

11261

2

sej'

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

DIVISION DE ESTUDIOS DE POSGRADO

FACULTAD DE MEDICINA

1991

ALGUNOS ASPECTOS DE LA BIOLOGIA DE Triatoma pallidipennis

(STAL, 1872)

T E S I S

QUE PARA OPTAR AL GRADO DE

MAESTRO EN CIENCIAS BIOMEDICAS

(PARASITOLOGIA)

PRESENTA

AURORA ELVIRA CANDIL RUIZ

TESIS CON
FALTA DE ORIGEN



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

AGRADECIMIENTOS

Al Dr. MANUEL GUTIERREZ QUIROZ, por sus sugerencias para la realización de este trabajo.

Al Dr. JUAN FCO. MARTINEZ CHACON, por la revisión del texto.

A la DRA. GUADALUPE S. GARCIA DE LA TORRE y al Mat. MARTIN FELIX MEDINA, por la asesoría en la realización del análisis estadístico de los resultados.

A la Sra. ROCIO HEREDIA DE ESCALONA, por la transcripción del trabajo.

A los compañeros del Laboratorio de Parasitología, ya que sin su ayuda no hubiera sido posible la conclusión del mismo.

RESUMEN

El agente etiológico de la enfermedad de Chagas es Trypanosoma cruzi, que se transmite de los animales al hombre por reduvidos hematófagos de los género Triatoma, Rhodnius, Dipetalogaster, Paratriatoma, Eratyrus y Panstrongylus, entre otros. El estudio de sus hábitos, ciclos biológicos, actividad horaria, longevidad, entre otros aspectos, son de gran importancia para controlar y erradicar la enfermedad de Chagas del Continente Americano. Triatoma pallidipennis, triatómino motivo de este estudio, tiene una amplia distribución en México, sobre todo en la vertiente del Pacífico y centro de la República. Se ha reportado su presencia asociado a algunos mamíferos, colonizando viviendas y los alrededores de ellas e infectado de manera natural con T. cruzi. En el laboratorio puede ser alimentado tanto en aves como en mamíferos.

Por todo lo anterior es necesario un estudio integral de la biología de este transmisor, que permita conocer su importancia en la dinámica de transmisión de T. cruzi en México.

En el laboratorio se encontró que el ciclo huevo-huevo dura 347 días aproximadamente, que adquiere experimentalmente la infección por T. cruzi y permite el desarrollo del parásito hasta la fase de tripomastigote metacíclico, manteniéndose esta infección hasta su muerte. Es capaz de alimentarse en diferentes huéspedes, defecando sobre ellos hasta en un 60% al término de su alimentación.

Por lo anterior se puede concluir que I. pallidipennis puede ser importante como transmisor de I. cruzi en México.

CONTENIDO

R E S U M E N	2
1. INTRODUCCION	4
1.1 ENFERMEDAD DE CHAGAS	4
1.1.1 CUADRO CLINICO	4
1.1.2 DIAGNOSTICO DE LABORATORIO	6
1.1.3 DIAGNOSTICO DE GABINETE	7
1.1.4 TRATAMIENTO Y PROFILAXIS	7
1.2 EL PARASITO, MORFOLOGIA, PATOGENIA Y CICLO VITAL	7
1.2.1 EL PARASITO Y SU MORFOLOGIA	8
1.2.2 PATOGENIA	10
1.2.3 CICLO BIOLOGICO	10
1.3 LOS RESERVORIOS	12
1.4 LOS TRANSMISORES	12
2. JUSTIFICACION	18
3. HIPOTESIS Y OBJETIVOS	20
3.1 HIPOTESIS	20
3.2 OBJETIVO GENERAL	20
3.2.1 OBJETIVOS INTERMEDIOS	20

4.	MATERIAL Y METODOS.....	22
4.1	EQUIPO, MATERIALES Y REACTIVOS.....	22
4.2	TRABAJO DE CAMPO.....	23
4.3	TRABAJO DE LABORATORIO.....	24
5.	RESULTADOS.....	36
6.	DISCUSION.....	48
7.	CONCLUSION.....	51
8.	BIBLIOGRAFIA.....	52

