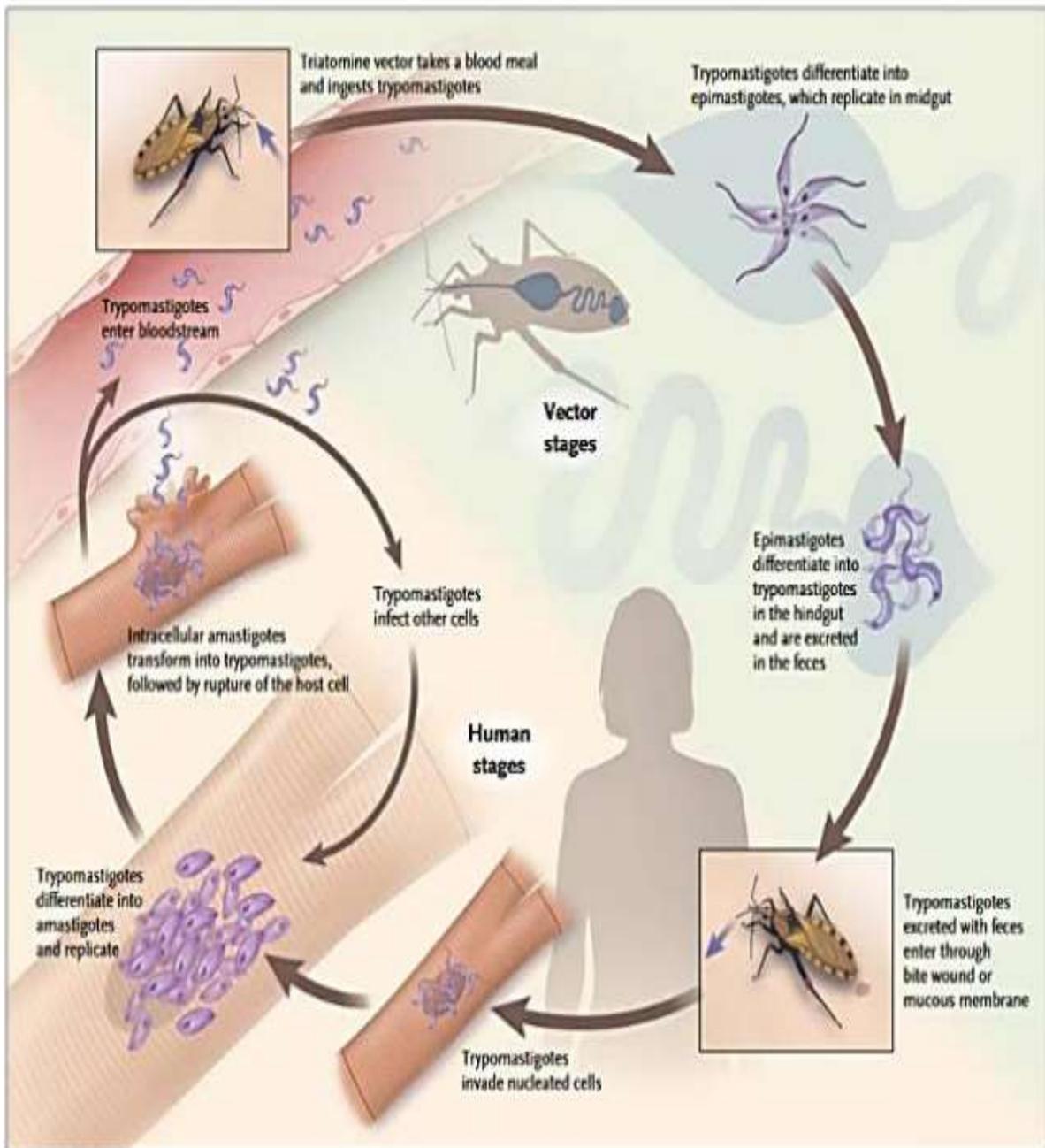


Fig. 11 Ciclo de vida de *Trypanosoma cruzi* (Fuente: de Pellegrini *et al.*, 2015)

2.8. ENFERMEDAD DE CHAGAS

2.8.1. Historia de la enfermedad

La historia de dicha enfermedad remonta a hace más de un siglo (en el año 1909) cuando fue descubierta por primera vez debido a la infección transmitida a humanos por medio del parásito *Trypanosoma cruzi* (Salazar *et al.*, 2016).

El nombre de esta parasitosis fue acuñado en base a su descubridor el Dr. Carlos Ribeiro Justiniano das Chagas procedente de Brasil. El Dr. Chagas realizó expediciones junto con diversos investigadores del Instituto Osvaldo Cruz por algunos territorios de Brasil en una campaña para tratar la malaria y otras enfermedades que se encontraban relacionadas a la presencia de un insecto vector, el cual nombraban como barbeiros, chupones o vinchucas (Ruíz, 2007).

El nombre típico de las vinchucas se encontraba reportado como un insecto hematófago vector que se encontraba asociado a enfermedades desde el siglo XVI. Al enterarse de estas conductas alimenticias, el Dr. Chagas y sus colaboradores comenzaron a investigar la relación de estos insectos triatominos y su papel de transmisión de algunos parásitos hacia el humano u otros vertebrados; al analizar el contenido intestinal de un ejemplar de *Panstrongylus megistus*, se observó la presencia de parásitos flagelados con caracteres morfológicos similares al de los Crithidas, pero diferenciados a otras especies. Al realizar pruebas de laboratorio en donde se infectaron diversos vertebrados (cobayos, conejos, perros y monos) y al analizar el doble ciclo evolutivo (vector-hospedero), se llegó a la conclusión de que se trataba nueva especie de protozooario flagelado (Ruíz, 2007).

En México, los primeros casos reportados de la enfermedad de Chagas fueron reportados por Mazzotti en el año de 1938, y dos años antes también observado por primera vez en el territorio mexicano a un triatomino infectado naturalmente (Velasco *et al.*, 2008).

2.8.2. Aspectos clínicos de la enfermedad

En la mayoría de los casos, los pacientes infectados se desarrollan asintómicamente durante largos periodos posteriores a la exposición con el agente parasitario, pero es posible detectar a simple vista si alguna persona ha tenido contacto con estas vinchucas, ya que comúnmente las picaduras de estos insectos provocan lesiones en la piel o incluso pueden llegar a ocasionar una reacción inflamatoria local (chagoma de inoculación o signo de Romaña) (Bazán, 2014).

La enfermedad de Chagas se manifiesta por medio de lesiones que afectan principalmente al sistema nervioso autónomo y al miocardio. Dentro de la patología de esta parasitosis se pueden reconocer tres fases: la fase aguda, la fase crónica asintomática o indeterminada y la crónica sintomática (Salazar *et al.*, 2016).

La fase aguda se manifiesta en diversas intensidades en base a la cepa parasitaria, la cantidad de parásitos y a la vía de infección. Durante el desarrollo de esta etapa se produce una elevada proliferación del parásito en forma intracelular (Bazán, 2014). Aunque esta fase solamente se da en un 5% de todos los infectados, los síntomas comienzan en un periodo aproximado de 10 días posteriores a la infección vectorial, en cambio en las infecciones por transfusiones sanguíneas entre 20 y 40 días después (Salazar *et al.*, 2016).

La sintomatología de esta fase se asocia a manifestaciones sistémicas inespecíficas como la fiebre, edema de los miembros, tumoración roja y dolosa en la piel (chagoma de inoculación), mialgia, entre otras (Bazán, 2014). Pero en aquellos casos en donde el sitio de infección se encuentra cerca de las mucosas oculares, se presenta el famoso complejo oftalmoganglionar o también llamado signo de Romaña, el cual provoca un edema bpalpebral unilateral (Fig. 12) (Salazar *et al.*, 2016).

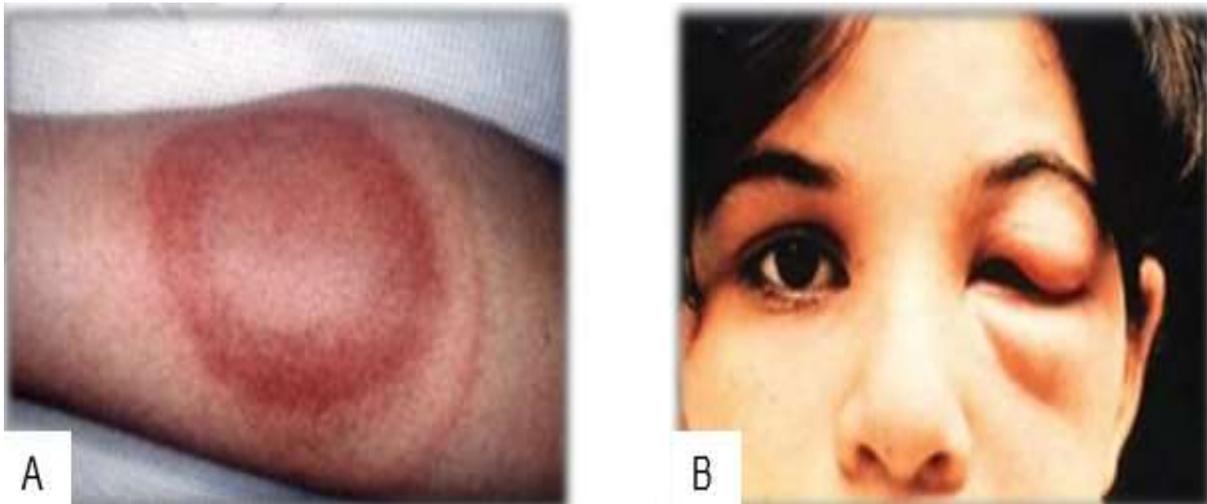


Fig. 12 Manifestaciones de infección en la fase aguda. (A "chagoma de inoculación"; B "Signo de Romaña). (Fuente: Bazán , 2014)

La fase crónica asintomática o indeterminada cuenta con un largo periodo de duración de entre 5 y 20 años, durante este lapso de tiempo la infección se mantiene clínicamente silenciosa debido a una baja parasitemia. Después del desarrollo de esta fase se presenta la fase crónica sintomática en donde ocurren lesiones cardíacas, digestivas (en el esófago y colón) y en sistema nervioso periférico. Durante esta fase el órgano al que se le atribuyen las mayores repercusiones es al corazón, debido a la generación de alteraciones en la contractibilidad y conductibilidad con insuficiencia cardíaca progresiva y cardiomegalia (Salazar *et al.*, 2016).

