

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS Y FARMACIA**



**“PREVALENCIA DE LA ENFERMEDAD DE CHAGAS
EN UN ÁREA NO ENDÉMICA DE GUATEMALA”**

**INGRID ROSARIO RAMÁS CHIROY
LUIS FERNANDO SAMAYOA RODRÍGUEZ**

QUÍMICOS BIÓLOGOS

Guatemala, marzo 2020

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS Y FARMACIA**



**“PREVALENCIA DE LA ENFERMEDAD DE CHAGAS
EN UN ÁREA NO ENDÉMICA DE GUATEMALA”**

SEMINARIO DE INVESTIGACIÓN

PRESENTADO POR

**INGRID ROSARIO RAMÁS CHIROY
LUIS FERNANDO SAMAYOA RODRÍGUEZ**

**PARA OPTAR AL TÍTULO DE
QUÍMICOS BIÓLOGOS**

Guatemala, marzo 2020

JUNTA DIRECTIVA

M.A. Pablo Ernesto Oliva Soto	Decano
Licda. Miriam Roxana Marroquín Leiva	Secretaria
Dr. Juan Francisco Pérez Sabino	Vocal I
Dr. Roberto Enrique Flores Arzú	Vocal II
Lic. Carlos Manuel Maldonado Aguilera	Vocal III
Br. Giovanni Rafael Funes Tovar	Vocal IV
Br. Carol Merarí Caceros Castañeda	Vocal V

AGRADECIMIENTOS

A NUESTRO DIOS Y SEÑOR

“Porque de Él, por Él y para Él son todas las cosas. A Él sea la gloria para siempre. Amén”. *Romanos 11:36*. Por ser nuestro padre amado, quien nos da la vida, por ser nuestra fuente sabiduría, conocimiento, amor y gracia, por ser nuestra fortaleza en todo momento y por permitirnos culminar nuestra carrera universitaria.

A NUESTROS PADRES Y FAMILIA

Por sus esfuerzos de siempre, por su apoyo incondicional, su amor y enseñanzas en todo momento, porque sin cada uno de ellos no hubiésemos podido culminar esta etapa de nuestras vidas. Gracias por estar con nosotros a lo largo de nuestro caminar. Dios los bendiga siempre.

A NUESTRAS ASESORAS Y REVISORA

MSc. Karla Lange, PhD. Vivian Matta, Lcda. Antonieta rodas, M.A. Keila Guerrero, por su asesoría, sus consejos, su paciencia y dedicación a lo largo de este seminario, sin su sabiduría y conocimientos no hubiéramos obtenido este logro.

AL HOGAR LAVRÁ MAMBRÉ

Por brindarnos el apoyo y la oportunidad de realizar dicha investigación.

ÍNDICE

I.	ÁMBITO DE LA INVESTIGACIÓN	1
II.	RESUMEN	2
III.	ANTECEDENTES	3
	A. Descripción	3
	B. Etiología	
	1. <i>Trypanosoma cruzi</i>	3
	a) Ciclo vital	4
	2. <i>Triatominae</i>	5
	3. Formas de transmisión	6
	a) Transmisión vectorial	6
	b) Transmisión transfusional	6
	c) Transmisión vertical	7
	C. Patogenia	7
	D. Fisiopatología	8
	1. Fase aguda	8
	2. Fase latente o indeterminada	10
	3. Fase crónica	11
	E. Análisis de Vectores	11
	F. Diagnóstico	
	1. Diagnóstico en fase aguda	13
	a) Métodos parasitológicos	13
	b) Métodos serológicos	16
	2. Diagnóstico en fase latente o indeterminada	17
	3. Diagnóstico en fase crónica	17
	4. Diagnóstico diferencial	18
	G. Tratamiento	19
	H. Epidemiología	20
	I. Ubicación geográfica	22
IV.	JUSTIFICACIÓN	23
V.	OBJETIVOS	24

VI.	HIPÓTESIS	25
VII.	MATERIALES Y MÉTODOS	
	A. Universo y muestra de trabajo	26
	B. Recursos	26
	1. Institucionales	26
	2. Humanos	26
	3. Materiales	27
	C. Muestreo	29
	D. Metodología	30
	1. Tinción de Giemsa	30
	2. Hemocultivo	31
	3. Serología	31
	4. Análisis de Vectores	38
	E. Análisis de Datos	39
VIII.	RESULTADOS	40
IX.	DISCUSIÓN	43
X.	CONCLUSIONES	48
XI.	RECOMENDACIÓN	49
XII.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	50
XIII.	ANEXOS	59

I. ÁMBITO DE LA INVESTIGACIÓN

La Enfermedad de Chagas existe en forma natural solamente en el continente americano, es producida por el parásito *Trypanosoma cruzi* y se reconocen tres fases: aguda, latente o indeterminada y crónica.

La transmisión se realiza a través de las deposiciones (heces) que contienen el parásito al momento de la picadura, regularmente durante la noche (Chinche, Talaje o Telepate). Estas chinches se infectan al momento de picar a un animal hospedero de *T. cruzi*, ingiriendo así el parásito. Dentro de la chinche y a lo largo de su tracto digestivo, el parásito sufre una serie de transformaciones antes de ser expulsado en las heces.

El objetivo de esta investigación fue identificar la frecuencia de la Enfermedad de Chagas en un área no endémica de Guatemala, así mismo relacionar los datos con los factores de riesgo que la comunidad presenta. Dicha investigación fue realizada en el residencial Lago Azul del municipio de Villa Nueva del departamento de Guatemala.

Este seminario se realizó como parte de la línea de investigación para el diagnóstico de la Enfermedad de Chagas que lleva a cabo el Departamento de Citohistología, la Unidad de Inmunodiagnóstico del Laboratorio Microbiológico de Referencia - LAMIR- y la Unidad de Investigación Inmunopatología de Enfermedades Tropicales de la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

II. RESUMEN

La Enfermedad de Chagas es provocada por el protozoo flagelado *Trypanosoma cruzi* y transmitida al ser humano por los triatómidos (chinche) o mediante transfusiones de sangre. La enfermedad en los seres humanos se desarrolla en tres fases: la fase aguda, que se presenta poco después de la infección, la fase indeterminada en la que los pacientes tienen serología positiva para Chagas, pero carecen de síntomas clínicos y la fase crónica, que puede durar varios años (Moncayo, Guhl & Stein, 2002; De Rosa, 2002).

Esta investigación tuvo como objetivo determinar la prevalencia de la Enfermedad de Chagas en un área no endémica de Guatemala; el Hogar Lavrá Mambré, ubicado en el Residencial Lago Azul, Villa Nueva, por contar con un reporte previo de la presencia de vectores infectados con *T. cruzi*.

Se recolectaron 16 vectores, determinando entomológicamente que el 100% de ellos corresponden a *Triatoma dimidiata*; únicamente se identificó un vector positivo (6.2%) para *T. cruzi*.

En el estudio se evaluaron a 49 personas para la Enfermedad de Chagas, mediante la utilización de pruebas serológicas y hemocultivo para cada uno, encontrando un resultado negativo para todos, obteniendo una prevalencia de “cero” para la Enfermedad de Chagas.

Dentro de la población evaluada, el 87.7% indicó que conocía a la chinche, el 91.8% no había sido picada por la chinche y el 93.8% no presentaba síntomas asociados con la enfermedad. Así mismo, mediante la realización del hemocultivo se determinó que ninguna persona cursaba por la fase aguda de la Enfermedad de Chagas.

No se evidenció ningún caso de infección en cualquiera de las fases en la población, por lo cual se recomienda la vigilancia constante para reducir posibles contactos con el vector.

III. ANTECEDENTES

A. Descripción

La Enfermedad de Chagas o Tripanosomiasis Americana fue descubierta en 1909 por el Dr. Carlos Chagas y ha sido un problema de la salud pública en Centro y Sur América. Transmitida por *Trypanosoma cruzi*, parásito unicelular, que se transmite por un insecto hematófago de la subfamilia *Triatominae*, que cohabitan con los residentes de viviendas precariamente construidas y mantenidas bajo malas condiciones higiénicas (Cordón & Pennington, 2007).

Su importancia radica en su elevada prevalencia, dificultad en la remisión, grandes pérdidas económicas por incapacidad laboral, y la muerte repentina de personas aparentemente sanas. La enfermedad fue originalmente una zoonosis y ha pasado a afectar al hombre por el proceso de domiciliación de sus insectos vectores (Uribarren, 2014).

En Guatemala los departamentos con más riesgo, según el Ministerio de Salud Pública y Asistencia Social, son: Chiquimula, Santa Rosa, Jutiapa, Alta Verapaz, Zacapa, Baja Verapaz y Quiché. Se sabe que el vector de la tripanosomiasis tiene una marcada inclinación a vivir en áreas con temperatura templada y medio cálido, regularmente entre los 400 y 1400 metros sobre el nivel del mar (Cordón & Pennington, 2007).

B. Etiología

1. *Trypanosoma cruzi*

T. cruzi es un microorganismo en forma de las letras C, U, S, es móvil lateralmente aplanado, el cuerpo presenta un extremo anterior puntiagudo, extremo posterior redondeado y un flagelo, una membrana ondulante situada en el borde convexo del tripanosoma, posee un núcleo central redondo u ovalado, mitocondria ramificada que está constituida por el cinetoplasto que contiene al ácido desoxirribonucleico. Presenta cuatro estadios: amastigote, promastigote, epimastigote y tripomastigote (Monzón, 2002).

Presenta dos fases en el hospedero infectado: tripomastigotes en sangre y amastigotes intracelulares. Puede presentar morfologías como:

- *Tripomastigote metacíclico*: forma infectante, es fusiforme, mide de 12-30 μm , incluyendo el flagelo que inicia en la parte posterior del parásito, y emerge libre en el extremo anterior, formando en su trayecto una membrana ondulante, núcleo central, cinetoplasto grande y subterminal.
- *Amastigote*: intracelular, replicativo, redondeado u ovoide, mide de 1.5 - 4.0 μm , en él pueden apreciarse el núcleo, cinetoplasto y cuerpo basal.
- *Tripomastigote sanguíneo*: forma diagnóstica, es una forma de transición.
- *Epimastigote*: presente en cultivos y en el insecto vector, puede encontrarse también en vertebrados, como forma de transición, el cinetoplasto se encuentra entre el núcleo y el flagelo libre, con membrana ondulante pequeña (Uribarren, 2014).

a) Ciclo vital

Se diferencia de los tripanosomas africanos por cuanto posee una fase intracelular que involucra no sólo a las células linfoides y los macrófagos sino también a las células del tejido muscular, glándulas endócrinas y células gliales del cerebro.

Durante esta fase el parásito es un amastigote típico con una forma ovoide que representa la forma de multiplicación. Cuando es liberado de las células del hospedero el microorganismo en este estadio ingresa en el torrente circulatorio, donde se transforma en tripomastigote con forma de C, que es el estadio captado por el vector, carece de capacidad replicativa (Organización Panamericana de la Salud, 2003).

Cuando es captado por el insecto, el tripomastigote es llevado hacia el intestino medio, donde se transforma en epimastigote, más tarde, luego de la multiplicación en la parte posterior del intestino, se forman los tripomastigotes del estadio infeccioso, que son eliminados en las heces líquidas del insecto mientras éste se alimenta. Esto generalmente ocurre durante la noche y el prurito ocasionado por la

picadura a menudo da como resultado el rascado, con la penetración en la picadura o la piel, o una mucosa cercana a ellas de las heces del insecto que contienen los parásitos infecciosos, y la consiguiente infección. Todo el ciclo en el insecto requiere dos semanas aproximadamente (Bar, Posser, Alvarez, Vallejos & Storino, 1998).

2. *Triatominae*

Los triatominos son originarios del ambiente rural tornándose especialmente importantes en la medida en que estrechan su relación con el hombre. Dentro de los triatominos, las especies de mayor importancia epidemiológica son las que colonizan fácilmente las viviendas de los humanos, habitando grietas y hendiduras de las paredes o los techos de material vegetal en las casas rurales. Son reconocidos como de importancia primaria, secundaria y terciaria en la epidemiología de la enfermedad (Menes et al, 2006).