1. INTRODUCCION

1.1 Enfermedad de Chagas

La tripanosomiasis americana, fue descrita por Carlos Chagas en Minas Gerais, Brasil en 1909; el agente etiológico Trypanosoma cruzi se descubrió en el intestino de un hemiptero hematófago, Panstrongylus megistus. Los ejemplares que Chagas encontró positivos, los remitió a su maestro Oswaldo Cruz, quién hizo que estas chinches picaran a un mono (Callitrix penicillata) y 20 a 30 días después fueron encontrados tripanosomas en sangre periférica de este animal. Posteriormente el mismo Chagas encontró este protozoo en la sangre de una niña de dos años que presentaba fiebre, anemia y linfadenopatías; demostró que este parásito era el agente causal de una enfermedad existente en ciertas zonas de Brazil (1). Fue así como en esta enfermedad y quizá el único caso en medicina, se descubrió primero el transmisor, luego el agente etiológico y por último se describió el cuadro clínico.

1.1.1 Cuadro clínico

Las manifestaciones se presentan durante la enfermedad; en tres fases: aguda, indeterminada y crónica.

Fase aguda.- Esta sólo la sufren entre el cinco y el 10% de los pacientes que adquieren la infección, su duración es de tres a cuatro semanas. Se caracteriza por fiebre, signos de puerta de entrada, que puede ser el signo de Romaña-Mazza (edema bpalpebral unilateral, indoloro,

hiperemia conjuntival, escasa secreción conjuntival, dacriocistitis del ojo infectado y adenopatía local), o chagoma de inoculación, que es un nódulo subcutáneo, acompañado de microadenitis regional.

En algunos casos esta sintomatología se complica con hepatoesplenomegalia, poliadenitis generalizada, anasarca, diarrea, signos bronquiales, cardiomegalia y meningoencefalitis. Posteriormente el paciente tiende a normalizarse; sin embargo, aproximadamente del uno al 13% de los casos ocurre la muerte en este periodo.

Fase indeterminada.- Es asintomática, posterior a la fase aguda, cuando esta existe o, bien, después de iniciada la infección, puede durar varios años o toda la vida.

Fase crónica.- Generalmente aparece de 10 a más años después de la fase aguda. No necesariamente existen antecedentes de puerta de entrada. En esta etapa lo más sobresaliente es la cardiomegalia con insuficiencia cardíaca derecha, alteraciones del electrocardiograma (ECG), que indica bloqueo completo de rama derecha del haz de His y hemibloqueo anterior izquierdo (2, 3). El paciente puede permanecer sólo con ese cuadro clínico, o bien presentar súbitamente manifestaciones tales como disnea, palpitaciones, dolor precordial e insuficiencia cardíaca o muerte súbita sin grandes síntomas previos (4). Otros pacientes pueden presentar los megas, sobre todo de esófago y colon, órganos que pueden llegar a tener de dos a tres veces su tamaño normal. En caso de megaesófago se ha

demostrado la destrucción de los ganglios autónomos que se localizan dentro de las paredes, lo que acarrea trastornos en la motilidad esofágica, con aparición de disfagia, dolor en epigastrio, regurgitaciones, etc. En el colon hay hipermotilidad espontánea de sigmoides y recto, evidencia de pérdida de coordinación entre ambos, acalasia de esfínter y distensión del recto. Los pacientes presentan constipación, meteorismo, disquesia, dolor abdominal, anorexia, astenia y palidez (5).

1.1.2 Diagnóstico de laboratorio

Cuando se sospecha clínicamente en enfermedad de Chagas, se debe hacer un buen interrogatorio epidemiológico (6) y solicitar al laboratorio, de acuerdo a la fase en que se encuentre el paciente, las pruebas necesarias para su confirmación y si fuese necesario exámenes de gabinete.

Fase aguda.- En esta etapa son de gran utilidad, los estudios que demuestren la presencia del parásito. Como el examen directo de sangre, frote y gota gruesa, hemocultivo, inoculación en animales, xenodiagnóstico y estudios histopatológicos.

Fase crónica.- En esta etapa de la enfermedad se deberán hacer algunos de los exámenes parasitológicos señalados para la etapa aguda. Como son el xenodiagnóstico, inoculación en animales y el hemocultivo. Sin embargo, los exámenes más útiles, son los inmunológicos, ya que en esta fase es difícil encontrar tripomastigotes circulantes. De estas pruebas las que más se han usado son: fijación del

Complemento conocida como de Guerreiro y Machado, hemaglutinación indirecta, aglutinación, inmunofluorescencia, ELISA y en los últimos años anticuerpos líticos (7).