Salazar *et al.*, (2016) también argumenta que, en áreas endémicas para la enfermedad de Chagas como México, se debe de considerar esta cardiopatía desde la adolescencia como una posibilidad diagnóstica para esta parasitosis, en cualquier individuo con arritmia, insuficiencia cardíaca, eventos tromboembólicos y bloqueos auriculoventriculares.

2.8.3. Tratamiento

Hasta la fecha existen solamente dos fármacos antiparasitarios específicos para el tratamiento de esta parasitosis, uno de ellos es nifurtimox producido por Bayer, y el otro es el benznidazol patentado por Roche. La eficacia parasitaria de dichos compuestos se debe a su efecto inhibidor del DNA, RNA y la síntesis proteica del parásito y la degradación de sus macromoléculas (Bazán, 2014).

Los tratamientos a base de nifurtimox y benznidazol, se iniciaron desde 1967, conforme a la base de datos registrada, se registró la eficacia parasiticida de dichos fármacos, principalmente en los pacientes con fase aguda de infección, que tengan a partir de 14 años de edad y hasta los 50 años. Por otro lado, en la fase crónica, no se tiene un indicador de eficacia. Aun así con los tratamientos respectivos, la principal causa de morbilidad en las poblaciones con dicha parasitosis es la miocardiopatía (Viotti y Vigilano, 2015).

Aunque existe ya un tratamiento efectivo contra esta grave enfermedad de salud pública, se buscan nuevos métodos que actúen antes de que se provoque la infección parasitaria. Muchos de los casos o alternativas ha sido el control de los insectos vectores por medio de insecticidas, pero, aunque estos métodos demuestran resultados positivos, los efectos secundarios de su uso son altamente contrarrestantes.

2.9. BARRERAS BIOLÓGICAS

Uno de los mecanismos para impedir un aumento de infecciones por *T. cruzi* hacia los humanos, sería por medio de la implementación de algunos agentes biológicos que jueguen un papel de barrera biológica o que algunos de sus compuestos químicos impongan una barrera contra el proceso de infección frenando a los insectos vectores.

Actualmente los mecanismos de patogenicidad de *T. cruzi* no son del todo comprendidos, y sólo se sabe que la respuesta inmune humoral juega un serio papel en la resistencia y eliminación de los parásitos en circulación dentro del torrente

sanguíneo. Debido a que la respuesta humoral se encuentra caracterizada por una mezcla compleja de ciertos antígenos, aún no ha sido posible determinar las variaciones de los anticuerpos específicos conforme a los distintos estadios de la enfermedad: aguda, crónica e infección congénita; y además la producción de ciertos anticuerpos de respuesta contra los antígenos representantes de la parasitosis dependerán del estado de infección del hospedero (Montiel y Díaz, 2002).

Pizzi (1961) atribuye que algunos vertebrados de sangre fría son refractarios a infecciones por *T. cruzi*, pero se ha podido infectar a algunos lagartos y batracios en condiciones controladas. Al analizar muestras sanguíneas se evidenció la presencia de tripomastigotes en la sangre y tejidos, pero después de unos días de infección se observó que perecieron; la respuesta a este suceso podría basarse en el mecanismo defensivo de estos grupos de vertebrados.

De igual manera dicho autor señala que las aves son refractarias a infecciones por este parásito, algunos trabajos de investigación revelan que la resistencia de las gallinas ante dicha enfermedad se debe a una intensa actividad lítica del suero sanguíneo sobre las formas criticidias del parásito, logrando así la destrucción de los factores humorales de la forma infectante del parásito, demostrando de esta forma que este mecanismo podría representar una inmunidad natural. Dicha actividad lítica en el suero de la sangre de las gallinas podría explicarse por la presencia de anticuerpos naturales. Todos estos vertebrados con cierta inmunidad natural contra las infecciones de la enfermedad de Chagas.

Zabala *et al* (2011) reporta en una de sus investigaciones que al alimentar a ninfas de triatomíneos con sangre de gallinas y utilizando la hemolinfa de las chinches con los parásitos suspendidos en una combinación, se observaron resultados líticos de las formas parasitarias que posteriormente a las 10 hora de exposición se eliminaron los parásitos de las muestras.

III. ANTECEDENTES

La enfermedad de Chagas se describió por primera vez hace más de un siglo, en el año 1909 por el médico brasileño Carlos Chagas. Debido a la distribución geográfica de los vectores, fue considerada como una enfermedad endémica del continente americano por lo cual se le otorgo el nombre de tripanosomiasis americana (Carabarin *et al.*, 2013). A causa de la alta distribución geográfica y a la tasa de contagios por medio de dicho vector, comenzaron a emplearse principalmente diversos compuestos químicos para erradicar esta problemática de salud.

3.1. ESTRATEGIAS DE CONTROL DE VECTORES

En base a las diversas dificultades asociadas al tratamiento de la enfermedad de Chagas, el control de dicha parasitosis sigue teniendo un enfoque sobre el control de vectores. Las estrategias de control deben tener en cuenta principalmente la asociación de los vectores con las viviendas, ya que estos se clasifican conforme a los ecotopos, los cuales pueden ser selváticos, peridomiciliares o intradomiciliarios; en base a esto, también debe considerarse la biología de dicha especie. Existen diversos tipos de control vectorial como son el control por reguladores de crecimiento, entomopatógenos, control de la reproducción, mejoramiento de la vivienda, trampas de feromonas, educación sanitaria, control químico, patios limpios (Ferral, 2014).

3.1.1. Control químico

Los primeros agentes químicos utilizados para la erradicación de las poblaciones de estos hemípteros hematófagos, fueron los hidrocarburos clorinados como el HCH y el dieldrín, durante las décadas de 1950 y 1960. Dentro de los primeros inconvenientes de este método de control, era de que los costos operativos sumamente altos, y que además su acción residual era muy corta (30-180 días) (OMS, 1993).

Posteriormente en el año de 1975, dentro de los programas de control vectorial, se introdujeron otros insecticidas de menos costo, como el propoxur, diclorvos,

malatión y fenitrotión; y en los años 80 comenzó a emplearse piretroides sintéticos, los cuales tenían muy baja toxicidad (OMS, 1993).

La resistencia de los Triatominos a los insecticidas se ha documentado sólo en ciertas zonas de Venezuela, donde el *Rhodnius prolixus* ofrece un alto grado de resistencia al dieldrín. El control del nivel de susceptibilidad de los vectores importantes a los insecticidas más frecuentemente aplicados debe efectuarse anualmente en cada zona de control utilizando el estuche de prueba de susceptibilidad de los redúvidos, proporcionado por la OMS (1991).

Oliveira (1997), analizó que el control de vectores triatominos con insecticidas y agentes químicos, además de ser altamente dañinos para la salud, también presentaban rangos bajos de eficacia, debido a que después de unos meses las poblaciones se recuperaban. Por lo cual evaluó el desempeño de dos nuevas técnicas de control, la primera de ellas por medio de una pintura insecticida con el 8,3% de malatión en PVA y copolímeros para aplicación a 2g de i.a./m², y la segunda era de potes fumígenos que, al ser encendidos expedían humos organofosforados y piretroides, que funcionaban como insecticidas. Las pinturas demostraron resultados efectivos al ser aplicadas en el peridomicilio, ya que se reportaron niveles bajos de infestación.

Wood *et al.* (1999), Implementaron el uso de barreras físicas para controlar las tasas de infección en las viviendas, su método consistía en cortinas impregnadas de piretroides, y demostraron ser muy prácticas y eficaces; ya que los insectos mueren intoxicados al querer penetrar o caminar sobre las cortinas, además de que el costo de empleo era sumamente rentable, y se adaptaba al uso de mosquiteros.

La aplicación de insecticidas de origen químico ha resultado ser la mejor medida antivectorial hasta la fecha; aunque posee fuertes inconvenientes debido a su alta estabilidad química y física, que hace que prevalezcan en el ambiente. Uno de los problemas más resaltantes es la relación de los efectos tóxicos con la salud humana y de los animales, tanto como silvestres y domesticados, además de que causa un gran impacto en toda la biosfera, lo que ocasiona una alteración del equilibrio natural de los ecosistemas, principalmente en el agua y suelo (Cazorla, 2011).

3.1.2. Control biológico

Debido al gran impacto en la salud, tanto de los humanos como de la contaminación del ambiente, se ha buscado otras alternativas para el control de la enfermedad, ya que los compuestos químicos, son altamente contaminantes y tóxicos. El control biológico de los vectores, podría ser una respuesta eficiente para combatir dicho inconveniente de salud.

La implementación de un sistema de Manejo Integral de Plagas (MIP), sería de gran utilidad para el control y vigilancia epidemiológica de la enfermedad de Chagas, debido a que no todos los vectores son de hábitos domiciliarios (Cazorla, 2011).