Tres especies son reconocidas por su importancia vectorial en América Central: *Rhodnius prolixus*, *Rhodnius pallescens* y *Triatoma dimidiata* (ésta muy dispersa a lo largo de la región). *T. dimidiata*, principal vector de esta enfermedad en Guatemala, se encuentra entre las especies secundarias, caracterizadas por ser triatominos generalmente autóctonos de la región, capaces de invadir y colonizar casas en pequeñas densidades. Siendo nativos ocupan en general ecotopos naturales y artificiales próximos a las casas, asociados a reservorios silvestres y peridomiciliares, presentando diferentes grados de antropofilia (Monroy et al., 2003).

Rhodnius prolixus se considera una especie exclusivamente intradomiciliar en Centro América y la causante de la mayoría de la serología positiva a *T. cruzi*, ya que es un excelente vector debido a su alta densidad de población y a su frecuente hábito de defecación. La transmisión de la Enfermedad de Chagas por *R. prolixus* ha sido interrumpida según el informe presentado por la Comisión Internacional de Evaluación en la XI Reunión de la Iniciativa de los Países de Centro América para la Interrupción de la Transmisión Vectorial, Transfusional y Atención Médica de la Enfermedad de Chagas (IPCA) en el año 2008, en el cual se declara a Guatemala el primer país libre de *R. prolixus* en Centro América (OMS, 2008).

3. Formas de transmisión

La enfermedad se transmite más frecuentemente de forma vectorial por el triatomino (parásito transmitido a través de heces depositadas en la piel del hospedero), que habita en las grietas de las paredes de las casas precarias en ámbito urbano o rural. Las formas no vectoriales son: vertical (de madre infectada a su hijo durante el embarazo), por transfusión sanguínea, trasplante de órganos, por ingesta de alimentos con parásitos o por accidente de laboratorio (Cruz & Rocha, 2010).

Según la Organización Mundial de la Salud (OMS) del año 2000 a la fecha, la transmisión vectorial representa del 80-90% y posee un fuerte impacto en el niño durante los primeros meses y años de vida. El área chagásica en Guatemala está ubicada principalmente en los departamentos de Chiquimula, Zacapa, Jalapa, Jutiapa, Santa Rosa, El Progreso, Alta Verapaz, Baja Verapaz, El Quiché y Huehuetenango, sin embargo los vectores de la enfermedad se encuentran presentes en 21 de los 22 departamentos, a excepción de Totonicapán, lo que hace posible su transmisión en todo el país (OMS, 2008).

a) Transmisión vectorial

Se debe considerar el mecanismo primario de difusión de la enfermedad, ya que de él dependen las otras formas de transmisión. Entre las más de 120 especies de insectos vectores, todas de la subfamilia Triatominae, hay consenso de que cerca de 12 especies son las importantes para la infección humana, por su capacidad de invadir y procrear dentro de las casas. Entre ellas *R. prolixus* y *T. dimidiata*.

La transmisión vectorial sucede por el contacto del hombre susceptible con las excretas contaminadas del vector. La ocurrencia de la transmisión parece estar asociada a la densidad vectorial y a la resistencia del hospedero (Días & Eloj, 2008).

b) Transmisión transfusional

La transmisión transfusional de la Enfermedad de Chagas, se volvió la segunda vía más importante de propagación en los centros urbanos, siendo considerada la principal forma de transmisión en países no endémicos (Canadá, España, EEUU) y

en países latinoamericanos que se encuentren en proceso de erradicación del vector. Según Blejer (2002) siete casos asociados a la transmisión transfusional fueron documentados de 1982-2002 en Canadá y Estados Unidos, todos en receptores inmunodeprimidos (Blejer, Carreras & Salamone, 2002).

La posibilidad de infección por la transfusión de sangre, depende de varios factores, como la presencia de parasitemia en el momento de la donación, volumen de sangre transfundido, estado inmunológico del receptor, prevalencia de la infección por *T. cruzi* entre los candidatos a donantes de sangre y de la calidad de la sangre transfundida. Con excepción del plasma liofilizado y derivados sanguíneos expuestos a procedimientos físico-químicos de esterilización (albúmina, gamaglobulina), todos los componentes sanguíneos son infectantes. El *T. cruzi* puede sobrevivir en plaquetas almacenadas a temperatura ambiente hasta 7 días, en sangre entera o glóbulos rojos a 4°C por 21 días (Blejer, Carreras & Salamone, 2002).

c) Transmisión vertical

La prevalencia de la infección por *T. cruzi* en gestantes, principal factor de riesgo para la infección congénita, varía de 5 a 40% según el área geográfica.

La principal vía de la transmisión vertical es la transplacentaria y puede ocurrir en cualquier fase de la enfermedad materna. La transmisión también puede suceder en cualquier momento de la gestación, siendo más probable en el último trimestre, u ocurrir al pasar por el canal del parto, por el contacto de las mucosas del feto con la sangre de la madre infectada (Blejer, Carreras & Salamone, 2002).

C. Patogenia

Esta parasitemia se presenta en tres fases. La fase aguda, que generalmente es asintomática. En la indeterminada y la crónica, se observa daño al miocardio o al tracto gastrointestinal, ya que el parásito invade preferentemente las fibras musculares (cardíacas, esqueléticas y lisas), células del sistema retículo endotelial y del sistema nervioso (Días & Eloj, 2008).

La multiplicación inicial es en el tejido celular subcutáneo, al romperse las células se produce la primera infiltración de leucocitos polimorfonucleares, monocitos y linfocitos, con movilización y proliferación de histiocitos regionales en ganglios linfáticos contiguos. Luego aparece una reacción inflamatoria local con histiocitos en el centro y polimorfonucleares en la periferia, produciéndose encapsulación fibrótica, manifestada clínicamente como un nódulo eritematoso o “chagoma” (lesión primaria característica que bloquea linfáticos produciendo edema local). Desde este punto inicial se produce metástasis a tejidos distantes por vía linfática y sanguínea, afectando ganglios linfáticos, bazo, hígado, miocardio, neuroglia, microglia, células piramidales de la corteza cerebral, corteza suprarrenal, tiroides, órganos sexuales, mucosa intestinal y timo como órgano blanco (Losavio, Jones & Sanz, 1989; Spina, 1988).

D. Fisiopatología

Desde un punto clínico la Enfermedad de Chagas se divide en tres fases: aguda, latente o indeterminada y crónica.

1. Fase aguda

Se inicia al momento de adquirir la infección por cualquiera de sus vías. Es asintomática en aproximadamente el 70% de los infectados, siendo la fase más frecuente en niños, la incubación es de catorce días y la duración del cuadro oscila entre seis a ocho semanas. Se caracteriza por alta parasitemia e invasión tisular multiparenquimatosa, durante los primeros 15 días puede presentarse el llamado “chagoma de inoculación”, un nódulo subcutáneo con adenitis regional en el sitio de picadura. Durante esta fase el 75% de los casos son formas benignas, el 20% son formas de mediana gravedad y solo el 5% se presentan como formas graves (Storino, 2002).

Cuando la puerta de entrada es la conjuntiva aparece un edema indoloro que causa el clásico “signo de Romaña”, edema bipalpebral, con adenitis retroauricular característico de la enfermedad, aunque poco frecuente. Esta fase se puede manifestar con fiebre, malestar general, anorexia, linfadenopatía generalizada, edema de los miembros inferiores, hepatoesplenomegalia de grado variable de intensidad; complicaciones como miocarditis aguda o meningoencefalitis, principalmente en niños, ancianos y sujetos inmunocomprometidos. El 5% de los niños fallece durante esta etapa (Uribarren, 2014; Koneman & Allen, 2008).

El chagoma de inoculación también puede verse en otros sitios, como en extremidades o bien ser inaparente. La duración de la fase aguda de la enfermedad es variable, en un 10% de los casos se observa meningoencefalitis o miocarditis la cual puede ser fatal en pocos días o semanas. En la mayoría de casos esta fase puede ser subclínica o inespecífica y desaparece aparentemente sin dejar secuelas, a menudo tiene una resolución lenta en unos dos o cuatro meses y los tripanosomas se vuelven escasos en los tejidos y en la sangre, hasta desaparecer (Monzón, 2002).

Los estudios *post-mortem* muestran presencia de numerosos parásitos, en su estadio de amastigotes, en los músculos liso, esquelético y cardíaco, así como también en las células gliales del sistema nervioso. En individuos que adquieren la infección por transfusión, particularmente pacientes inmunosuprimidos, la fase aguda puede ser fulminante con daño cardíaco y del sistema nervioso central severos. La infección congénita con *T. cruzi* puede producir aborto, muerte intrauterina del feto o bien una enfermedad aguda que puede detectarse al momento de nacer, haciéndose evidente semanas después del nacimiento. La Enfermedad de Chagas en esta etapa se caracteriza por fiebre, ictericia, anemia, crecimiento del hígado y del bazo y lesiones cutáneas. La mortalidad por enfermedad congénita es a consecuencia de la miocarditis y encefalitis (Cevallos & Hernández, 2014).

2. Fase latente o indeterminada

La fase latente o indeterminada de la Enfermedad de Chagas, está definida como la etapa preclínica, subclínica o inaparente, donde los pacientes tienen serología positiva para Chagas, pero carecen de síntomas clínicos. El examen físico cardiovascular es normal, y los estudios complementarios (electrocardiograma, radiografía de tórax, prueba de esfuerzo y ecocardiograma) son normales (De Rosa, 2002).

Esta fase empieza de 8-10 semanas después de la infección. Durante esta fase los enfermos no tienen ningún síntoma y son detectados únicamente por la presencia de anticuerpos específicos. Esta fase posee un período prolongado, que se mide en años y hasta en décadas, cuya duración exacta habitualmente se desconoce, aunque se estima que puede durar de 0 a 20 años (Chávez, Orneal & Uribe, 2015).

En muy pocos casos se ha observado que el periodo indeterminado tenga una corta duración (uno o dos años) luego de la etapa aguda debido a la aparición de alteraciones cardíacas o digestivas evidentes de la etapa crónica. La gran mayoría de los pacientes permanecen en esta etapa durante 15 a 20 años, sin haber padecido lesiones demostrables.

En esta fase indeterminada de la enfermedad, la curación aparente dependería de la eficacia de los mecanismos de defensa del hospedero, que reducirían los nidos de amastigotes en forma progresiva, desapareciendo los infiltrados y el edema tisular (De Rosa, 2002)

Estos pacientes no tienen evidencia de parásitos en la sangre, aunque el xenodiagnóstico puede ser positivo. La infección puede ser rápidamente activada durante una enfermedad severa o en condiciones de inmunosupresión severa, como en el caso de pacientes que reciben un trasplante de órganos o aquellos que desarrollan SIDA. Estas personas implican un riesgo alto en la transmisión transfusional en bancos de sangre (Uribarren, 2014).

3. Fase crónica

Para definir esta fase se necesita realizar un examen que incluye: historia clínica, estudios digestivos de contraste, un monitor Holter de presión que se lleva puesto de 24 a 48 horas durante la actividad normal, electrocardiograma, radiografía de tórax, ecocardiograma. El sistema inmune controla la reproducción del parásito, por ello, en esta fase la parasitemia es baja o no detectable por medios parasitológicos directos, el diagnóstico se realiza por técnicas serológicas (Freilij, Lázzari & Manzullo, 2006).

Se caracteriza fundamentalmente por el compromiso visceral preferentemente en dos sectores, el corazón y el tubo digestivo, aunque también se ha detectado afectación del aparato urinario, glándulas suprarrenales, árbol bronquial, sistema nervioso central. La afectación cardíaca es sin duda el compromiso más importante y frecuente de la enfermedad en esta fase, la clásica miocardiopatía chagásica crónica. Ello es debido no solo a la presencia de insuficiencia cardíaca en sus fases más avanzadas constituyendo una miocardiopatía dilatada, sino también a las arritmias complejas y graves, que pueden desencadenar en la muerte súbita. El compromiso autónomo juega un rol fundamental en el desencadenamiento y manutención de estas arritmias. La sintomatología de presentación de esta fase es la disnea de esfuerzo, las palpitaciones, los edemas, dolor torácico, cuadros sincopales (Köberle, 1957; Bulla, Borges, Ponce, & Medici, 2004).

La muerte puede ocurrir en 7 a 12 meses, siendo la muerte súbita cardíaca la causa principal de defunciones en la Enfermedad de Chagas (Monzón, 2002).