3.1.2.1. Por su comportamiento alimentario

Pizzi (1961), argumenta que al analizar la sangre de algunos reptiles confirmó cierto grado de resistencia ante dicha parasitosis, ya que, a los pocos días del contacto con el vector, los tripanosomas en la sangre perecieron. Otro de los grupos que presenta inmunidad ante esta parasitosis son las aves, debido a una intensa actividad lítica del suero sobre las formas tripanosómicas de *T. cruzi*, esto podría indicar la posibilidad de que gracias a los factores humorales se destruya la forma infectante del parásito.

Calderón *et al.* (2001) reporta de igual manera a las gallinas (*Gallus gallus domesticus*), como el principal sustrato de alimentación de estas chinches hematófagas, estos datos sugieren entonces la posibilidad de relacionar la ornitofilia de los vectores con su distribución poblacional y las infecciones humanas debido a la presencia de gallineros.

Diversos estudios de carácter epidemiológico demuestran que, en las zonas donde predominan los vectores con comportamientos ornitofílicos, la prevalencia de la infección de *T. cruzi* hacia los humanos tienden a ser mínimas. Por lo que dicha observación ha planteado la posibilidad de que cuando el sustrato de alimentación de los vectores es la sangre aviar, se puedan modular las características patogénicas o

de infectividad en el parásito debido a que las aves presentan ciertas características refractarias ante la infección de *T. cruzi* (Calderón *et al.*, 2003)

Martínez *et al.* (2010) reporta que, aunque la mayoría de los triatominos tienen como fuente principal de alimentación a los mamíferos; existen excepciones de especies con preferencias ornitológicas hacia gallinas y pollos, tal es el caso de *Triatoma dimidiata*, *T. barberi* y *Meccus longipennis*. Debido a que esta asociación de triatominos con aves es similar a la reportada en Sudamérica, se implementaron gallineros experimentales en los patios de viviendas, reportando que, durante el año de estudio, se recolectaron 457 ejemplares, de los cuales el 93% correspondían a *M. longipennis* y 7% de *T. barberi* dentro de los gallineros. En base a estos registros parece ser que los gallineros fungen como puerta de entrada para la colonización domiciliaria de estos triatominos mexicanos.

Farfán y Angulo (2011), realizaron una investigación sobre la preferencia alimenticia de los triatominos, reportaron que el 40.6% de las pruebas realizadas corresponden a componentes sanguíneos de animales peridomiciliares; destacando con 42% las gallinas, seguido de los caninos con un 21.6% y los gatos con un 6.8%.

3.1.2.2. Enemigos naturales de los triatominos

El control microbiano es uno de los métodos de control más eficientes, debido a que en su empleo involucra diversos organismos como bacterias, virus, hongos, nematodos o protozoarios, para poder disminuir y controlar las poblaciones de plagas (Cazorla, 2011).

Zeledon (1957), reportó que la familia Scelonidae es reconocida por su comportamiento como idiobiontes endoparásitos (frenan el desarrollo del hospedero y se alimentan de sus recursos dentro de los huevecillos). De aquí sobresale la especie *Telenomus fariai*, la cual parasita a los vectores de Chagas, al colocar sus huevecillos dentro de los huevos de las vinchucas.

Gorla (1994) resaltó que aunque *T. fariai* ha sido descrito como un parásito endófago de huevos de triatominos y con una alta distribución geográfica en América; al realizar la liberación experimental en campo en un diseño combinado que contemplada las avispas y el uso de insecticidas, no se logró el regulamiento de las poblaciones de triatominos.

Limma *et al.* (1994) registró resultados exitosos al utilizar a *Bacillus thuringiensis*, una bacteria Grampositiva, en un programa de MIP para triatominos bajo condiciones de laboratorio. Por otra parte, Muscio *et al.* (1997), logró el aislamiento de *Triatoma-Virus (TrV)*, de *Triatoma infestans*; el cual al aplicarlo a estos triatominos, les paraliza las extremidades y además impide la ecdisis (muda de artrópodos para el crecimiento), y debido a que la transmisión del virus puede ser vertical (transovárica) y horizontal (vía oral-fecal), hace que esta sea una herramienta muy funcional en el control de estos vectores.

Luz *et al.* (1998), registró que *B. bassiana* es un hongo mitospórico altamente eficaz al ser usado como bioinsecticida contra insectos triatominos vectores de la enfermedad de Chagas, debido a que establecen la infección por contacto, lo cual resulta sumamente eficaz para el control y erradicación de los insectos

Zumaquero *et al.* (2004) reportó en base a un estudio experimental de laboratorio, en el cual se evaluó como control biológico el uso de la especie *Pimeliaphilus triatoma*, considerado como un ectoparásito entomopatígeno de triatominos, empleando como ejemplar biológico a *Meccus pallidipennis*. El estudio consistió en comparar el efecto de parasitismo sobre los cinco estadios ninfales y de los adultos, y de los huevos ovopositados por éstos. Reportando una diferencia significativa en las variables de estudio, mortalidad, oviposición y viabilidad de los huevos entre el grupo control y el experimental.

Otros de los microorganismos que más se han aplicado contra la erradicación y control de poblaciones de triatominos, son los hongos filamentosos mitospóricos del orden Ascomycota, resaltando las especies *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana* (Cazorla, 2011).

Por otra parte, Noya *et al.* (2019), reporta que muchas especies de parasitoides son actualmente estudiadas debido a su alto potencial para desempeñarse como agentes de control biológico, debido a que pueden parasitar desde larvas, pupas, huevos y hasta organismos adultos. Los Hymenopteros son algunos de los organismos de mayor eficacia, dentro de este orden sobresalta la familia Scelionidae, en la cual se encuentran más de 200 especies de *Telenomus* (avispa parasitoides).

IV. OBJETIVOS

4.1. GENERAL.

Determinar si la fase de diferenciación de *Trypanosoma cruzi* se altera durante la alimentación de *Meccus pallidipennis* con sangre de *Gallus gallus domesticus*.

4.2. ESPECÍFICOS.

- Inducir a la infección experimental por *T. cruzi* en *Meccus pallidipennis*.
- Identificar la presencia de Tripomastigotes metacíclicos en heces de los chiches infectadas experimentalmente.
- Identificar en los triatominos la carga parasitaria, en cada alimentación.

V. ZONA DE ESTUDIO

Se llevó a cabo dentro de las instalaciones del Bioterio experimental perteneciente al Instituto de Ciencias Biológicas, ubicado dentro del campo universitario de la Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas (UNICACH) con dirección establecida en el libramiento norte poniente No. 1150 dentro de la colonia Lajas Maciel, con CP 29039 en el Municipio de Tuxtla Gutiérrez, Chiapas.

VI. MÉTODO

6.1. MATERIAL BIOLÓGICO

6.1.1. Triatominos (*Meccus pallidipennis*)

Fueron proporcionadas por el laboratorio de biología de parásitos de la Facultad de Medicina Humana de la Universidad Nacional Autónoma de México mediante convenio de colaboración con el cuerpo académico Biodiversidad y calidad de Vida. En la figura 13 se observa un ejemplar macho de la especie proporcionada.

Los ejemplares fueron aclimatados y se mantuvieron en el laboratorio experimental y bioterio del Instituto de Ciencias Biológicas (ICB) de la UNICACH.



Fig. 13. Ejemplar adulto de *Meccus pallidipennis*

6.1.2. Ratones cepa Cd1

Se utilizaron dos ratones machos de la cepa Cd1 (Fig. 14) con un peso de 32 g cada uno, los cuales estaban infectados con el aislado de *T. cruzi* IDIM/MX/16/ Mezcales (Palma *et al.*, 2021) dichos ejemplares fueron proporcionados por el laboratorio experimental y bioterio del Instituto de Ciencias Biológicas (ICB), dentro de la Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas (UNICACH).



Fig. 14 Ratones machos (cepa Cd1) infectados con aislado de *T. cruzi*

6.1.3. Gallinas (*Gallus gallus domesticus*)

Se obtuvo un ejemplar de gallina de traspatio con dos meses de edad y con un peso inicial de 1.400 kg. En la figura 15, se representa al ejemplar al final del proceso experimental, en donde ya contaba con ocho meses de edad y con un peso de 4.300 kg.



Fig. 15 Ejemplar de *Gallus gallus domesticus*

6.2. MANTENIMIENTO DE EJEMPLARES BIOLÓGICOS

6.2.1. Mantenimiento de triatomínos

Una vez establecidos los parámetros a evaluar en los ejemplares de *M. pallidipennis* (estadios ninfales, tamaño), estos fueron aclimatados bajo condiciones de laboratorio óptimas de 25 ± 2 °C, con un porcentaje de humedad relativa de 70% a 80% de humedad, un fotoperiodo de 12x12 (Fig. 16), manteniéndolos de forma individual en botes de plástico de 12 cm de alto con 7 cm de diámetro, con una tapa de malla mosquitero, dentro del bote se colocó un acordeón de papel y en el fondo papel filtro recortado en forma de círculo (Fig. 17).



Fig. 16 Área designada al mantenimiento de ejemplares triatominos



Fig. 17 Botes plásticos con ejemplares triatominos

6.2.2. Mantenimiento de ratones cepa Cd1

Se mantuvieron en un cuarto dentro de una caja plástica (Fig. 18) con un fotoperiodo de 12x12 y una temperatura entre 22 a 26 °C y una humedad de 70% , y se les brindó alimento (diet rodent) y agua *ad libitum*.



Fig. 18 Cajas plásticas con ejemplares Cd1

6.2.3. Mantenimiento de *Gallus gallus domesticus*.

En el caso de la gallina, se mantuvo dentro de un gallinero convencional, ya establecido en el patio de un domicilio (Fig. 19), en donde se le brindó agua y alimento *ad libitum*, y se transportó en una caja mascotera para cada fecha establecida dentro del periodo de alimentación de los triatominos. Periódicamente fueron revisadas por MVZ Irving Nanguelú con número de cedula profesional 9594402, adscrito al Laboratorio Multidisciplinario Experimental y Bioterio.



Fig.19 Gallinero de traspatio

6.3. DISEÑO EXPERIMENTAL

Una vez aclimatados todos los individuos de experimentación biológica, con temperatura y humedad relativa. Se llevó a cabo el desarrollo del estudio con una sola replica.

6.3.1. Infección experimental de Triatominos

Fase 1: Los triatominos, se alimentaron con ratones infectados con el aislado de *T. cruzi* IDIM/MX/16/ Mezcales (Palma *et al.*, 2021), y previamente sedados, con 0.02 mg/kg de pentobarbital (5-etil-pentano-2-il-1,-3-diazinano-2, 4,6-triona). Posteriormente se colocaron dentro de una caja plástica negra (para impedir el paso de luz) de 12 cm de alto x 30 cm de largo y 20 cm de ancho, la cual se colocó después sobre otra base acrílica de 15 cm de alto x 50 cm de largo y 50 cm de ancho (Fig. 20), con la finalidad de evitar cualquier accidente o de que algún ejemplar busará la manera de salir.



Fig.20 Procedimiento de infección de triatominos, con ratones infectados

Después de un tiempo promedio de 30 min \pm , los triatominos se alimentaron hasta la repleción y en ese momento se retiraron de las cajas (Fig. 21).

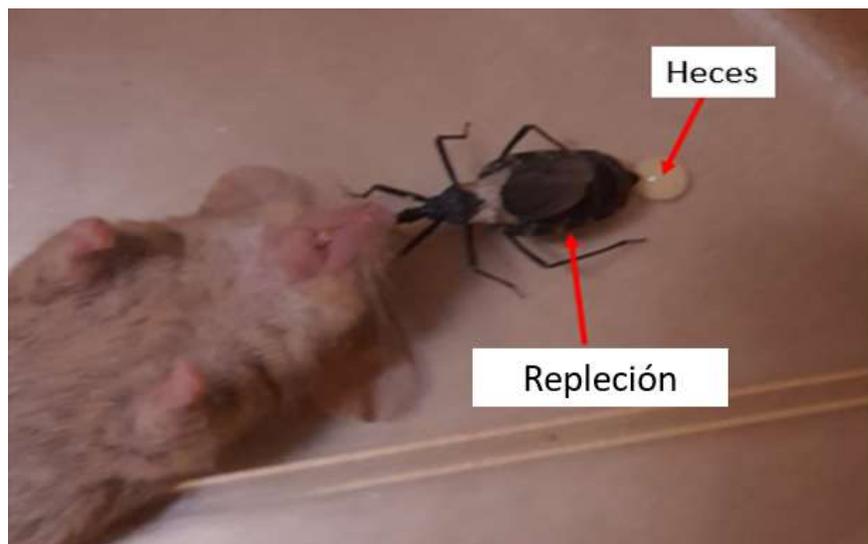


Fig.21 *Meccus pallidipenis* alimentándose hasta la repleción y defecando a la vez

Fase 2: Para confirmar que el proceso de infección en los triatominos, se volvió a alimentar 20 días después con una gallina. Se esperó hasta la repleción para que cada insecto defecara (Fig. 21). Cada muestra de heces se recolectó con jeringa de insulina (1 ml), las cuales contenían 0.5 ml de solución salina

Se colocó una gota de la muestra sobre un portaobjetos y cubreobjetos, y se analizó con el objetivo de 40X en el microscopio óptico, para confirmar el proceso de infección, una vez confirmada la infección al visualizar a los tripomastigotes metacíclicos, se separó a cada ejemplar de cada grupo correspondiente en un frasco de plástico individual.

6.3.2. Evaluación en el modelo experimental

A partir de este punto, los triatominos ya infectados comprendieron un proceso de alimentación, la cual constó de seis fases en las cuales se alimentaban con sangre de gallina. Durante cada alimentación, se colocó a la gallina dentro de una caja plástica (Fig. 22) y de manera individual a cada chinche (Fig. 23) por un lapso de 30 minutos \pm , hasta alcanzar la repleción. Posteriormente se observaron bajo el objetivo de 40x del microscopio óptico, las muestra individuales de heces de cada ejemplar disueltas en 0.5 ml de solución salina, esto para confirmar la presencia de los parásitos durante cada fase de alimentación con la gallina.



Fig. 22 Ejemplar aviar listo para alimentación de triatominos



Fig. 23 *Meccus pallidipennis* alimentándose de *Gallus gallus domesticus*

6.3.3. Observación en el microscopio y conteo con hemacitómetro

Una vez confirmada la presencia de los parásitos en cada muestra de cada periodo de alimentación, mediante la visualización de gota fresca en el microscopio. Se depositó el sobrante de cada una de las muestras colectadas y etiquetadas en un tubo eppendorf de 1.5 ml. Posteriormente se preparó una dilución 1:100 con 1 μ L de cada muestra individual y 99 μ L de solución de "PBS". Posteriormente, se tomaron nuevamente 10 μ L y se colocaron en el borde de la cámara de Neubauer para realizar los conteos correspondientes.

En base a Bastidas (2011), se realizó el conteo de parásitos, en base a los procedimientos establecidos para el uso correcto del hemacitómetro.

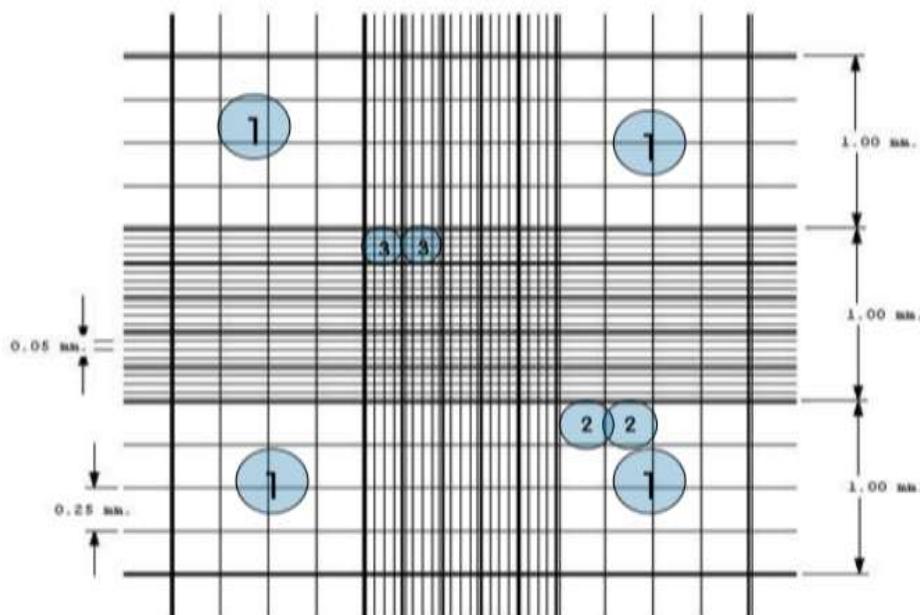


Fig. 24 Rétículo de Neubauer (Fuente: Bastidas, 2011)

Una vez colocada la muestra en la cámara, se realizó el conteo en los cuatro cuadrantes de cada extremo del hematocitómetro, en la figura 25, se ejemplifica la forma en la que hacen los conteos con alta concentración celular en estos cuadrantes.

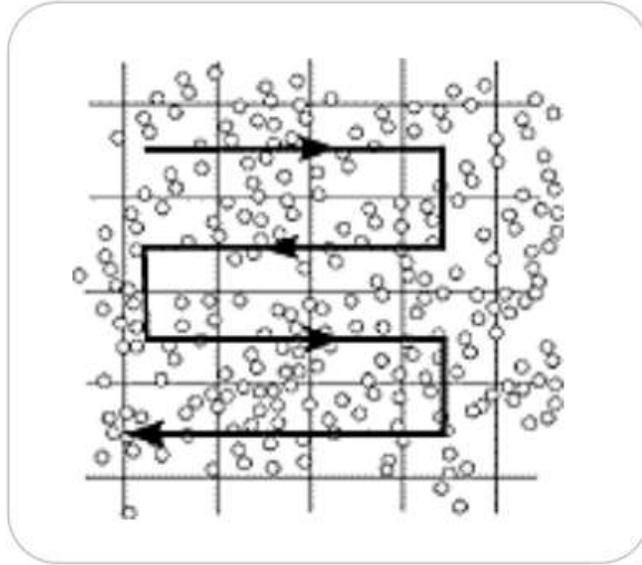


Fig. 25 Recuento con alta concentración celular (Fuente: Bastidas, 2011)

Realizados los conteos de cada muestra, y con los datos de cada uno de los cuadrantes, se aplicó la fórmula del cálculo de concentración celular específica para la cámara de Neubauer (Fig. 26).

$$\frac{\Sigma \text{cuadrante}}{4} = x 10000 = x 100 = \text{parásitos / ml en heces}$$

Fig. 26 Fórmula del calculo de concentración celular (Fuente: Bastidas, 2011)

VII. RESULTADOS

Un total de nueve chinches se alimentaron hasta la repleción con sangre de ratones infectados con el aislado de *T. cruzi* (IDIM/MX/16/ Mezcales (Palma *et al.*, 2021)), y se mantuvieron en el insectario bajo condiciones controladas. Posteriormente a los 20 días se inició la fase de alimentación experimental.