E. Análisis de vectores

Los vectores del *T. cruzi* son insectos de la orden Hemíptera, familia de los redúvidos, subfamilia de los triatominos. El *T. cruzi* no afecta o daña a sus vectores triatominos. El vector es conocido por varios sobrenombres como vinchuca, chinche de vaca, chinche voladora, telepate, chinche de monte o chinche picuda. Como en todos los insectos, el cuerpo de la chinche está compuesto de tres regiones: cabeza,

tórax y abdomen. Exteriormente la cabeza posee los órganos sensoriales, en el tórax están insertados los órganos locomotores y en el abdomen, el aparato reproductor y las aberturas respiratorias (Telleria & Tibayrenc, 2010).

La cabeza es alargada, fusiforme en la mayoría de las especies. Posee un par de ojos compuestos, que son globosos y salientes, un par de ojos menores, los ocelos y un par de antenas. En la cara ventral del tórax se insertan las patas que son delgadas y relativamente largas. Gran parte del dorso del abdomen está cubierto por alas. Queda descubierto el conexivo, que es el reborde que rodea el abdomen y se destaca por mostrar manchas transversales claras, característica muy importante para identificar las chinches (Telleria & Tibayrenc, 2010).

La mayoría de los insectos de este orden (Hemíptera) son fitófagos es decir que se alimentan del fluido de las plantas, otras son depredadoras y la familia que incluye a las vinchucas son hematófagas. Para distinguirlas, por lo general basta examinar su aparato bucal (OPS, 2003; OMS, 2008).

- Las chinches hematófagas tienen probóscide delgada y recta, formado por tres segmentos que en reposo se encuentra doblado debajo de la cabeza y se extiende cuando el insecto pica.
- Las chinches fitófagas el pico es más largo con cuatro segmentos.
- Las especies depredadoras tienen una probóscide gruesa a menudo curva para poder perforar el tegumento de otros insectos (OPS, 2003; OMS, 2008).

T. dimidiata mide de 1.6 a 2.5 cm de largo, son de color café a negro. La cabeza es alargada, un tanto cónica, el protórax se hace angosto hacia el frente, las alas se cruzan en forma de plana sobre el dorso y tienen de dos a tres celdas en la membrana. A la orilla del abdomen aparecen placas planas a los lados de las alas; marcadas con barras de color rojo o anaranjado (Castellanos, 2014).

Estas chinches buscan como residencia las casas de bajareque, construidas con lodo y cañas secas, y de adobe, muy difundidas en la región norte y oriental del país, porque hacen sus escondrijos entre las grietas de las paredes y en los techos de paja (OMS, 2008).

La búsqueda se efectúa generalmente sobre las paredes de la sala, dormitorio y refugio de animales. Las chinches colectadas se guardan en cajitas o frascos ventilados y se envían al laboratorio para su examen parasitológico y determinación taxonómica de la especie. El examen parasitológico consiste en extraer una gota de heces la cual se observa al microscopio. Las láminas sospechosas o positivas a formas flageladas de *T. cruzi* se colorean con Giemsa para corroborar la presencia del parásito. Si la chinche no expulsa heces al presionar su abdomen o se encuentra muerto se le realiza un enema salino para obtener material fecal y proceder a la observación microscópica de la muestra obtenida (Calderón, 1996).

F. Diagnóstico

El diagnóstico etiológico de la Enfermedad de Chagas se basa en la evaluación clínica, epidemiológica y pruebas de laboratorio. Para el diagnóstico de laboratorio, los exámenes adecuados dependen de la fase clínica del paciente.

1. Diagnóstico en fase aguda

En esta fase, los estudios se centran en la búsqueda y reconocimiento de *T. cruzi* en sangre (metodología parasitológica directa), debido a que en las fases iniciales de la enfermedad se encuentran parasitemias importantes y a medida que transcurre la infección van disminuyendo hasta hacerse mínimas y aleatorias. Así mismo durante esta fase los exámenes de laboratorio muestran anemia, linfocitosis, monocitosis y un incremento de los niveles de IgM específicas (Cruz & Camargo, 2001).

a) Métodos parasitológicos

Son los métodos más recomendados en la investigación de tripanosomiasis aguda y se refieren en orden creciente de complejidad y sensibilidad los siguientes Gota Fresca y Gota Gruesa, Método de Strout, Método de capilares, Hemocultivo, Xenodiagnóstico y PCR (Reacción en Cadena de la Polimerasa). Cabe mencionar que la búsqueda de *T. cruzi* en gota gruesa a partir de sangre periférica es un método 100 % específico, pero de muy baja sensibilidad, dando numerosos falsos

negativos, ya que la observación de los mismos depende del tamaño de la gota y la cantidad de parásitos circulantes. Por el contrario, el método de Strout concentra los elementos parasitarios mediante centrifugación y tiene una especificidad del 100% y una sensibilidad del 95% (Ministerio del Poder Popular para la Salud, 2007).

- *Examen en fresco:* es el más simple y consiste en examinar una gota de sangre al microscopio. En esta técnica se busca encontrar en la muestra al parásito en su forma transitoria como tripomastigote, el cual se encuentra en el torrente sanguíneo durante la fase aguda de la enfermedad (Cruz & Rocha, 2010).
- *Técnica de concentración de Strout:* se realiza en sangre obtenida sin anticoagulante. Una vez retraído el coágulo, se centrifuga a bajas revoluciones, se aspira luego el suero y con el sedimento, (hematíes y leucocitos no retenidos por el coágulo y resto de suero) se vuelve a centrifugar a mayor velocidad. El sedimento se observa al microscopio entre porta y cubreobjetos, a 40x; deben realizarse 3 o 4 preparados, no menos de 300 campos/preparado. En los casos positivos se observan los tripomastigotes con su clásico movimiento. Si se realiza fijación y coloración, lo cual en esta técnica no es indispensable, se observarán los tripomastigotes con su forma típica, con núcleo central y cinetoplasto subterminal. Para neonatos se puede usar la microtécnica o microstrout, cuya única diferencia es que se realiza con un volumen de sangre menor (aproximadamente 500 μ L, en tubos de plástico tipo Eppendorf). Esta microtécnica tiene una sensibilidad elevada, similar a la técnica del Strout convencional (Ministerio del Poder Popular para la Salud, 2007; Basso & Moretti, 2012).
- *Hemocultivo:* método estandarizado de laboratorio. Es el método de elección por su menor agresividad para los pacientes, fundamentalmente en la población neonatal, mayor precocidad de resultados y menor requerimiento en infraestructura. Se siembra sangre heparinizada, recogida en condiciones de estricta asepsia, en medio monofásico (Infusión Cerebro Corazón) o

bifásico LIT. Se incuba a 28°C y se realizan observaciones microscópicas y subcultivos periódicos, desde los 7 hasta un máximo de 60 días. La positividad en pacientes infectados o en fase aguda se observa generalmente entre los 7 y los 21 días. En los primeros días pueden observarse masas de amastigotes, que luego se transforman en epimastigotes activamente móviles. La confirmación de la presencia de masas de amastigotes o epimastigotes se realiza mediante coloración de Giemsa (Basso & Moretti, 2012).

- *Xenodiagnóstico*: se realiza con la aplicación de 4 cajas con 10 ninfas de triatomo, del tercer o cuarto estadio, con 20 días de ayuno, cubiertas con una gasa, sujeta con una banda elástica. Se sujeta al antebrazo del paciente durante 15 o 20 minutos, luego se deja a 28°C y 70% de humedad durante 30 o 60 días. El material se obtiene por compresión de la zona abdominal del insecto, entre dos pinzas, sobre un portaobjetos, y se diluye con solución fisiológica estéril, luego se agrega un cubreobjeto y se observa con objetivo de 40x, recorriendo aproximadamente 300 campos. Para obtener una mejor sensibilidad, se puede realizar coloración de Giemsa, previa fijación con vapores de formol durante 12 – 24 horas a temperatura ambiente o a 28°C, del material obtenido del triatomo. Si bien el xenodiagnóstico es considerado el método de referencia, este fue utilizado hasta el desarrollo del hemocultivo, siendo posteriormente reemplazado por éste, por las ventajas que tiene (Basso & Moretti, 2012).
- *Xenodiagnóstico modificado*: Consiste en la demostración de *T. cruzi* en el hospedador intermediario, previamente alimentado con sangre del paciente sospechoso. Para realizarlo, se usan ninfas de triatomos no infectados, lo cual se logra a través de crías obtenidas de huevos, pues entre los triatomos no hay transmisión de *T. cruzi* de la hembra al huevo. Estas crías se mantienen alimentadas con sangre de aves, que son refractarias a la infección por *T. cruzi*.

El examen del contenido intestinal de los triatominos alimentados con la sangre del paciente, debe realizarse entre 30 y 60 días después de la comida, de manera de permitir una suficiente multiplicación del protozooario dentro del vector. Con una sola comida infectante y empleando 12 o 14 ninfas en estadio IV o V. La sensibilidad del método en la fase crónica está alrededor del 50%. Esta sensibilidad puede mejorarse un 20% aumentando el número de xenodiagnósticos.

El examen de los triatominos puede hacerse triturando los insectos en solución salina, centrifugando y examinando el sedimento. Este procedimiento facilita el examen y aumenta su sensibilidad. Otra modificación del método consiste en cultivar en medio LIT o NNN varios intestinos de los insectos (xenocultivos), lo que aumenta la sensibilidad. En la rutina diaria del diagnóstico de la Enfermedad de Chagas, en el xenodiagnóstico los triatominos no son alimentados directamente del paciente, esto es debido a la frecuencia de reacciones alérgicas, algunas veces severas (shock anafiláctico) en el paciente, por la picadura del triatominos si no extrayendo una muestra de sangre con la cual se alimentan a los triatominos (Arroyo, Tantaleán & Miranda, 2001).

b) Métodos serológicos

En la fase aguda la capacidad de identificar anticuerpos se registra a partir de la cuarta semana de la infección. Para establecer un diagnóstico de fase aguda mediante serología convencional debe registrarse la seroconversión (de negativo a positivo) entre dos muestras pareadas de suero obtenidas con un mes de diferencia como mínimo. Los métodos serológicos determinan inmunoglobulinas humanas de los tipos M o G. El resultado positivo del diagnóstico parasitológico es la certificación de la infección, sin embargo un resultado parasitológico negativo no indica necesariamente ausencia de infección; por lo que se recomienda complementar la

investigación de casos sospechosos con el seguimiento de la evolución de títulos serológicos por periodos de 3-6 meses. Los métodos recomendados en esta fase son la Inmunofluorescencia Indirecta (IFI), el Ensayo Inmunoenzimático (ELISA) y Hemaglutinación Indirecta (HAI) con y sin Mercaptoetanol (Ministerio del Poder Popular para la Salud, 2007).

2. Diagnóstico en fase latente o indeterminada

El diagnóstico de la fase latente o indeterminada se establece solamente por serología positiva, mediante la utilización de las técnicas ELISA, Hemaglutinación Indirecta, Western blot, y PCR (Cruz & Camargo, 2001).

3. Diagnóstico en fase crónica

En esta fase existe una parasitemia baja y fluctuante, con títulos detectables de anticuerpos en pacientes inmunocompetentes. Se estima que alrededor de un 30% de las personas con Enfermedad de Chagas tendrían manifestaciones de la etapa crónica, lo que podría aumentar al emplear métodos diagnósticos más sensibles (Baruch et al., 2011).

La fase crónica se diagnostica en individuos entre 20 y 50 años de edad serológicamente positivos, con estudios electrocardiográficos, radiológicos y ecografía para demostrar cardiopatía, colopatías, y esofagopatías. Debido a que en esta fase las parasitemias son transitorias se hace uso de las pruebas inmunológicas para el hallazgo de anticuerpos circulantes contra el parásito, las cuales junto con las pruebas de gabinete son fundamentales para el diagnóstico (Cruz & Camargo, 2001; Uribarren, 2014).

Entre las técnicas convencionales más utilizadas son:

- *Hemaglutinación indirecta (HAI)*: se basa en la propiedad que tienen las proteínas de adsorberse sobre la superficie de glóbulos rojos de carnero o de ave modificados químicamente para actuar como soporte del antígeno. Se realiza con eritrocitos fijados en formol, tratados con ácido tánico y

sensibilizadas con antígenos solubles. Estos eritrocitos se unen con los antígenos del *T. cruzi* que reaccionan con los anticuerpos IgM durante la fase aguda e IgG durante la fase crónica. Esta técnica es una de más usadas en estudios epidemiológicos por la sencillez de su técnica y poseer una sensibilidad del 95%. Esta prueba por lo regular se indica para un diagnóstico de la enfermedad en la fase crónica, en la cual los antígenos del *T. cruzi* reaccionarán con el anticuerpo IgG (García, 1991; Basso & Moretti, 2012).

- *Ensayo inmunoenzimático (ELISA)*: esta prueba utiliza cantidades mínimas de plasma, es utilizado en encuestas seroepidemiológicas y para detectar donadores de sangre infectados, es simple y barato. Antígenos solubles son adsorbidos en los pozos de la placa de poliestireno, posteriormente se agrega el suero del paciente seguido del conjugado, formado por anticuerpos anti-IgG marcado con fosfatasa alcalina o peroxidasa. Es un método en el cual el resultado puede evaluarse por observación visual o por espectrofotometría. Esta prueba se compara a la de inmunofluorescencia en sensibilidad y especificidad (García, 1991; Rivera, 1987).
- *Inmunofluorescencia indirecta (IFI)*: esta prueba exige un equipo sofisticado y caro para realizarla, pero es altamente sensible y exacta. Puede dar falsos positivos en pacientes con Leishmaniasis. Los antígenos usados son epimastigotes fijados en formol (Basso & Moretti, 2012).

4. Diagnóstico diferencial

En la etapa aguda debe diferenciarse de enfermedades febriles tales como malaria, la fiebre con edema bpalpebral puede sugerir parotiditis, infección ocular, sinusitis o infección de tejidos blandos, la fiebre con signos cardíacos se puede confundir con fiebre reumática. En diversos estudios, se han encontrado en el suero de pacientes con esta enfermedad una proteína "P" del parásito, que puede inducir anticuerpos con especificidad similar a los anticuerpos "P" del lupus eritematoso sistémico (Monzón, 2002).

G. Tratamiento

El tratamiento antiparasitario para la Enfermedad de Chagas está indicado para la fase aguda de la enfermedad y ha demostrado la desaparición de los síntomas y la cura parasitológica.

Las drogas actualmente utilizadas para el tratamiento etiológico de la Enfermedad de Chagas son el Nifurtimox (3-metil-N-(5-nitro-2-furfuril) metileno-4-tiomorfolinoamina-1,1-dioxido) y el Benznidazol (2-nitro-N-(fenilmetil)-1H-imidazol-1-acetamida). El Nifurtimox actúa por vía de la reducción del grupo nitro de la molécula a radicales nitroaniónicos, que reaccionan con el oxígeno molecular para generar metabolitos reducidos del mismo altamente tóxicos (radicales superóxido, peróxido e hidroxilo) (Pulpón & Crespo, 2009).

El Nifurtimox es un nitrofurano, distribuido por Bayer®, con nombre comercial de Lampit. Es un tripanocida contra las formas intracelulares (amastigote) y extracelulares (epimastigote), disminuye la intensidad de los síntomas en fase aguda, pero es ineficaz en fase crónica, porque no genera ningún efecto de los síntomas en las lesiones orgánicas irreversibles, se cree que inhibe la acción de las mitocondrias, y por lo tanto, respiración oxidativa (Brunton, 2012).

El Benznidazol parece actuar por una vía diferente, resultante de la reacción de sus derivados nitroreducidos con macromoléculas como ADN, ARN, proteínas y posiblemente lípidos insaturados. Ambas drogas son activas en la fase aguda, definidos como cura parasitológica radical indicada por negativización de todas las pruebas, así como en la fase crónica temprana de la enfermedad.

Estos compuestos pueden presentar efectos adversos como: náuseas, vómitos, diarrea, leucopenia, trombocitopenia, púrpura, dermatitis atópica leve o severa, insomnio, cefaleas, anorexia, rupturas cromosómicas (Pulpón & Crespo, 2009).

Para la fase crónica el tratamiento sólo es sintomático, los pacientes con miocardiopatía crónica chagásica tratados con glicósidos cardíacos están propensos a presentar intoxicación digitálica a menores dosis. Se han utilizado vasodilatadores como el prazosin (un alfa bloqueador con predominio periférico), en el tratamiento de la insuficiencia cardíaca congestiva (Brunton, 2012).

H. Epidemiología

La Enfermedad de Chagas se encuentra principalmente en América Latina, pero en las últimas décadas se ha observado con mayor frecuencia en los Estados Unidos de América, Canadá, muchos países europeos y algunos del Pacífico Occidental. Esto obedece sobre todo a la movilidad de la población entre América Latina y el resto del mundo.

Se calcula que en el mundo hay entre 7 y 8 millones de personas infectadas por *T. cruzi*, la mayoría de ellas en América Latina. Inicialmente, la Enfermedad de Chagas estaba confinada a la Región de las Américas, principalmente en América Latina. En América se considera que los países más afectados son Argentina, Bolivia, Brasil, Chile, Uruguay y Venezuela (OMS, 2014).

En Guatemala los departamentos de más riesgo para contraer la Enfermedad de Chagas, según el Ministerio de Salud Pública y Asistencia Social (MSPAS), Universidad de San Carlos de Guatemala (USAC) y la Agencia de Cooperación Internacional del Japón (JICA), en orden descendente son: Santa Rosa con un 27% de las chinches infectadas. Luego esta Chiquimula, en donde casi el 20% de las chinches están infectadas con *T. cruzi*., Jutiapa con un 9.5% de chinches infectadas. Alta Verapaz con 3.8% de las chinches infectadas con *T. cruzi* (MSPAS, USAC & JICA, 2011).

Hasta el año 2001, el 34% de la población estaba en riesgo de infectarse, sin embargo, en el 2009 *R. prolixus* fue virtualmente eliminado del país. Para el año 2009 la prevalencia de la infección humana en la población en general era alrededor

del 10%, y la sangre infectada en los bancos de sangre del 0.97% (MSPAS, USAC & JICA, 2011).

Para el año 2010 se estimó en Guatemala que la población en riesgo para la Enfermedad de Chagas en las áreas endémicas era de 1,400,000 habitantes y el número de infectados por *T. cruzi* de 166,667. Los nuevos casos anuales por transmisión vectorial fueron 1,275, con una tasa de prevalencia de 0.0615 por 100 habitantes e incidencia de 0.0094 por 100 habitantes. Mientras que los casos anuales de la Enfermedad de Chagas congénito se estimaron en 164 en total, con una incidencia de 0.036 por 100 nacidos vivos de madres seropositivas y la prevalencia en donantes en bancos de sangre (tamizaje en el 100% de los donantes elegibles) fue del 1.75% (OPS, 2010). Según lo anterior, la vía vectorial es responsable del 80-90% de la transmisión de la Enfermedad de Chagas en niños durante sus primeros meses de vida, según los estudios realizados en el país durante el periodo 1996-2010.

La distribución del vector se ha comprobado en 21 de los 22 departamentos del país, en localidades entre 300 y 1600 metros sobre el nivel del mar. Históricamente los principales vectores son *T. dimidiata* y *R. prolixus*; sin embargo, en el 2011 se certificó a Guatemala en la interrupción de la transmisión por *R. prolixus*. La población humana presenta índices de la infección por *T. cruzi* generalmente asociados a las tasas de infestación vectorial y es así como una población expuesta al vector, presenta altas prevalencias de la Enfermedad de Chagas. Los datos derivados del sistema de salud pública sobre la prevalencia del vector, el reporte de casos agudos, de casos positivos por tamizaje en bancos de sangre y de encuestas serológicas en menores de 15 años, se ha priorizado en 10 departamentos para la acción del control: Chiquimula, Jutiapa, Zacapa, el Progreso, Jalapa, Santa Rosa, Alta Verapaz, Baja Verapaz, Huehuetenango y Quiché (OMS, 2008).

En Guatemala, el control se ha fundamentado principalmente en intervenciones contra los vectores y el tamizaje de bancos de sangre. A través de la Sección

Entomológica Médica del Programa Nacional de Enfermedades Transmitidas por Vectores, se coordina el control vectorial por medio del rociamiento con insecticidas de acción residual en las áreas afectadas (Díaz, 2012).

I. Ubicación geográfica

El lugar donde se desarrolló la presente investigación fue en el Hogar Lavrá Mambré con una población de 49 personas, ubicado en el residencial Lago Azul del municipio de Villa Nueva, del departamento de Guatemala. Villa Nueva es uno de los 17 municipios del departamento de Guatemala. Está situado a 17 kilómetros al suroccidente de la capital; al Norte limita con el municipio de Guatemala, al Oriente con el municipio de San Miguel Petapa, al Sur con el municipio de Amatitlán y al Poniente con el municipio de Santa Lucía Milpas Altas.

Su extensión territorial es de 114 kilómetros cuadrados en total, de la que una parte de su extensión se encuentra dentro de la cuenca del Lago de Amatitlán. El monumento de elevación del Instituto Geográfico Nacional en el parque central del municipio, se encuentra situado a 1,330.24 metros sobre el nivel del mar (Gall, 1976).

El clima en el municipio de Villa Nueva es considerado templado, alcanzando durante todo el año, temperaturas máximas de 28°C y mínimas de 12°C. Este municipio cuenta con las montañas Cruz Grande, El Chifle, El Sillón, El Ventarrón, La Peña y Pueblo Viejo. Los cerros Loma de Trigo, Monte Rico y San Rafael. Así mismo cuenta con los Ríos Mashul, Parrameño, Platanitos, Villalobos y San Lucas. Se estima que su población oscila entre 800 mil y 1 millón de personas (Municipalidad de Villa Nueva, 2012).

IV. JUSTIFICACIÓN

En Guatemala, existen varios estudios realizados sobre la frecuencia de la Enfermedad de Chagas en distintos departamentos como Chiquimula, Santa Rosa, Huehuetenango, Zacapa, Jutiapa, entre otros.

La Enfermedad de Chagas es un enorme problema de salud pública en toda América Latina. Su control ha llegado a ser una prioridad en muchos países, no sólo por su significado social y epidemiológico, sino también debido al fuerte impacto económico y los beneficios que resultan del control eficaz (Menes et al., 2006).

Las condiciones medio ambientales son fundamentales para la presencia de esta patología, puesto que requiere de un vector transmisor. Por otro lado, el gran número de migraciones desde las zonas rurales a urbanas hace que la enfermedad y el vector se hayan expandido a zonas no endémicas. Además, es importante tener en cuenta que a nivel de la salud pública raras veces resulta factible tratar la Enfermedad de Chagas (Romero, 2007).

En el municipio de Villa Nueva del departamento de Guatemala, no se han realizado estudios recientes para determinar la prevalencia de esta enfermedad, pero en el área se han reportado vectores infectados con *T. cruzi* por lo que se hizo necesaria la realización de esta investigación por el riesgo que representa para la población.

La importancia de esta investigación radica en la necesidad de concientizar a las personas sobre esta enfermedad, ya que es fundamental su detección en la fase aguda, debido a que en la fase crónica no existe un tratamiento efectivo para su curación.

V. OBJETIVOS

A. Objetivo General

Determinar la prevalencia de la Enfermedad de Chagas en un área no endémica de Guatemala.

B. Objetivos Específicos

- Establecer la presencia de vectores en el área de estudio y su infestación por *T. cruzi*.
- Determinar la presencia de infección aguda en la población.
- Establecer la asociación de variables sociodemográficas con la positividad de la población.

VI. HIPÓTESIS

La presente investigación no requiere hipótesis por ser una investigación de tipo descriptiva.

VII. MATERIALES Y MÉTODOS

A. Universo y muestra de trabajo

- 1. Universo:** Habitantes en Residenciales Lago Azul, Villa Nueva, Guatemala, y vectores que se colectaron dentro del complejo residencial.
- 2. Muestra:** Muestras sanguíneas de 49 habitantes del Hogar Lavrá Mambré, ubicado en Residenciales Lago Azul, Villa Nueva, Guatemala. Recolección de vectores (*Triatoma dimidiata*), dentro del complejo residencial, durante los meses de abril a junio de 2014.

B. Recursos

1. Institucionales

- Departamento de Citohistología, Escuela de Química Biológica, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Universidad de San Carlos de Guatemala.
- Monasterio Lavrá Mambré, Residencial Lago Azul, Villa Nueva, Guatemala.