El conteo de tripomastigotes metacíclicos en cada cuadrante por chinche fluctuó entre 23 y 53 parásitos (Cuadro 1), teniendo como resultado de la carga parasitaria por individuo fueron entre 44, 000,000 y 30, 750,000 parásitos en heces /mL. En promedio la carga parasitaria en las 9 chinches fue de 34, 750,000 par/mL en heces, confirmando la infección en los triatominos (figura 27).

Cuadro 1. Resultados del número de parásitos por cuadrante en heces de las chinches en la alimentación cero

<i>Meccus pallidipennis</i>	Alimentación cero			
	Cuadrantes			
	1	2	3	4
1	41	53	45	37
2	34	45	39	31
3	37	31	38	30
4	32	35	27	29
5	28	41	43	28
6	33	46	36	31
7	27	36	39	23
8	31	43	29	25
9	25	39	37	27
suma total	288	369	333	261

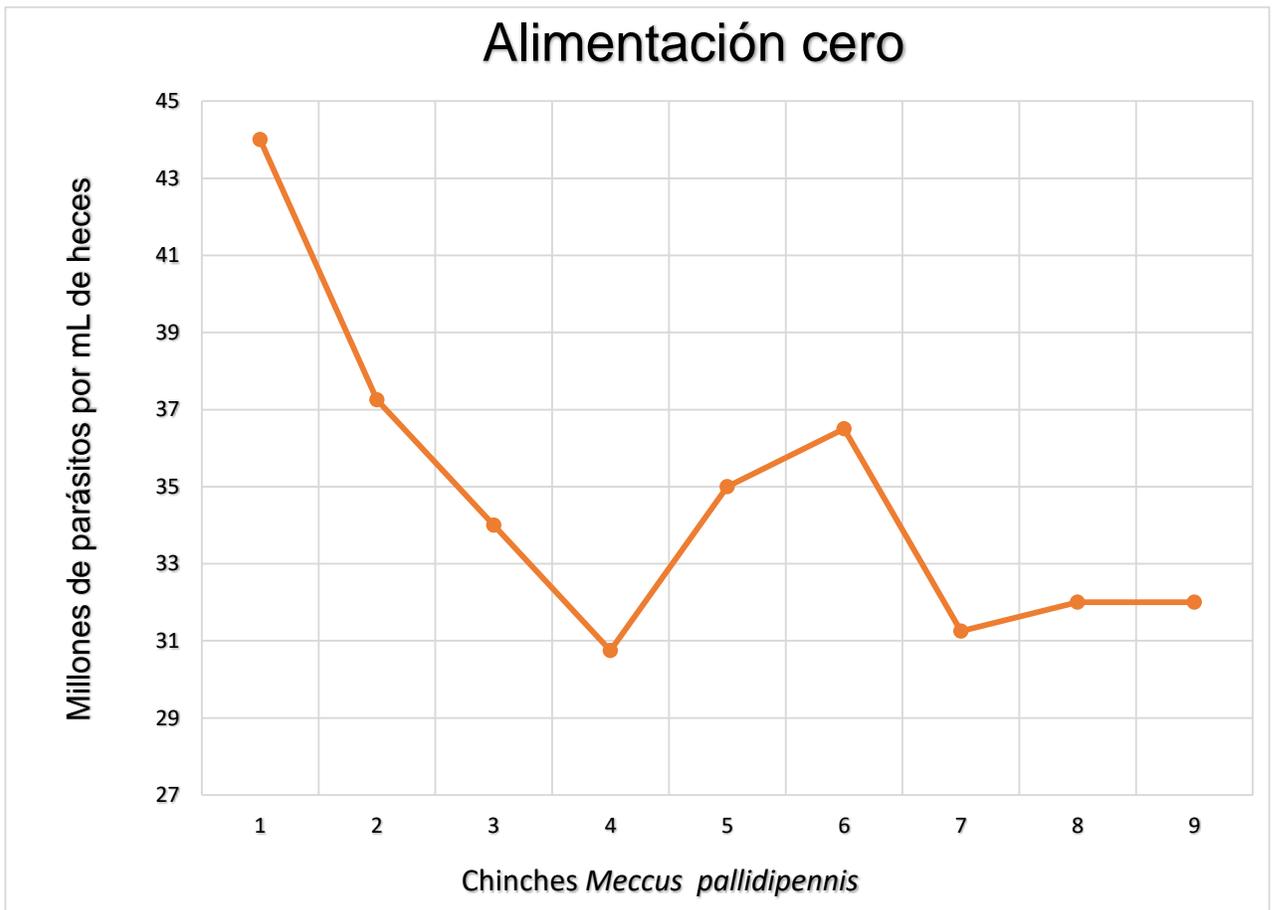


Fig. 27. Resultados de número de parásitos en heces de chinches infectadas durante la alimentación cero

En la fase experimental las chinches de *Meccus pallidipennis* fueron alimentadas individualmente, contemplando que el tiempo de alimentación fue de 15 a 45 minutos y defecaron entre los 15 a 25 minutos. Algunas veces aun alimentándose y otras hasta que se separaban.

En los resultados de las tres primeras alimentaciones, el número de parásitos por cuadrante fue constante en 5 de las 9 chinches y en las otras 4, el conteo de tripomastigotes metacíclicos fue en menor cantidad en cada cuadrante. A partir de la quinta alimentación se reporta con cero en 1 o 2 cuadrantes lo que indica que las

chinchas se están desparasitando. En solo el 11.11% (1/9) de las chinchas ya no se observaron parásitos en los cuatro cuadrantes hasta la sexta alimentación (cuadro 2a y cuadro 2b).

Cuadro 2a. Resultados del número de parásitos por cuadrante en heces de las chinchas infectadas que se alimentaron con sangre de *Gallus gallus domesticus* en los primeros tres meses

a	Alimentación											
	Primera				Segunda				Tercera			
	Cuadrantes				cuadrantes				cuadrantes			
	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
1	45	27	15	49	25	16	24	23	16	9	24	18
2	32	13	17	58	13	27	32	19	17	15	16	13
3	19	24	43	33	29	11	13	27	29	21	37	21
4	39	13	20	17	19	29	17	33	19	13	21	14
5	27	11	12	37	21	21	25	9	32	16	35	15
6	41	22	38	25	13	31	30	13	13	7	23	9
7	37	9	31	30	5	14	21	16	19	6	17	12
8	23	10	29	19	18	21	35	19	11	5	9	11
9	34	15	20	29	10	19	19	3	15	7	25	13
Suma total	297	144	225	297	153	189	216	162	171	99	207	126

Cuadro 2b. Resultados del número de parásitos por cuadrante en heces de las chinches infectadas que se alimentaron con sangre de *Gallus gallus domesticus* en los siguientes tres meses

b	Alimentación											
	Cuarta				Quinta				Sexta			
	Cuadrantes				Cuadrantes				Cuadrantes			
	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
<i>Meccus pallidipennis</i>												
1	20	16	12	9	0	4	1	0	3	2	0	1
2	15	8	11	4	3	9	0	0	1	0	0	0
3	17	12	7	6	1	0	0	0	0	0	0	2
4	13	7	9	9	8	6	3	0	4	3	0	0
5	19	11	11	3	0	3	4	0	0	0	0	0
6	11	6	9	2	0	7	2	0	2	0	0	3
7	21	9	7	4	6	2	0	0	5	2	0	1
8	9	5	11	5	2	9	3	0	2	1	0	2
9	10	7	13	3	7	5	5	0	1	1	0	0
Suma total	135	81	90	45	27	45	18	0	18	9	0	9

Aplicando la fórmula de Bastidas (2011), se calculó el número de parásitos por mL en heces por chinche en cada alimentación. El promedio más bajo de la carga parasitaria fue de 10, 791,666.7 de par/mL en heces. Y el más alto 14, 666,666.7 de par/mL en heces. (Cuadro 3) (Figura 28).

Cuadro 3. Resultados del número de parásitos de cada ejemplar en cada fase de alimentación

Chinches	Alimentaciones						Promedio	Desviación estándar
	1	2	3	4	5	6		
1	3.40E+07	2.20E+07	1.68E+07	1.43E+07	1.25E+06	1.50E+06	1.50E+07	1.14E+07
2	3.00E+07	2.28E+07	1.53E+07	9.50E+06	3.00E+06	2.50E+05	1.35E+07	1.05E+07
3	2.98E+07	2.00E+07	2.70E+07	1.05E+07	2.50E+05	5.00E+05	1.47E+07	1.18E+07
4	2.23E+07	2.45E+07	1.68E+07	9.50E+06	4.25E+06	1.75E+06	1.32E+07	8.63E+06
5	2.18E+07	1.90E+07	2.45E+07	1.10E+07	1.75E+06	0.00E+00	1.30E+07	9.53E+06
6	3.15E+07	2.18E+07	1.30E+07	7.00E+06	2.25E+06	1.25E+06	1.28E+07	1.09E+07
7	2.68E+07	1.40E+07	1.35E+07	1.03E+07	2.00E+06	2.00E+06	1.14E+07	8.41E+06
8	2.03E+07	2.33E+07	9.00E+06	7.50E+06	3.50E+06	1.25E+06	1.08E+07	8.19E+06
9	2.45E+07	1.28E+07	1.50E+07	8.25E+06	4.25E+06	5.00E+05	1.09E+07	7.80E+06