2. Humanos

- PhD. Vivian Lucrecia Matta Ríos de García (asesora)
- Licenciada Karla Josefina Lange Cruz (asesora)
- Licenciada Antonieta Rodas Retana (co-asesora)
- Br. Luis Fernando Samayoa Rodríguez
- Br. Ingrid Rosario Ramás Chiroy

3. Materiales

a) Obtención de sangre venosa

- Algodón
- Agujas para toma múltiple 21G Vacutainer® X 1 ½ “
- Bolsa para desechos
- Camisas para sistema Vacutainer®
- Depósito para descarte de agujas y jeringas
- Equipo alado tipo mariposa 21G Vacutainer® Safety-Lok™ X 1 ½ “
- Etanol 70%
- Guantes
- Hielera
- Jeringas de 10 mL y agujas descartables 21G x 1 ½ ”
- Ligadura
- Mayordomo
- Marcador indeleble
- Tubos al vacío con EDTA Vacutainer®
- Tubos de micro centrífuga (eppendorf)

b) Tinción de Giemsa

- Beaker
- Metanol Absoluto
- Probeta 10 mL
- Solución de Giemsa
- Solución Glicerina
- Varilla de agitación

b) Hemocultivo

- Agua desmineralizada
- Balanza semianalítica

- Centrífuga
- Cabina de flujo laminar tipo II
- Estufa y agitador
- Gradillas para tubos
- Microscopio óptico 10x, 40x, 100x de aumento y ocular 10x
- Micro pipetas 20-200 μL , 200-1000 μL
- Medio BHI (infusión cerebro-corazón)
- Puntas amarillas y azules estériles
- Refrigeradora
- Recipiente de descarte
- Tinción de Giemsa
- Tubos cónicos de 50 mL con tapadera

d) Colecta y análisis de vectores

- Bolsas desechables
- Caja de petri de vidrio
- Cubreobjetos
- Hules
- Jeringas de insulina
- Papel periódico reciclable
- Paletas de cartón
- Pinzas
- Portaobjetos
- Recipientes de plástico o vidrio
- Sobres
- Tul o malla
- Tinción Giemsa

e) Serología

- Kit ChagasTest: Elisa Lisado. Ensayo Inmunoenzimático (ELISA) para la detección de anticuerpos anti- *T. cruzi*. Wiener lab®.
- Kit Chagas Test: Elisa Recombinante v.3.0. Ensayo Inmunoenzimático para la detección de anticuerpos anti- *T. cruzi*. Wiener lab®.
- Kit ChagasTest: Prueba de Hemaglutinación Indirecta para la detección de anticuerpos anti- *T. cruzi*. Wiener lab®.
- Incubadora 37°C
- Micro pipetas 20-200 µL, 200-1000 µL.
- Recipiente de descarte.

C. Muestreo

1. Recolección de las muestras

Los responsables de los niños que aceptaron participar en el estudio llenaron el consentimiento informado (Anexo 1) y la ficha de epidemiológica (Anexo 2) antes de la venopunción.

Se colectaron 5 mL de sangre en tubos Vacutainer® por paciente, para un total de 49 pacientes, siguiendo todos los procedimientos de asepsia necesarios para evitar accidentes. Todas las muestras fueron rotuladas con la fecha, nombre del paciente y código, con marcador indeleble.

2. Preservación de las muestras

Se transportaron las muestras a temperatura ambiente dentro de una hielera, hasta que el plasma fue separado por medio de centrifugación y guardado a -4°C hasta su utilización.

D. Metodología

Los métodos analíticos que se utilizaron en el proyecto se basan en el Programa Regional para el Control de la Enfermedad de Chagas en América Latina de la Organización Panamericana de la Salud (OPS).

En el plasma de los pacientes se determinó, por medio de ensayos inmunoenzimáticos, la presencia o ausencia de anticuerpos IgG anti-*T. cruzi*. Así mismo se realizó un hemocultivo por cada muestra sanguínea en caldo BHI (Infusión Cerebro Corazón) realizando una revisión de los mismos cada 7 días durante un periodo de 2 meses, en búsqueda del *T. cruzi*. También se determinó por medio de análisis de heces y de un cultivo en medio de cultivo BHI la presencia o ausencia de *T. cruzi* en los vectores encontrados dentro del Hogar Lavrá Mambré, Residencial Lago Azul, Villa Nueva, Guatemala.

1. Tinción de Giemsa

a) Preparación

- Se disolvió 1.0 g del colorante en polvo en 35 mL de glicerol
- Se adicionó 66 mL de metanol, se mezcló bien.
- Se filtró antes de su empleo.
- Se guardó en frasco color ámbar.

b) Coloración

- Se realizó un extendido de la muestra sanguínea en un portaobjetos y se dejó secar.
- Se fijó con metanol durante 1 minuto.
- Se colocó sobre toda la lámina el colorante de Giemsa durante 30 minutos.
- Se aclaró y se dejó secar (Materlab, 2013).

2. Hemocultivo

a) Preparación de medios

- Se disolvieron 52 g de BHI en un litro de agua destilada.
- Se calentó a ebullición hasta su disolución total.
- Se trasvasaron 10 mL en tubos cónicos con tapadera.
- Se esterilizaron en autoclave durante 15 minutos a 121°C.
- Se almacenaron a -4°C hasta su utilización (Britania, 2015).

b) Siembra

- Se desinfectó la campana de flujo laminar con etanol al 70%.
- Se esterilizó la campana con luz UV por 15 minutos.
- Se rotuló y sembró 1 mL de sangre completa en cada tubo cónico con 10 mL de BHI.
- Se incubó a temperatura ambiente por 60 días.
- Se realizaron revisiones semanales a todos los tubos para determinar la presencia del parásito.

c) Resultados

- Se realizó frote y se tiñó con Giemsa una muestra de los tubos que presentaron turbidez.
- Se observaron al microscopio para determinar la presencia de *T. cruzi*.
- Se descartó el tubo después de 60 días, si era negativo.

3. Serología

a) Obtención de plasma

- Se centrifugó la muestra a 2000-2500 rpm por 15 minutos.
- Se separó el plasma y se almacenó en un frasco o vial (eppendorf) de almacenamiento.
- Se rotuló con nombre, código y fecha.
- Se conservó el plasma hasta el momento de uso en congelación a -4°C.

b) Kit Chagas Test ELISA Lisado Wiener lab®

i. Procedimiento

- Se llevó a temperatura ambiente los reactivos y las muestras antes de iniciar la prueba.
- Se preparó el volumen necesario de buffer de lavado (1x).
- Se colocaron en el soporte de tiras, el número de pocillos requeridos para la cantidad de determinaciones a realizar, incluyendo 2 pocillos para el control positivo (CP) y 3 para el control negativo (CN).
- Se dispensó el diluyente (D) de muestra, luego la muestra (Mx) y los controles según el siguiente esquema:

Cuadro 1. Volúmenes de reactivos

	D	CP	CN
Diluyente de muestras	200 µL	200 µL	200 µL
Control positivo	-	20 µL	-
Control negativo	-	-	20 µL
Muestra	20 µL	-	-

Adaptada del WienerLab. Chagas Test. Elisa lisado

- Se homogenizó mezclando 2-3 veces por carga y descarga de la micropipeta. Se verificó la dispensación de controles o muestras a los pocillos visualmente.
- Se cubrió la placa con la cinta autoadhesiva provista para evitar la evaporación, y se incubó 30 ± 2 minutos a $37 \pm 1^\circ\text{C}$.
- En forma paralela, se preparó el conjugado diluido.
- Después de la incubación se eliminó el líquido de cada pocillo por completo. Posteriormente se lavó 5 veces según instrucciones de lavado.

- Se agregó el conjugado diluido 100 μ L a la muestra, control positivo y control negativo.
- Se cubrió la policubeta con cinta autoadhesiva para evitar la evaporación.
- Se incubó 30 ± 2 minutos a $37 \pm 1^\circ\text{C}$.
- Se lavó 5 veces según instrucción de lavado.
- Se dispensó el revelador. Para ello, se trasvasó a un recipiente limpio solamente el volumen de revelador requerido. Teniendo precaución de no devolver el revelador restante al frasco original. Evitando el contacto del reactivo con agentes oxidantes. Se agregaron 100 μ L del revelador a la muestra, control positivo y control negativo.
- Se incubó 30 ± 2 minutos a temperatura ambiente ($18\text{-}25^\circ\text{C}$), protegido de la luz.
- Se agregaron de la solución de parada 100 μ L a la muestra, control positivo y control negativo.
- Posteriormente se leyó absorbancia en espectrofotómetro en forma bicromática a 450/620-650 nm o a 450 nm (WienerLab, 2002).

ii. Validación del ensayo

El ensayo se consideró válido si se cumplió simultáneamente las siguientes condiciones:

- El promedio de las absorbancias (D.O.) de los controles negativos debían ser menor o igual a 0.100.
- Se eliminó cualquier control negativo con D.O. mayor a 0.100.
- Si se eliminaba algún control negativo, se debía volver a calcular el promedio de los controles negativos. Un ensayo era válido si se aceptaban al menos dos de los controles negativos.
- El promedio de las absorbancias de los controles positivos debía ser mayor o igual a 1.300.

- La diferencia entre el promedio de las D.O. de los controles positivos y controles negativos debía ser mayor o igual a 1.200.
- Si una de estas condiciones no se cumplía, se procedía a repetir el ensayo.

iii. Resultados

- La presencia o ausencia de anticuerpos IgG anti-T. *cruzi* se determinó relacionando la absorbancia de la muestra respecto al valor del punto de corte= CN + 0.200.
- CN: promedio de las D.O. del control negativo.
- Muestras no reactivas: se consideraron aquellas con absorbancias menores al punto de corte.
- Muestras reactivas: se consideraron aquellas con absorbancias mayores o iguales al punto de corte.

c) Kit ChagasTest ELISA Recombinante Wiener lab®

i. Procedimiento

- Se llevaron a temperatura ambiente los reactivos y las muestras antes de iniciar la prueba. Una vez iniciado el procedimiento se debió completar sin interrupción.
- Se procesaron simultáneamente controles positivos por duplicado (CP), controles negativos por triplicado (CN) y las muestras (Mx). Al depositar la muestra y/o controles sobre el diluyente de muestras, se colocaron los mismos en el seno del líquido y no sobre las paredes o el fondo del pocillo.
- Se lavó la pipeta con el diluyente dispensado en el pocillo para asegurar la correcta homogenización.
- En los pocillos que se utilizaron de la policubeta se colocó:

Cuadro 2. Volúmenes de reactivos

	Mx	CP	CN
Diluyente de muestras	200 µL	200 µL	200 µL
Control positivo	-	10 µL	-
Control negativo	-	-	10 µL
Muestra	10 µL	-	-

Adaptada del WienerLab. Chagas Test. Elisa Recombinante v.3.0

- Se mezcló aplicando suaves golpes en los laterales de la policubeta, durante 10 segundos, una vez cargadas las muestras en cada tira.
- Para evitar la evaporación, se cubrió la placa y se incubó por 30 minutos a 37°C.
- Luego se aspiró cuidadosamente el líquido de cada pocillo recibéndolo en un recipiente para desechos biológicos que contenía 5% de hipoclorito sódico.
- A continuación, lavó 5 veces con buffer de lavado empleando aproximadamente 300 µL/vez/pocillo. Después de cada lavado, el líquido se descartó también en el recipiente con hipoclorito.
- Al finalizar el último lavado, se eliminó por completo el líquido residual, invirtiendo la poli cubeta y golpeándola varias veces sobre papel absorbente, ejerciendo una leve presión con la mano sobre los laterales mayores del soporte, para evitar la caída de las tiras de pocillos.
- Se dispensaron 50 µL a la Mx, CP y CN, se mezcló aplicando suaves golpes en los laterales de la poli cubeta durante 10 segundos. Para evitar la evaporación, se cubrió la placa y se incubó durante 30 minutos a 37°C.
- Luego se aspiró el líquido de los pocillos, recibéndolo en el recipiente con hipoclorito y lavar según se indicó más arriba.
- Al finalizar el último lavado, se eliminó por completo el líquido residual, invirtiendo la poli cubeta y golpeándola varias veces sobre

papel absorbente, ejerciendo una leve presión con la mano sobre los laterales mayores del soporte, para evitar la caída de las tiras de pocillos.

- Se dispensaron 50 μ L de revelador A y revelador B. Se mezcló aplicando suaves golpes en los laterales de la poli cubeta durante 10 segundos. Se incubó 30 minutos a temperatura ambiente.
- Se dispensaron 50 μ L de la solución de parada a todos lo pocillos. Se mezcló aplicando suaves golpes en los laterales de la poli cubeta durante 10 segundos.
- Se leyó en espectrofotómetro a 450/620-650 nm.

ii. Validación del ensayo

- El ensayo se consideró válido si al menos dos de los tres controles negativos cumplen con el criterio de aceptación (D.O) ≤ 0.100 .
- Las correcciones contra el blanco de reactivos debían ser menores o iguales a 0.150 promedio de lecturas (D.O.)
- La lectura media de los controles positivos corregida debía ser mayor o igual a 0.600 D.O.
- Si una o ambas condiciones no se cumplían, se debía repetir el ensayo.

iii. Resultados

- La presencia o ausencia de anticuerpos IgG anti-*T. cruzi* se determinó relacionando la absorbancia de la muestra respecto al valor punto de corte es igual a CN + 0.300 D.O. Donde CN: promedio de las lecturas del control negativo.
- Zona de indeterminación: punto de corte $\pm 10\%$
- Muestras no reactivas: se consideraron aquellas con absorbancias menores al límite inferior de la zona de indeterminación.
- Muestras reactivas: se consideraron aquellas con absorbancias mayores al límite superior de la zona de indeterminación.

- Muestras indeterminadas: se consideraron aquellas con absorbancias dentro de la zona de indeterminación.

d) Kit ChagasTest HAI/Hemaglutinación Indirecta Wiener lab®

i. Procedimiento

- Se llevó a temperatura ambiente los reactivos y las muestras antes de iniciar la prueba. Una vez iniciado el procedimiento se debió completar sin interrupción.
- Se procesaron simultáneamente 2 controles positivos (CP), 3 negativos (CN) y las muestras (Mx).
- Se dispensaron 25 µL de diluyente de suero HAI en los pocillos a utilizar.
- Se agregaron 25 µL de Mx, CP y CN respectivamente.
- Se agregaron 25 µL de antígeno HAI y se homogenizó cada pocillo.
- Se mezcló aplicando suaves golpes en los laterales de la policubeta una vez cargadas las muestras, durante 10 segundos.
- Se dejó reposar evitando vibraciones durante 2 horas, a temperatura ambiente.
- Se efectuó la lectura.

ii. Resultados

- No reactivo: presencia de un sedimento en forma de botón.
- Reactivo: formación de una película o manto en el fondo de los pocillos. En caso de observar la presencia de un pequeño anillo de bordes regulares, la muestra se consideró dudosa y se repitió.

4. Análisis de vector

a) Clasificación

- Las chinches recolectadas se clasificaron de acuerdo a las siguientes características morfológicas:
 - Número de segmentos de la probóscide
 - Largo de cuello
 - Dorso plano y convexo
 - Disposición y color de alas
 - Género: *Triatoma dimidiata* o *Rhodnius prolixus*

b) Análisis de heces

- Si la chinche se encontraba viva, se debía presionar el abdomen de ésta con una pinza para inducir la defecación sobre un portaobjetos.
- Se diluyó con solución salina y se cubrió con un cubreobjetos.
- Se observó en el microscopio con un aumento de 40x y se buscó la presencia de parásitos.
- Si la chinche se encontraba muerta, se le inyectó solución salina fisiológica al 0.85% por el orificio anal para obtener una muestra de heces.
- Se colocó la muestra de heces en una porta objetos y se observó al microscopio.
- Si se encontraban parásitos en las heces se realizaba la tinción de Giemsa.
- Se realizó un cultivo a cada enema en medio de cultivo BHI para la obtención del parásito.

E. Análisis de datos

Debido a la naturaleza descriptiva de la investigación, el tipo de muestreo que se utilizó fue no probabilístico por conveniencia.

- Se elaboró una base de datos y se realizó el análisis de la información recolectada con estadística descriptiva.
- Se identificaron las variables sociodemográficas como edad, sexo, antecedentes familiares, factores de riesgo, etc.
- Se estimó porcentaje de positividad de anticuerpos anti-*Trypanosoma cruzi* para la población en estudio.
- Se determinó la prevalencia. El análisis estadístico incluyó frecuencias absolutas y porcentajes.

VIII. RESULTADOS

En la presente investigación se determinó la prevalencia de la Enfermedad de Chagas en 49 habitantes del Hogar Lavrá Mambré, ubicado en el Residencial Lago Azul, Villa Nueva, Guatemala, por medio de la determinación de anticuerpos IgG anti-*T. Cruzi*. La población evaluada fue de 49 personas con predominio del género femenino con 55.1 % (27/49).

A. Características sociodemográficas de la población

La población estaba conformada por niños de 4 a 17 años de edad y personas adultas en un rango de 18 a 71 años, componiéndose dicha población de un porcentaje mayor de adultos 55.1% (28/49) quienes se dedicaban a varias labores dentro del Hogar Lavrá Mambré. En el caso de los niños 44.9% (21/49) todos eran estudiantes y residentes del lugar. El establecimiento contaba con todos los servicios necesarios y con espacios iluminados y adecuados, encontrándose éste a la orilla del lago de Amatitlán, con amplios jardines. Es importante mencionar que la población evaluada llevaba más de 5 años de vivir en dicho establecimiento.

B. Datos Epidemiológicos

En la Tabla No. 1 se describe la información obtenida de la ficha epidemiológica, en la que el 87.7% de la población conoce al vector (chinche) de la Enfermedad de Chagas, el 65.3% ha visto la chinche en su casa y el 38.7% cuenta con animales domésticos en su hogar. Así mismo se puede observar en la población que el 91.8% no ha sido picado por la chinche, el 93.8% no ha presentado inflamación palpebral, y por último el 93% no ha tenido personas cercanas que hayan padecido la Enfermedad de Chagas.

Tabla No. 1. Datos epidemiológicos de la población del Hogar Lavrá Mambré
(N=49)

Pregunta	Si		No		No Contestó	
	N	%	N	%	N	%
1. ¿Conoce a la chinche?	43	87.7	4	8.1	2	4.1
2. ¿Ha visto alguna chinche en su casa?	32	65.3	14	28.5	3	6.1
3. ¿Le ha picado alguna chinche?	0	0	45	91.8	4	8.1
4. ¿Ha presentado hinchazón en los ojos?	0	0	46	93.8	3	6.1
5. ¿Se cansa al caminar cortas distancias?	2	4.1	44	89.8	3	6.1
6. ¿Alguna de las personas cercanas a usted ha padecido la Enfermedad de Chagas?	0	0	46	93.8	3	6.1
7. ¿Hay animales domésticos en el lugar donde habita?	19	38.7	28	57.1	2	4.1

Fuente: Datos estadísticos de la encuesta realizada en el Hogar Lavrá Mambré.

C. Resultados de las pruebas realizadas

La población total evaluada fue de 49 personas. Para la evaluación de la fase aguda, se realizó un hemocultivo en medio BHI para la detección del parásito, verificando la presencia de éste por medio de la observación de frotos teñidos con Giemsa, dando todas las muestras un resultado negativo. Mientras que para la evaluación de las fases indeterminada y crónica se realizaron dos ensayos inmunoenzimáticos (ELISA) de diferente principio y una prueba de Hemaglutinación Indirecta, obteniendo resultados negativos en todas las muestras.

D. Análisis de chinches

Se recolectaron 16 vectores en los diferentes ambientes del hogar. Se realizó una clasificación entomológica basada en las características fenotípicas del cuello, número de patas, así como colores característicos, y disposición de la cabeza, determinando así que el vector encontrado fue *T. dimidiata* (100%).

Posteriormente se realizaron enemas salinos a las chinches, encontrando únicamente un vector positivo, evidenciando la presencia del Tripomastigote metacíclico de *T. cruzi* en el vector (6.2%, 1/16).

Como último análisis, a los enemas obtenidos se le realizaron cultivos en medio BHI, los cuales en su totalidad fueron negativos.

IX. DISCUSIÓN

El presente estudio fue realizado en el Hogar Lavrá Mambré, ubicado en el residencial Lago Azul del municipio de Villa Nueva, departamento de Guatemala. Se eligió este lugar ya que se tenían reportes de la presencia de vectores positivos a *T. cruzi*.

Los departamentos endémicos para la Enfermedad de Chagas en Guatemala son: Jutiapa, Petén, Zacapa, Chiquimula, Santa Rosa, Baja Verapaz, Alta Verapaz, Izabal, Huehuetenango, Jalapa, Quiché y El Progreso. Aunque el departamento de Guatemala no es endémico para la Enfermedad de Chagas, en el año 2015 el 47% (89/190) del total de casos reportados en el país provenían de este departamento. Sin embargo, se considera que estos pacientes son procedentes del resto del país, lo que puede deberse a la capacidad de resolución en cuanto a diagnóstico y tratamiento del departamento de Guatemala, ya que es en este departamento en donde se encuentran los hospitales especializados de referencia nacional, por lo tanto, se considera que los casos reportados pueden ser provenientes de otros departamentos del país (MSPAS, 2016).

El objetivo general de esta investigación fue determinar la prevalencia de la Enfermedad de Chagas en un área no endémica. Por ello, se escogió a los habitantes del Hogar Lavrá Mambré, evaluándose a 49 personas. Sin embargo, no se obtuvo ningún resultado positivo para la Enfermedad de Chagas.

En este estudio se utilizaron tres técnicas para el diagnóstico de la Enfermedad de Chagas, para la fase indeterminada y crónica, siendo éstas: Hemaglutinación indirecta (HAI) y dos Ensayos Inmunoenzimáticos (ELISA) con diferente principio (ELISA lisado y ELISA recombinante). La prevalencia de anticuerpos IgG anti-*T. cruzi* para la Enfermedad de Chagas en habitantes del Hogar Lavrá Mambré fue de cero. El diagnóstico de esta enfermedad en la actualidad se basa principalmente en las técnicas serológicas, especialmente en la fase indeterminada y crónica donde

la parasitemia es baja, lo que dificulta el diagnóstico a través de los métodos parasitológicos. Las pruebas serológicas pueden presentar alta sensibilidad, la cual aumenta con el uso de antígenos totales en las pruebas ELISA. Sin embargo, esto provee un elevado porcentaje de reacciones cruzadas especialmente con parásitos como *Leshmania sp* y *Trypanosoma rangeli*. Por otro lado usar antígenos purificados mejora la especificidad del ensayo, pero conduce a una baja sensibilidad; la hemaglutinación indirecta es una de las técnicas más utilizadas por su sencillez y por su alta sensibilidad y especificidad que es de 100% en títulos mayores de 1/40, mientras que para títulos menores es de 99%. Debido a las diferentes interferencias que pueden alterar la sensibilidad y especificidad de las pruebas, así como la composición variable de antígenos, la Organización Panamericana de la Salud (OPS), sugirió que por lo menos dos ensayos basados en diferentes técnicas deberían ser usados en paralelo para aumentar la precisión diagnóstica y así reducir el porcentaje de los resultados erróneos, tanto falsos negativos, como falsos positivos (Duarte, Flórez, Rincón & González, 2014; Cannova, Aguilar, Pacheco, Simons & Medina, 2002).

Uno de los objetivos de esta investigación fue determinar la presencia de la Enfermedad de Chagas en fase aguda en la población, para lo cual se realizaron hemocultivos en medio BHI (Infusión cerebro-corazón) a cada miembro de la población evaluada. Todos los resultados obtenidos fueron negativos. El hemocultivo es una técnica ideal para detectar la enfermedad en la fase aguda, debido a que en esta etapa el paciente cursa con un alto grado de parasitemia, la cual disminuye cuando la cronicidad de la enfermedad avanza. Las pruebas directas como el hemocultivo identifican parásitos circulantes hasta un máximo de diez semanas, las pruebas serológicas identifican anticuerpos a partir de la onceava semana ya que estos desencadenan una respuesta inmune y los parásitos se encuentran intracelularmente (Baso & Moreti, 2012; Siqueira, Meneses, & Storino, 1994).

T. dimidiata tiene baja capacidad de colonizar viviendas; en general ocupan ecosistemas naturales y artificiales próximos a las casas, asociados a reservorios silvestres y peridomiciliares. Las poblaciones domésticas raramente se asocian con las altas prevalencias de la Enfermedad de Chagas y suelen ser pequeñas. Un análisis de microambientes reveló que el adobe (33.67%), las tejas (26.53%) y las piedras (15.82%) fueron los lugares preferidos por el insecto (Menes, Monroy, Rodas & García, 2007).