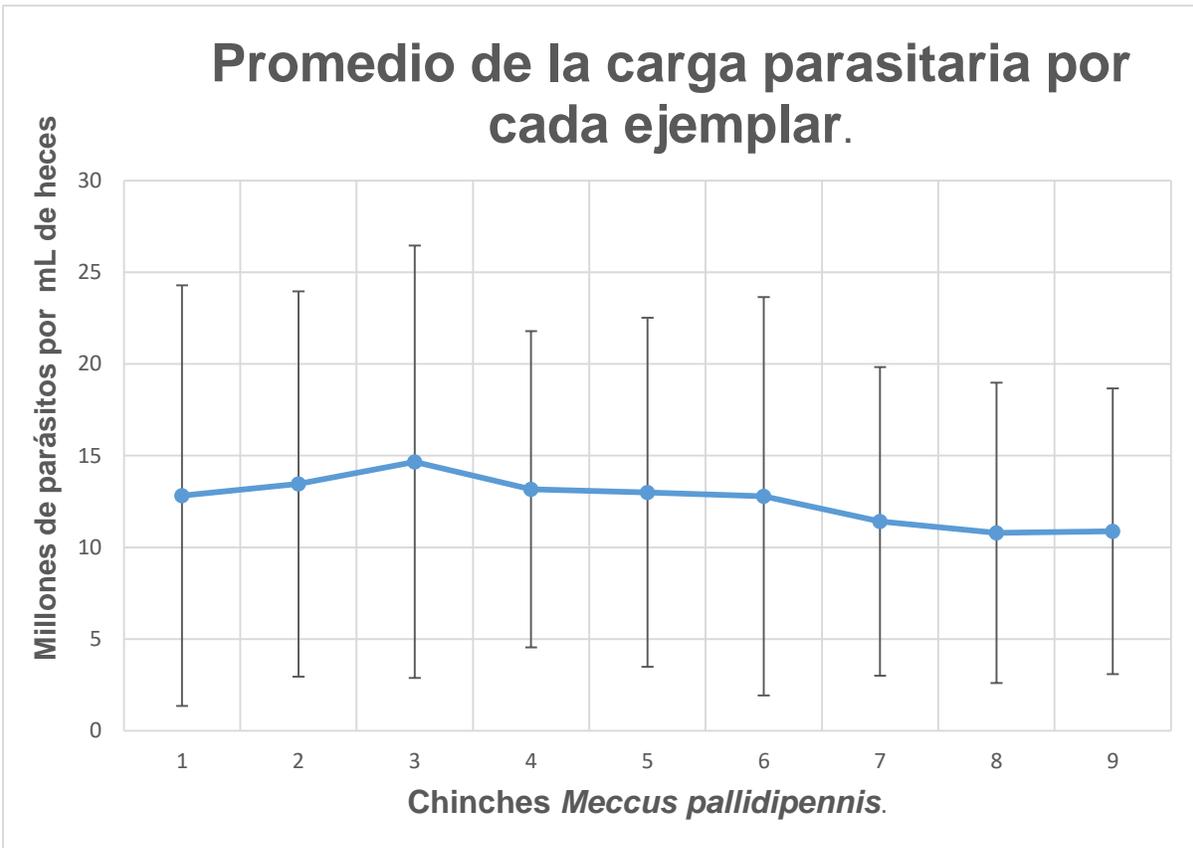


Fig. 28. Promedio de la carga parasitaria por cada ejemplar de *Meccus pallidipennis* durante las seis alimentaciones

El comportamiento de la carga parasitaria en el total de los triatominos en la primera alimentación fue en promedio de 26, 750,000 par /mL en heces y en la sexta de 1, 000,000 par/mL en heces. Esto nos indica que las chichas de *Meccus pallidipennis* se infectaron en el 100% con un promedio de 34, 750,000 par/mL en heces, y al final se redujo la infección al 2.73% (figura 29).

Resultado final de parásitos / mL en heces, contemplando el promedio de los nueve ejemplares.

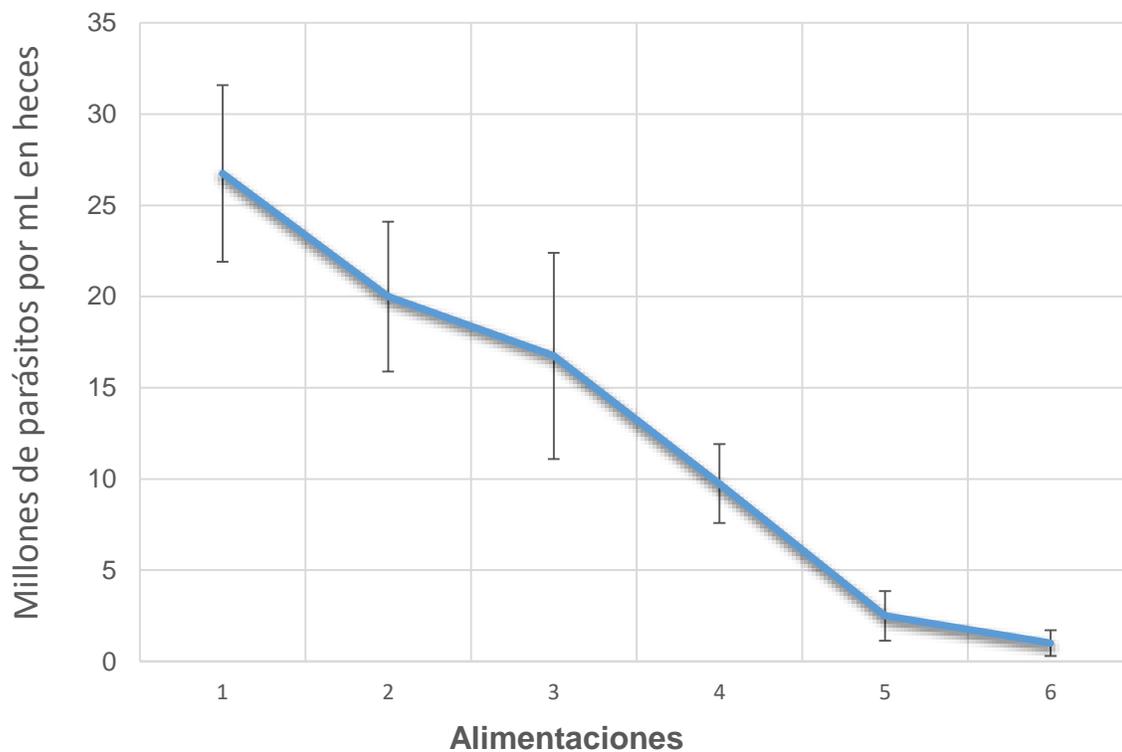


Fig. 29. Resultado final del promedio en las 9 chinches infectadas con el aislado de *T. cruzi* IDIM/MX/16/ Mezcales (Palma *et al.*, 2021)

En base a estos resultados se compararon los datos de este mismo grupo de triatomíneos infectados, con una carga parasitaria en la alimentación cero (post infección), con el resultado final después de 6 alimentaciones con sangre de *G. gallus domesticus* (Cuadro 4).

Cuadro 4. Resultados de la diferencia significativa de carga parasitaria en triatominos infectados antes de la fase experimental y al finalizar las alimentaciones con *G. gallus domesticus*

		Alimentación CERO	Sexta alimentación (última)
C H I N C H E S	1	44,000,000	1,500,000
	2	37,250,000	250,000
	3	34,000,000	500,000
	4	30,750,000	1,750,000
	5	35,000,000	0
	6	36,500,000	1,250,000
	7	31,250,000	2,000,000
	8	32,000,000	1,250,000
	9	32,000,000	500,000

XVIII. DISCUSIÓN

El comportamiento alimenticio en los triatominos es importante, ya que determina su eficiencia como vector en la búsqueda de la comida, para satisfacer esta necesidad fisiológica y fundamental para su misma sobrevivencia; en este proceso también pueden infectarse o transmitir el parásito *Trypanosoma cruzi*.

Los resultados de este proyecto de investigación muestran que el 100% de las chinches de *Meccus pallidipennis* se infectaron al alimentarse de un ratón positivo a *Trypanosoma cruzi*. Zavala *et al.* (2008), reportó que esta especie de Triatmino es susceptible de infectarse fácilmente en porcentajes de 80-90% incluso con aislados este parásito de distintas regiones del país.

El tiempo que los triatominos emplearon para alimentarse fueron de 15 a 45 minutos hasta la repleción. Esto coincide con lo reportado por Zavala *et al.*, (2008) *M. pallidipennis* al alimentarse de palomas (*Columba livia*), el proceso de alimentación fue de 15-30 minutos, hasta el retiro espontaneo de la probóscide. Sin embargo; esto puede incrementar hasta 130 minutos según la fuente de alimento.

Todas las chinches de *M. pallidipennis* se mantuvieron hasta el final. Es decir, la mortalidad fue de 0%, en condiciones de laboratorio. Esta especie ha sido reportada por otros investigadores por su rápida aclimatación a condiciones ambientales opuestas a su hábitat natural, por lo que se considera un vector potencial en un área geográfica distante (Martínez y Katthain, 1999; Martínez *et al.*, 2017).

La presencia de tripomastigotes metacíclicos en heces de chiches infectadas experimentalmente, fue de 30, 000,000 a 45, 000, 000 par/mL en heces. Rey (2001), menciona que epimastigogénesis (la transformación del tripomastigote sanguíneo de *Trypanosoma cruzi* en epimastigotes) ocurre naturalmente en el intestino del invertebrado en respuesta a la caída de la temperatura entre el mamífero y el insecto.