El 87.7% de la población señaló que conocía la chinche y el 65.3% de la misma indicó que ha visto la chinche en su hogar, este vector tiene hábitos peri domésticos evidenciándose esto con la recolección de 16 chinches en el lugar de estudio. En la clasificación entomológica se determinó que el vector recolectado era *Triatoma dimidiata*. Para la correcta identificación de este vector se observaron las siguientes características: poseer una cabeza elongada, región postocular en forma de cuello, probóscide corta y trisegmentada, abdomen ancho, conexivo (zona lateral del abdomen) de color amarillo pálido o amarillo anaranjado, el corium (porción basal engrosada del vector) posee una mancha oscura que puede ser apenas perceptible o muy extendida en las alas formando una banda transversal. Las hembras son ligeramente más grandes que los machos (Quirós, Jaramillo, Angulo & Parra, 2017; Monroy et. al., 2001).

Un estudio realizado por Cordón & Pennington, en el 2007 indicó que el vector de la Enfermedad de Chagas tiene una marcada inclinación a vivir entre los 400 y 1400 metros sobre el nivel del mar. El municipio de Villa Nueva, en donde se encuentra el Hogar Lavrá Mambré, está ubicado a 1330 metros sobre el nivel del mar, lo que crea un ambiente propicio para la presencia del vector de *T. cruzi*, lo que se pudo comprobar con la recolección de 16 chinches.

De los enemas salinos realizados a cada uno de los 16 vectores, sólo en uno se observó microscópicamente la presencia de *T. cruzi* en su fase de tripomastigote metacíclico, fase en la que se encuentra el parásito en el intestino del vector, siendo

esta la fase infectiva para el humano. Los cultivos realizados a los enemas obtenidos fueron negativos en el 100%, incluyendo el cultivo del vector positivo en la observación microscópica del enema salino. Esto pudo haber sucedido debido a que el vector no se encontraba infectado con una alta concentración del parásito, por lo que no se logró la obtención de los mismos por medio del cultivo.

Existen algunos factores de riesgo asociados a la Enfermedad de Chagas tales como viviendas con paredes de madera o adobe, con piso de tierra, presencia de animales domésticos dentro de la vivienda, presencia de gallineros cercanos a las viviendas, almacenamiento de leña o productos agrícolas dentro de la vivienda, acumulación de materiales de construcción en el peridomicilio, haber sido picado y tocar las chinches con las manos sin protección. A través de la ficha epidemiológica se estableció que en el recinto no se habían realizado fumigaciones, modificaciones y/o construcciones recientemente. Así mismo, se logró evidenciar que el 91.8% de la población no ha sido picado por la chinche, el 93.8% señaló que ninguna persona cercana a ellos ha padecido la Enfermedad de Chagas y por último el 38.7% confirmó tener algún animal doméstico en el lugar de habitación. Si bien el 57.1% dijo no tener mascotas, este no deja de ser factor de riesgo de importancia dentro de la población expuesta. Como parte de los síntomas principales de la enfermedad podemos mencionar que el 93.8% no había presentado inflamación palpebral y el 89.8% no presentaba cansancio al caminar cortas distancias, datos que concuerdan con los resultados negativos obtenidos por medio de las pruebas diagnósticas.

El Hogar Lavrá Mambré se encuentra ubicado en la cima del cerro Filón, una colina que se encuentra al norte del municipio de Amatitlán y es el límite natural entre Villa Nueva y Amatitlán, consta de una diversidad de especies forestales y un clima templado, con una biozona de bosque subtropical húmedo. Sus instalaciones son adecuadas en construcción, iluminación, limpieza y espacio adecuado; Sin embargo, su ubicación a la orilla del Lago de Amatitlán puede ser un factor predisponente a la invasión y colonización de *T. dimidiata*, ya que la literatura refiere que la presencia del vector dentro de la residencia es debido a la intensa

deforestación, ya que, como consecuencia de estos cambios bruscos, los triatominos colonizan las viviendas de los seres humanos para poder superar los cambios en su ecosistema y suplir sus necesidades tanto de alimento, como de vivienda (OMS, 1991).

X. CONCLUSIONES

- La prevalencia de la Enfermedad de Chagas en la población del Hogar Lavrá Mambré, fue de cero.
- Se estableció la presencia de 16 vectores *T. dimidiata* en el Hogar Lavrá Mambré de los cuales uno se encontraba infestado con *T. cruzi* (6.2%).
- No se evidenció infección en ninguna de las fases en la población en su totalidad.
- Debido a la ausencia de casos positivos, no se logra establecer una asociación entre las variables sociodemográficas y la positividad.

XI. RECOMENDACIONES

- Evaluar a la población cercana al Hogar Lavrá Mambré, para descartar la presencia de vectores.
- Promover la vigilancia constante para reducir posibilidades de contacto con el vector.
- Invitar a la población a la realización rociamiento de algún plaguicida para el control de los vectores en el lugar, ya que es uno de los métodos más eficaz para la prevención de la Enfermedad de Chagas.
- Fomentar la realización de más investigaciones en el departamento de Guatemala para la detección de la Enfermedad de Chagas y la presencia de vectores.

XII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Arroyo, L., Tantaleán, M. & Miranda A. (2001). Observaciones Experimentales sobre el Xenodiagnóstico en Tripanosomiasis Americana. *Revista Peruana de Biología*. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima Perú. 8(2) , 1-5.
- Bar, Ma. E., Posser, D., Álvarez, B., Vallejos, A. & Storino, R. (1998). Estudio transversal clínico y epidemiológico de la Enfermedad de Chagas en un área rural del Nordeste Argentino. *Revista da Sociedade de Brasileira de Medicina Tropical*. 31(2):199-206.
- Baruch., W., Hernández, E., Jersic, Ma., Muñoz, P., Hauck, N., Olea, A... & Zulantay, I. (2011). Guía de Diagnóstico, Tratamiento y Prevención de la Enfermedad de Chagas. Santiago, Chile: Ministerio de Salud Gobierno de Chile.
- Basso, B., & Moretti, E. (2012). *El laboratorio en el diagnóstico de la infección chagásica*. Facultad de Ciencias Médicas, Universidad Nacional de Córdoba. Argentina.
- Blejer J., Carreras L., Salamone, H. (2002). Riesgo de transmisión de infecciones por vía transfusional. *Revista Médica*, 62(3), 62: 259-278.
- Britania, L. (2015) Britania, recuperado el 23 de enero del 2017, de <http://www.britanialab.com/productos/BO2147%20REV%2001-CEREBRO%20CORAZON%20INFUSION%20AGAR.pdf>
- Bruton, L. L. (2012). *Goodman & Gilman: Las bases farmacológicas de la terapéutica* (12^{da}). México Distrito Federal, México: MacGraw-Hill

- Bulla, D., Larre B., A., Ponce, R. & Medici, M. (2004). Chagas' Disease. En Robertson, D., Low, P., Polinsky, R. (2^{da}). *Manual sobre el Sistema Nervioso Autónomo*. (pp. 334 – 335) California, USA: Elsevier Academy Press.
- Calderon, G (1996). Chinchas Triatominos (Hemiptera: Reduviidae) de la región Grau, Perú. *Revista peruana de Entomología*, 38, 19-22.
- Cannova, D., Aguilar, M., Pacheco, M., Simons, M. & Medina, M. (2002). Validación del Inmunoensayo Enzimático (ELISA) y Hemoaglutinación indirecta para el Serodiagnóstico de la Enfermedad de Chagas, *Revista de la Facultad de Ciencias de la Salud. Universidad de Carabobo, Venezuela*, 6:3. Recuperado el 20 de febrero de 2018 de sitio web: <http://servicio.bc.uc.edu.ve/fcs/vol6n3/6-3-2.pdf>.
- Castellanos, S. (2014). *Determinación de fuentes alimenticias de triatominos intradomésticos y su relación con la presencia de Trypanosoma cruzi en el municipio de Olopa, Chiquimula, Guatemala*. Laboratorio de Entomología Aplicada y Parasitología (LENAP). Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala.
- Cevallos, A. & Hernández, R. (2014). *Trypanosoma cruzi* y la Enfermedad de Chagas. Recuperado Julio 22, 2014 de Universidad Autónoma de México, Instituto de Investigaciones sitio web: www.biomedicas.unam.mx.
- Chávez, N. Ornelas, S. & Uribe, M. (2015). *Apuntes de Gastroenterología*. México: Clínica de Enfermedades Digestivas y Obesidad de la Fundación Clínica Médica Sur.
- Cordón R., C. & Pennington, P. (2007). Eco-epidemiología de la transmisión vectorial de Chagas en Guatemala, *Revista de la Universidad del Valle de Guatemala* (1)16:63-84.

- Cruz, A. & Camargo, B (2001). *Glosario de términos en Parasitología y Ciencias Afines*. México: Plaza y Valdes.
- Cruz, F. & Rocha, G. (2010) Diagnóstico Laboratorial de Chagas crónico en niños de 5 - 15 años del colegio “José María Ruiz” y hogar de niños “Nuestros Pequeños Hermanos” Portachuelo Mayo-2010. ECORFAN, Ciencias de la Salud, Hand Book. Bolivia: Universidad Mayor, Real y Pontificia de San Francisco Xavier de Chuquisaca. 39-46pp.
- De Rosa, M. (2002). Tópico II. Período Indeterminado de la Enfermedad de Chagas. *Revista Argentina de Cardiología*, 43-49.
- Días G. & Eloj S. (2008). Mecanismos de Transmisión del Mal de Chagas. Facultad de Medicina. *Ambulatorio de Enfermedad de Chagas*, 10-14.
- Díaz, J., Guzmán, M. d., Hernández, L., Castillo, J., Hernández, I., López, I., Ramírez, E. (2012). *Lineamientos para la vigilancia por laboratorio de Enfermedad de Chagas*. México: Instituto De Diagnóstico y Referencia Epidemiológico.
- Díaz, S. (2012). *Encuesta de Seroprevalencia de Chagas en niños de 1 a 6 años en localidades priorizadas para el control vectorial en Jutiapa, Guatemala 2010*. (Tesis Magistral, Universidad del Valle de Guatemala) Guatemala: Universidad del Valle.
- Duarte, L., Flórez, O., Rincón, G., González, C. (2014). Comparación de siete pruebas diagnósticas para detectar infección por *Trypanosoma cruzi* en pacientes en fase crónica de la Enfermedad de Chagas. *Revista Colombia Médica. Universidad del Valle, Colombia* (2)45:61-66. Recuperado el 20 de marzo de 2018 de sitio web:

<http://bibliotecadigital.univalle.edu.co:8080/bitstream/10893/7940/2/Comparacion%20de%20siete%20pruebas.pdf>

Freilij, H., Lázzari, J. & Manzullo, E. (23 de noviembre 2006). *Síntesis de la guía de diagnóstico y tratamiento de pacientes con Enfermedad de Chagas*. Buenos Aires, Argentina: Ministerio de salud.

Gall, F. (1976). *Diccionario Geográfico de Guatemala*. (2^{da}, Vol. IV) Guatemala Instituto Geográfico Nacional.

García, J. (1991). *Estudio seroepidemiológico de la Enfermedad de Chagas en la aldea de San Juan de Arana, Cuilapa, Santa Rosa*. (Tesis Pregado, Universidad Francisco Marroquín). Guatemala: Universidad Francisco Marroquín.

Garrido, F., Córdova, J., Rivas, L., & Montiel, L. (2007). *Guía para el diagnóstico, Manejo y tratamiento de Enfermedad de Chagas en fase Aguda nivel de los establecimientos de salud. Primera*. (Ministerio del poder popular para la salud) caracas Venezuela.

Köberle, F. (1957). *Die Chronische Chagas Kardiopathie*. Pathologischen Institut der Medizinischen Fakultät Ribeirao Preto. Universitat Sao Paulo. Wirschov, Archiv, 330:267:295.

Koneman, E. & Allen, S. (2008). *Koneman. Diagnóstico Microbiológico/ Microbiological diagnosis: Texto y Atlas En Color/ Text and Color Atlas* (sexta ed.). Buenos Aires, Argentina: Editorial Médica Panamericana.