El promedio de la carga parasitaria en las chinches *M. pallidipennis* post infección fue con 34, 750,000 par/mL. En la primera alimentación con sangre de *G.*

gallus domesticus, la carga parasitaria bajo al 76.97%; Al ir incrementando la frecuencia de alimentación con la sangre de la gallina, este porcentaje fue disminuyendo hasta 2.87% (1, 000,000 de par/mL) en la sexta alimentación. Estos resultados expresan que la curva sobre la carga parasitaria a la ausencia de tripomastigotes metacíclicos en las heces posiblemente se debe a la interrupción de la metaciclogénesis la cual es un proceso celular complejo que comprende transformaciones fisiológicas y morfológicas de una forma replicativa no infecciosa a una etapa infecciosa no replicativa (Contreras *et al.*1985).

Considerando también que las aves no son reservorios dentro del ciclo biológico del parásito, Pizzi (1961) menciona que varios autores concuerdan que las aves son refractarias a las infecciones por *T. cruzi*, debido a que demuestran una intensa actividad lítica del suero sanguíneo sobre formas tripanosómicas de *T. cruzi*. Esto puede explicar la posibilidad por la cual ocurre una disminución en el número de parásitos en las heces de las chinches infectadas.

De igual manera Calderón *et al.* (2003), señalan que cuando los vectores infectados se alimentan de gallinas, se modulan las características patogénicas o de infectividad del parásito debido a las características refractarias de inmunidad ante la infección de *T. cruzi*. Por lo que la disponibilidad de la fuente de alimento va estar relacionada con el ecotopo de cada especie de triatomo.

En Chiapas la especie que mayormente se ha reportado es *Triatoma dimidiata*, sin embargo comparte características de comportamiento con *Meccus pallidipennis*. Tal como lo señala Martínez *et al.* (2010), se encuentran en el peridomicilio, y tienen una alta interacción con gallinas y pollos, por lo que esta preferencia alimenticia hace que los índices de infección en las poblaciones humanas aledañas a los gallineros sea baja, como lo reportado por Vidal *et al.* (2021), con una prevalencia de 0.25% en Copainala y 0.38% en San Fernando de la Región III Mezcalapa del Chiapas.

La distribución de *M. pallidipennis* se encuentra muy remarcada en el territorio mexicano; en el estado vecino Oaxaca, se han reportado diversos avistamientos y

están altamente distribuidos por todo el estado considerando la frontera con Chiapas. Es un estado vecino, con probabilidad de que puedan reportarse en las líneas que limitan ambos estados (Benítez *et al.*, 2012).

IX. CONCLUSIONES

Los resultados obtenidos permiten concluir que en los ejemplares de *Meccus pallidipennis*, el 100% se infectaron con el aislado de *T.cruzi* IDIM/MX/16/ Mezcales (Palma *et al.*, 2021).

En las chiches de *Meccus pallidipennis* infectadas al tener consecutivamente como fuente de alimento la sangre de *G. gallus domesticus*, ocurrió una disminución de la carga parasitaria, y en la sexta alimentación los tripomastigotes metacíclicos disminuyeron el 97.13%.

Las cargas parasitarias en las chiches *Meccus pallidipennis* infectadas fueron significativamente diferentes antes de la fase experimental y después de la sexta alimentación con la sangre de gallina ($p= 0.00000001$), ya que fueron disminuyendo

Los resultados de este trabajo experimental dan un punto de vista para fomentar alternativas de control biológico; como habilitar gallineros en el peridomicilio en localidades donde se reporta la presencia de triatomíinos infectados, ya que las gallinas no son reservorios de *T. cruzi*

X. RECOMENDACIONES

En base a estos resultados que se obtuvieron se recomienda continuar con estudios en donde se alimenten a los triatomíneos alternando fuentes de alimentación entre los reservorios y las gallinas para determinar cómo se comporta la carga parasitaria.

Recomendar en cada localidad donde se han reportado la presencia de triatomíneos infectado que habiliten un gallinero en el peridomicilio.

Fomentar investigaciones que propongan alternativas de control biológico considerando que la transmisión de *Trypanosoma cruzi* se encuentra relacionada con las condiciones de pobreza.

XI. BIBLIOGRAFÍA

- Altieri, M., Trujillo, L., Campos, C. y Quezada, S. 1989. El control biológico clásico en América Latina en su contexto histórico. *Manejo Integrado de Plagas*. 12: 82-107.
- Ardila, S. C., 2002. Descripción del ciclo de vida de una población silvestre de *Triatoma dimidiata* (Hemiptera: Reduviidae) y análisis genético de tres grupos por medio de marcadores bioquímicos. *Acta biológica colombiana*, 7(2): 62-63.
- Badii, M. y Abreu, J. L. 2006. Control biológico una forma sustentable de control de plagas. *Review International Journal of Good Conscience*. 1(1): 82–89.
- Bastidas, O. 2011. Conteo Celular con Hematocitómetro. *Technical Note-Neubauer Chamber Cell Counting*. 1–6.
- Bazán, C. 2014. Tratamiento Con Clomipramina En La Fase Crónica Y Su Evaluación Con Métodos No Convencionales. Tesis doctoral. Facultad de Ciencias Médicas, Universidad Nacional de Cordova.
- Benítez, J., Huerta, H. y Téllez, J. 2012. Distribution of Triatomines (Heteroptera: Reduviidae) Associated With Human Habitation and Potential Risk Areas in Six States of the Mexican Republic. *Revista BIOCYT Biología Ciencia y Tecnología*. 5(17): 327–340. doi: 10.22201/fesi.20072082.2012.5.76093.
- Calderón, O., Chinchilla, M., García, F. y Vargas, M., 2001. Preferencias alimentarias de *Triatoma dimidiata*. *Parasitología al día*. 25(3-4).
- Calderón, O., Chinchilla, M., García, F. y Vargas, M. 2003. Variaciones biológicas de *Trypanosoma cruzi* (Kinetoplastida: Trypanosomatidae) asociadas con la ingestión de diferentes tipos de sangre por el vector *Triatoma dimidiata* (Hemiptera: Reduviidae). *Parasitología Latinoamericana*. 58(1–2): 3–10. doi: 10.4067/s0717-77122003000100001.
- Capriotti, N. 2018. Estudio de la resistencia a insecticidas en triatominos y búsqueda de nuevos blancos endocrinos para su control. Trabajo de Tesis Doctoral.

- Carabarin, A., Gonzáles, M., Rodríguez, O., Baylón, L., Rosales, J., Reyes, P. y Arce, M. 2013. Chagas disease (American trypanosomiasis) in Mexico: An update. *Acta Tropica*. 127(2): 126–135. doi: 10.1016/j.actatropica.2013.04.007.
- Castillo, D. y Wolff, M. 2000. Aspectos del comportamiento de los triatominos (Hemiptera: Reduviidae), vectores de la enfermedad de Chagas. *Biomédica*, 20(1): 59. doi: 10.7705/biomedica.v20i1.1048
- Cazorla, D. 2011. El uso de hongos entomopatógenos para el control biorracional TRIATOMINAE, vectores de la enfermedad de Chagas. *Avances Cardiol*. 31(4): 333–352.
- Contreras, V., Morel, C. y Goldenberg, S. 1985. La expresión génica específica de etapa precede a los cambios morfológicos durante la metaciclogénesis de *Trypanosoma cruzi*. *Molecular Biochemistry Parasitology*. 14:83–96
- Coura, J. y Díaz, S., 2009. Epidemiología, control y vigilancia de Chagas 100 años después de su descubrimiento. *Memories of Institute Oswaldo Cruz*. 104(1): 31-40.
- De Fuentes, J., Vidal, D., Gutiérrez, J. y Sehlie, A. 2016. Tasa de infección y tiempo de defecación de los estadios ninfales de *Triatoma dimidiata* (Latreille, 1811) después de la infección experimental con *Trypanosoma cruzi*. *Revista Biomédica*. 27(3):111–117. doi: 10.32776/revbiomed.v27i3.539
- De Fuentes, J., Cabrera, M., Entíquez, J., Bucio, M., Gutiérrez, A., Vidal, D., Marínes, J., Salazar, P. y Cordova, A. 2017. Relationships between altitude, triatomine (*Triatoma dimidiata*) immune response and virulence of *Trypanosoma cruzi*, the causal agent of Chagas disease. *Medical and Veterinary Entomology*. 31(1): 63–71. doi: 10.1111/mve.12198.
- De Fuentes, J., Vidal, D., Flores, A., Morenos, A., De Alba, M., Salazar, P., Rodríguez, M. y Gutiérrez, A. 2019. *Trypanosoma cruzi*: A review of biological and methodological factors in Mexican strains. *Acta Tropica*. Pp. 235–257. doi: 10.1007/978-3-319-91689-7_13.

- Diaz, B. 2015. Control biológico por conservación. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria Centro Regional Entre Ríos Estación Experimental Agropecuaria Concordia. Available at: https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta_concordia_control_biologico_por_conservacion.pdf.
- Farfán García, A. E. y Angulo-Silva, V. M. 2011. Conducta alimentaria de poblaciones de triatoma dimidiata (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae) en una zona endémica y sus implicaciones epidemiológicas. *Revista de Salud Pública*. 13(1): 163–172. doi: 10.1590/S0124-00642011000100014.
- Ferral, J. 2014. Evaluación de estrategias de control de Triatoma dimidiata (LATREILLE, 1811) (HEMIPTERA: REDUVIIDAE) vector de la enfermedad de chagas en yucatán, México. *Minerva*. Pp 65.
- Gorla, D. 1994. Perspectivas biológicas y ecológicas para el desarrollo de resistencia en triatominos. *Acta Toxicológica Argentina*.
- Kropf, S., 2009. Carlos Chagas y la ciencia en Brasil: entre el laboratorio y el debate público. *Revista Biomedica*. 20: 246-263
- Lima, M., Dos Santos, L., Da Silva, M. y Rabinovitch, L. 1994. Effects of the spore-endotoxin complex of a strain of Bacillus thuringiensis serovar morrisoni upon Triatoma vitticeps (Hemiptera: Reduviidae) under laboratory conditions. *Memories of Institute Oswaldo Cruz*. 89:403-405.
- Luz, C., Tigano, M., Silva, G., Cordeiro, C. y Aljanabi, S. 1998. Selection of Beauveria bassiana and Metarhizium anisopliae isolates to control Triatoma infestans. *Memories of Institute Oswaldo Cruz*. 93:839-846
- Martinez, J. y Katthain, G. 1999. Biology of *Triatoma pallidipennis* Stal 1945 (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae) under laboratory conditions. *Mem Inst Oswaldo Cruz*. 94(6): 837–839.
- Martínez, N., 2010. Manejo integrado de plagas: una solución a la contaminación ambiental. *Comunidad y Salud*. 8(1)

- Martínez, J., Martínez, A., Verdugo, M., Bustos, R. y Noruega, B. 2010. Vigilancia de la presencia de triatominos mediante gallineros en el sur de Jalisco, México. *Biomédica*. 30(1):140. doi: 10.7705/biomedica.v30i1.161.
- Martínez, J., Noguera, B., Salazar, L., García, J., Arroyo, D. y Hernández, J., 2017. Comparison of biological fitness in crosses between subspecies of *Meccus pallidipennis*
- Matamoros, M. 1992. Erradicación del gusano barrenador: un gran éxito. *Revista Ceiba*. 33(1): 149–151.
- Menes, M. 2004. Diferencias métricas entre poblaciones de *Triatoma dimidiata* Latreille (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae) de México, Centro América y Colombia: Efecto de la procedencia geográfica y el ecotopo.
- Montiel, G. y Díaz, G., 2002. Respuesta inmune de las células del hospedero a la infección por *Trypanosoma cruzi*. *Revista Médica del Hospital Nacional de Niños Dr. Carlos Sáenz Herrera*. 37(1-2).
- Muscio, O., Torre, J., Bonder, M. y Scodeller, E. 1997. *Triatoma* virus pathogenicity in laboratory colonies of *Triatoma infestans* (Hemiptera:Reduviidae). *Journal of Medical Entomology*. 34:253-256.
- Noya, Y., Jimenez, F., López, J., Aliaga, W., Colque, B., Martínez, L. y Callapa, G. 2019. Control biológico de vectores de la enfermedad de Chagas con Microhimenopteros (Micro Avispas). *Revista Con-Ciencia*. 7: 85-93.
- Oliveira, F. 1997. Uso de nuevas herramientas para el control de triatominos en diferentes situaciones entomológicas en el continente americano. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*. 30(1): 41–46. doi: 10.1590/s0037-86821997000100008.
- Organización Mundial de la Salud. OMS. 1991. Control de la enfermedad de Chagas. Serie de informes técnicos.
- Organización Mundial de la Salud .1993. OMS: CONTROL DE LA ENFERMEDAD DE CHAGAS, GINEBRA: s.n.

Organización Mundial de la Salud. 2010. Asamblea Mundial de la Salud. Enfermedad de Chagas: control y eliminación. Available at: http://apps.who.int/gb/ebwha/pdf_files/WHA63/A63_17-sp.pdf. Consultado el 12 de diciembre del 2021.

Organización Panamericana de la Salud. OPS. 2006. OPS: Estimación cuantitativa de la enfermedad de Chagas en las Américas. Available at: <http://www.bvsops.org.uy/pdf/chagas19.pdf>. Consultado el 21 de diciembre del 2021.

Palma, C., Recinos, H., Busguete, J., De Fuentes, J., Schlie, M., Vidal, D., Díaz, J., Vidal, J. y Gutiérrez, J. 2021. A *Trypanosoma cruzi* strain from southern Mexico is more virulent for male mice in part by blocking the immune response. *Journal of Infection in Developing Countries*. 15(11):1714–1723. doi: 10.3855/JIDC.15211.

Pellegrini, D., Jordan, R. y Bruetman, J. 2015. Chagas' Disease. *Journal Med*. 373 (19): 1881-2. doi: 10.1056/NEJMc1510996. PMID: 26535524

Pizzi, T. P. 1961. Inmunología de la enfermedad de Chagas: estado actual del problema. *Boletín de la oficina de sanitaría panamericana*. Pp. 450–463.

Quezada, J. 1985. El Control Biológico Natural , un Recurso para la Agricultura . *Ceiba*, 26.

Reyes, M. y Angulo, V. M. 2009. Ciclo de vida de *Triatoma dimidiata* Latreille, 1811 (Hemiptera, Reduviidae) en condiciones de laboratorio: Producción de ninfas para ensayos biológicos. *Revista Biomédica*. 29(1): 119–126. doi: 10.7705/biomedica.v29i1.47

Rey, L. 2001. Parasitología. 3a ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. p. 151- 160.

Salazar, P., Rojas, G., Cabrera, M., Bucio, M., Martínez, J., Monroy, M., Rodas, A., Guevara, Y., Vences, M., Ruíz, A. y Torrez, E. 2010. A revision of thirteen species of Triatominae (Hemiptera: Reduviidae) vectors of Chagas disease in Mexico. *Journal of the Selva Andina Research Society*. 1(1): 57–80. doi:

10.36610/j.jsars.2010.1001000057x.

Salazar, P., Bucio, M., Cabrera, M., Alba, M., Castillo, D., Zenteno, E., Rojo, J., Fernández, N. y Perera, M. 2016. Enfermedad de Chagas en México. *Revista de la Facultad de Medicina UNAM*. 59(3).

Salazar, P., Vargas, J. y Vidal, D., 2017. Impact of Urbanization on Chagas Disease Transmission in León. *Journal of Tropical Medicine and Health*. DOI: 10.29011/JTMH-103.000003

Sandoval, C., Duarte, R., Gutiérrez, R., Silva, D., Angulo, V., Esteban, L., Reyes, M., Jurberg J. y Galvão, C. 2004. Fuentes de alimentación e infección natural de *Belminus herreri* (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) de viviendas en Cesar, Colombia. *Memorias del instituto Oswaldo Cruz*, Marzo. 99(2).

Uribe, C. y Chiquete, N. 2017. Las enfermedades transmitidas por vectores y el potencial uso de *Wolbachia*, una bacteria endocelular obligada, para erradicarlas TT - Vector-borne diseases and the potential use of *Wolbachia*, an obligate endocellular bacterium, to eradicate them. *Rev. Fac. Med. UNAM*. 60(6): 51–55. Available at: http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0026-17422017000600051.

Vaca , F., Enríquez, S., Arrivillaga, J., Villacreés, E., Araujo, P y Benítez, W. 2017. Geographical distribution update of *triatoma dispar* (hemiptera: Reduviidae: Triatominae) in Ecuador. *Revista Colombiana de Entomología*. 43(2):255–261. doi: 10.25100/socolen.v43i2.5952.

Valdez, G., 2015. Diagnóstico serológico de la enfermedad de Chagas (Chagas congénito y en donantes de sangre): validación del antígeno Hierro Superóxido Dismutasa excretada (Fe-SODe) de *Tripanosoma cruzi*. Universidad de Granada, Departamento de parasitología, Facultad d e Ciencias. Granada, España: s.n.

Velasco, O. y Rivas, B. 2008. Notes for the history of Chagas Disease in Mexico. *Medigraphic*. 65: 57–79.

- Vidal, G., Bucio, M., Cabrera, M., Torres, E., Schlie, A., Pérez, A. y Salazar, P. 2021. Chagas' disease among school students from Chiapas, Mexico: Two cases of Chagasic cardiomyopathy. *Journal of Vector Borne Diseases*. 58(2):148–153. doi: 10.4103/0972-9062.325639.
- Viotti, R. J. y Vigiliano, C. A., 2015. Tratamiento etiologico en la Enfermedad de Chagas: un enfoque práctico basado en la investigación médica. *Médica Panamericana*. Pp.388.
- Wood E., S. A. de Licastro, N. Casabé, M. I. Picollo, R. Alzogaray y E. N. Zerba. 1999. A new tactic for *Triatoma infestans* control: fabrics impregnated with beta-cypermethrin. *Rev Panam Salud Publica/ Pan Am J Public Health*. 6: 1-7
- Zabala, D. 2011. Respuesta inmune diferencial de Triatominos contra *Trypanosoma cruzi* y *T. rangeli*. *Revista de la Asociación Colombiana de Ciencias Biológicas*. 23: 134-143.
- Zavala, J. T., Sanchez, J., Calderon, L., Romero, R., Ruíz, D. y García, J. 2008. Estudios del ciclo biológico de *Triatoma pallidipennis* (Stat 1872) y otros aspectos sobre su biología. *Rev Fac Med UNAM*. 51(2): 56–59.
- Zeledon, R., 1957. Sobre la biología de *Telenomus fariai* Lima, 1927 (Hymenoptera: Scelionidae) parásito endófago de huevos de algunos Triatominæ. *Rev. Biol. Trop.* 5: 1-17
- Zumaquero, J., Alejandre, R., Linares, G., Cedillo, M., López, J. y Caicedo, R. 2004. *Pimeliaphilus triatoma* (Acari: Pteregosomidae) utilizado como control biológico de *Meccus pallidipennis* (Hemiptera: Reduviidae) en condiciones de laboratorio. *Revista Colombiana de Entomología*. 30(2): 131–135.