Losavio, A., Jones, MC. & Sanz, O., Mirkin, G., Gonzalez, S., Muchnik, S., & Sica R. (1989). A Sequential study of the peripheral nervous system involvement in experimental Chagas' disease. (A. Lanari, Ed.) *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*. 41(5): 539-547.

MATERLAB. (Junio de 2013). MATERLAB. Recuperado el 23 de enero del 2017 de http://www.materlab.com/documetacion/hematología/colorantes/catalogo/_general_tinciones.pdf

Menes, M., Monroy, M., Bustamante, D., Moguel, B., Rodas, A., Solorzano, E., & García, M. (2006). *Estudio de las preferencias de hábitat no domiciliar del principal vector de la Enfermedad de Chagas en Guatemala, Triatoma dimidiata, y sus implicaciones para el control vectorial*. Universidad de San Carlos. Dirección general de investigación. Guatemala, Guatemala.

Menes, M., Monroy, C., Rodas, A. & García, M. (2007). *Determinación de hábitats y variabilidad fenotípica de poblaciones silvestres de Triatoma dimidiata (Hemíptera: Reduviidae), asociadas a comunidades rurales en la región norte de Guatemala*. Universidad De San Carlos De Guatemala. Dirección General de Investigación, Programa Universitario de Investigación en Ciencia Básica. Guatemala, Guatemala.

Ministerio de Salud Pública y Asistencia Social (MSPAS). (2016). Situación de las Enfermedades Transmisibles y No Transmisibles Prioritarias de Vigilancia Epidemiológica, Guatemala 2015. Guatemala.

Ministerio de Salud Pública y Asistencia Social (MSPAS), Universidad de San Carlos de Guatemala (USAC) & Agencia de Cooperación Internacional del Japón (JICA). (2011). Enfermedad de Chagas en Guatemala. Guatemala. Plan Nacional Estratégico para la prevención y control de la Enfermedad de Chagas 2011-2016, Programa Nacional de Enfermedades Transmitidas por vectores, Guatemala.

Ministerio del Poder Popular para la Salud, Gobierno Bolivariano de Venezuela (2007). Guía para el Diagnóstico, Manejo y Tratamiento de la Enfermedad de Chagas en Fase Aguda en los Establecimientos de Salud. Dirección General de Epidemiología, Dirección de Vigilancia Epidemiológica. 32p.

Moncayo, A., Guhl, F. & Stein, C. (2002). Carga Mundial de la Enfermedad de Chagas en 2000. Proyecto. Universidad de los Andes, Bogotá, Colombia. Epidemiología y carga de morbilidad, OMS, Ginebra, Suiza. Recuperado el 25 de junio de 2018 de http://www.who.int/healthinfo/statistics/bod_chagas_es.pdf

Monroy, Ma. C., Melgar, S., Rodas, A., Chávez, J., Bustamante, D., Calderon, C.,...& Bor, S. (2001). *Comparación de Poblaciones Silvestres y Domésticas de Triatoma dimidiata*. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Instituto de Investigaciones Químicas y Biológicas, Laboratorio de Entomología Aplicada y Parasitología LENAP. Recuperado julio 26 de 2018 de: <http://digi.usac.edu.gt/bvirtual/informes/puiis/INF-2001-092.pdf>

Monroy, Ma. C., Rodas, A., Menes, M., Herrera, F., Bustamante, D., Enríquez, Ma. E.,...& Nakagawa, J. (2003). *Pre-certificación de la erradicación de Rhodnius prolixus en Guatemala*. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Instituto de Investigaciones Químicas y Biológicas, Laboratorio de Entomología Aplicada y Parasitología LENAP. Recuperado el 2014, de www.digi.edu.usac.gt

- Monzón, A. (2002). *Seroprevalencia de la Enfermedad de Chagas en elementos de la tropa del ejército de Guatemala*. (Tesis pregrado, Universidad Francisco Marroquín, Facultad de Medicina) Guatemala: Universidad Francisco Marroquín. Recuperado el 2014 de: <http://www.tesis.ufm.edu.gt/pdf/3490.pdf>
- Municipalidad de Villa Nueva (2012). Recuperado Junio 10, 2014, de Municipalidad de Villa Nueva sitio web <http://www.villanueva.gob.gt/ubicacion-geografica-villanueva-guatemala>.
- Organización Mundial de la Salud (OMS) (1991). Control de la Enfermedad de Chagas. Informe de un comité de Expertos. Ginebra, Suiza.
- Organización Mundial de la Salud (OMS) (2008). Guatemala interrumpe la transmisión vectorial de la Enfermedad de Chagas por *Rhodnius prolixus* Recuperado Julio 17, 2014, de <http://www.paho.org/gut/index.php>
- Organización Mundial de la Salud (OMS). (2014) La Enfermedad de Chagas (Tripanosomiasis americana). Recuperado Julio 17, 2014, de <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs340/es/#>.
- Organización Panamericana de la Salud, OPS (2010). Programa nacional de enfermedades transmitidas por vectores, 2012.
- Organización Panamericana de la Salud. (2003). Zoonosis y Enfermedades Transmisibles Comunes al Hombre y a los Animales. Estados Unidos: Panamerican Health Organization. (3ed). 580(3), 408: 27-38.
- Pulpón, L. A., & Crespo, M (2009). *Trasplante Cardíaco / Heart Transplantation*. España: Editorial Médica Panamericana.

- Quirós, Ó., Jaramillo, N., Angulo, V. & Parra, G. (2017). *Triatoma dimidiata* en Colombia; distribución, ecología e importancia epidemiológica. *Biomédica*, 37(2), 274-285. Recuperado julio 25 de 2018 de: <https://dx.doi.org/10.7705/biomedica.v37i2.2893>
- Rivera, R. (1987). *Categorización seroepidemiológica y Clínica de la Cardiopatía Crónica Chagásica en el municipio de El Porvenir*, Francisco Morazán. (Tesis de pregrado, Universidad Autónoma de Honduras) Tegucigalpa Universidad Nacional Autónoma de Honduras.
- Romero R. (2007). *Microbiología y parasitología humana/ Microbiology and Human parasitology: Bases etiológicas de las enfermedades infecciosas y parasitarias/ Etiological Basis of Infections and parasitic Diseases (3^{ra})*. México: Medica Panamericana.
- Siqueira, R., Meneses, L. & Storino A. (1994). Diagnóstico de Laboratorio de la Enfermedad de Chagas. *Revista médica de Costa Rica y Centroamérica XLI*. 527:69-75.
- Spina, F. (1988). American Tripanosomiasis (Chagas' disease) and the nervous system. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique et de ses Filiales Journal*. (3)81: 645-649.
- Storino, R. (2002). Enfermedad de Chagas con Parasitemia Evidente. *Revista Argentina de Cardiología*, 70(1), 15-36. Obtenido de <https://www.sac.org.ar/wp-content/uploads/2014/04/consenso-enfermedad-chagas-3-pdf>
- Telleria, J., & Tibayrenc, M. (2010). *American Trypanosomiasis: Chagas Disease One Hundred Years of Research*. Estados Unidos (USA): ELSEVIER

Uribarren, T. (2014). Enfermedad de Chagas. *Facultad de Medicina, Departamento de microbiología y parasitología, Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM)*. Recuperado el Julio 17, 2014 de: <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/trypanosomosis.html>

Vega, S., & Naquira, C (2006). Manual de procedimientos de Laboratorio para el diagnóstico de la tripanosomiasis americana (Enfermedad de Chagas). (2^{da}) (Ministerio de Salud Pública, & Instituto Nacional de Salud, Edits.) Lima, Perú. Recuperado el 17 de julio de 2014 de http://www.ins.gob.pe/insvirtual/images/otrpubs/pdf/Manual_Enfermedades_chagas.pdf

WienerLab. (2000). ChagasTest: Elisa Recombinante v.3.0 Ensayo inmunoenzimático (ELISA) para la detección de anticuerpos anti-*Trypanosoma cruzi*. Recuperado julio 16, 2014 de Argentina, Wiener Laboratorios S.A.I.C. sitio web: <http://www.wiener-lab.com>

WienerLab. (2000). Chagas Test: Prueba de hemaglutinación indirecta para la detección de anticuerpos contra *Trypanosoma cruzi*. Recuperado Julio 16, 2014 de Argentina, Wiener Laboratorios S.A.I.C. sitio web: <http://www.wiener-lab.com/>

WienerLab. (2002). Chagas Test: Elisa lisado Ensayo inmunoenzimático (ELISA) para la detección de anticuerpos anti-*Trypanosoma cruzi*. Recuperado Julio 16, 2014 de Argentina, Wiener Laboratorios S.A.I.C. sitio web: <http://www.wiener-lab.com/>

XIII. ANEXOS

Anexo 1.

CONSENTIMIENTO INFORMADO

Prevalencia de la Enfermedad de Chagas en un Área No Endémica de Guatemala

La presente investigación tiene como fin determinar la Prevalencia de la Enfermedad de Chagas tanto en etapa aguda como indeterminada, así como evaluar la infestación de vectores con el parásito *Trypanosoma cruzi*. Para ello se realizará una extracción de sangre, la cual será utilizada con fines académicos y científicos, sus datos serán estrictamente confidenciales y no se divulgarán los datos personales de los participantes. Su participación en esta investigación es totalmente voluntaria. No habrá ninguna remuneración económica por su participación, por lo tanto usted puede elegir participar o no hacerlo.

Procedimiento: Se extraerá una muestra de sangre la cual se realizará con material completamente descartable y desinfectado (estéril). Esta extracción constará de 5 centímetros cúbicos de sangre, por lo que no produce ninguna complicación ni efectos secundarios, es dolorosa levemente. Con éstas muestras se detectará la infección por *T. cruzi*, en la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

Consentimiento: He sido invitado (a) a participar en la investigación "Prevalencia de la Enfermedad de Chagas en un Área No Endémica de Guatemala". Entiendo que se me extraerá 5 centímetros cúbicos de sangre en una sola oportunidad. He sido informado (a) que los riesgos son mínimos y que pueden incluir un poco de dolor en el sitio de la punción.

Yo _____ que me identifico con No. de DPI _____. Consiento que se me realice el procedimiento anteriormente descrito y autorizo el uso de la información obtenida, siempre que se me garantice absoluto respeto de mis datos personales y anonimato. Entiendo que la participación es voluntaria.

Menores de Edad

Yo _____ que me identifico con No. de DPI _____ autorizo que se realice el procedimiento anteriormente descrito siempre que se garantice absoluto respeto de sus datos personales y anonimato. Entiendo que la participación es voluntaria y comprendo que la toma de muestra de sangre no representa ningún riesgo físico para el menor.

Firma: _____

Anexo 2.

Prevalencia de la Enfermedad de Chagas en un Área No Endémica de Guatemala

FICHA DE DATOS PARA LA RECOLECCIÓN DE MUESTRA DE SANGRE

DATOS GENERALES:

Código: _____

Nombre: _____

Sexo: F M Edad: _____ DPI (en caso de ser mayor de edad): _____

Encargado (en caso de ser menor de edad) _____

Número de personas viven en la casa: _____ Procedencia: _____

Ocupación: _____ Etnia: _____

ANTECEDENTES:

SI NO

¿Conoce la chinche?

--	--

¿Ha visto alguna chinche en su casa?

--	--

¿Le ha picado alguna chinche?

--	--

¿Ha presentado hinchazón de ojos?

--	--

¿Se cansa al caminar cortas distancias?

--	--

¿Ha sido fumigado este establecimiento?

--	--

¿Se han realizado algunas modificaciones al lugar donde habita?

--	--

¿Alguna de las personas cercanas a usted ha padecido la Enfermedad de Chagas?

--	--

¿Hay animales domésticos en lugar donde habita?

--	--

¿Hace cuánto tiempo vive en este lugar? _____

Luis Fernando Samayoa Rodríguez
AUTOR

Ingrid Rosario Ramás Chiroy
AUTORA

PhD. Vivian Lucrecia Matta Ríos de García
ASESORA

MSc. Karla Josefina Lange Cruz
ASESORA

Lcda. Antonieta Guadalupe Rodas Retana
CO-ASESORA

M.A. Keila Mariana Guerrero Gutiérrez
REVISORA

MSc. Osberth Morales Esquivel
DIRECTOR

M.A. Pablo Ernesto Oliva Soto
DECANO