1.1.3 Diagnóstico de gabinete

Estos exámenes son de gran utilidad, sobre todo en la fase crónica, destacando el electrocardiograma, radiografía simple y la ecografía, esta última sobre todo en fase inicial de la cardiopatía chagásica (8).

1.1.4 Tratamiento y profilaxis

Se ha usado un gran número de medicamentos: nifurtimox, metronidazol, derivados de los nitrofuranos, primaquina, tetraciclina, entre otros; sin embargo no son útiles en la fase crónica, caracterizada por el daño a los tejidos y órganos, el cual es irreversible. Por esta razón en ésta etapa se usan sólo medicamentos sintomáticos.

La profilaxis se enfoca generalmente a la destrucción de los triatóminos y al mejoramiento de la vivienda. Así mismo se ha insistido en la educación para la salud, dirigida a evitar la picadura por reduvidos y en caso de que esta sucediese, acudir lo más pronto posible al médico. Por otro lado, diferentes investigadores en el mundo, están trabajando en la búsqueda de un inmunoprolifáctico capaz de proteger al individuo contra esta parasitosis. Sin embargo el diseño de una vacuna no se ha logrado (9).

1.2 El parásito, morfología, patogenia y ciclo vital

1.2.1 El parásito y su morfología

Trypanosoma cruzi es un protozoo que pertenece a la clase Zoomastigophora, familia Trypanosomatidae, género Trypanosoma y especie T. cruzi (10). Este protozoo se encuentra en el hombre y otros mamíferos, en la forma de tripomastigote sanguíneo y amastigote intracelular. En el insecto transmisor se observa como epimastigote y en el intestino posterior en la fase de tripomastigote metacíclico, que es la forma infectante; además se puede observar con frecuencia una forma de transición llamada promastigote (11).

Tripomastigote.- En preparaciones sanguíneas teñidas con Giemsa, se puede observar un flagelado con cuerpo alargado, de 20 a 25 μm de longitud, con kinetoplasto subterminal, posterior al núcleo, constituido por el blefaroplasto que es puntiforme y un corpúsculo parabasal ovoide; del blefaroplasto surge la membrana ondulante que recorre a lo largo el cuerpo del parásito y emerge por el extremo anterior como flagelo libre (Fig. 1a).

La microscopía electrónica muestra que el kinetoplasto es una estructura esférica constituida por una doble membrana, que contiene material fibrilar identificado como DNA. Al contrario de otras células eucariotas, este DNA extranuclear corresponde sólo al 1% del DNA total de la célula y el mitocondrial al 20%. El DNA kinetoplástico difiere del nuclear por su composición de bases, estructura molecular y ausencia de ligas como histonas. También se

observa una gran mitocondria tubular única que se extiende desde el kinetoplasto hasta la parte anterior del protozoo. En esta fase del parásito, frecuentemente aparecen dos cuerpos basales en íntima relación con el kinetoplasto. El flagelo de *I. cruzi* presenta la típica estructura 9+2 que se origina en una bolsa flagelar. También se identifica una estructura formada por el aparato de Golgi, el cual está comunicado con el retículo endoplásmico. La membrana plasmática en su superficie externa es una capa amorfa electrónicamente densa, filamentososa y de espesura irregular (12).

Epimastigote.- Con aspecto fusiforme, de aproximadamente 20 μm de longitud y el kinetoplasto en posición anterior y cercano al núcleo. Tiene un flagelo y una pequeña membrana ondulante (Fig. 1b). Esta fase es la que se encuentra generalmente en medios de cultivo y en el intestino medio del transmisor.

Promastigote.- Tiene aspecto fusiforme, mide alrededor de 15 μm de longitud. El kinetoplasto en posición anterior al núcleo. Posee flagelo sin membrana ondulante (Fig. 1c). Esta fase sólo se encuentra ocasionalmente pues es transicional entre la de amastigote y epimastigote.

Amastigote.- Es redondeado u ovoide, de 2 a 2.5 μm , tiene núcleo y kinetoplasto en forma de barra o esférico y carece de flagelo. A la microcopia electrónica se nota la estructura que dará lugar al flagelo, dentro de un saco

flagelar (Fig. 1d). Este estadio es el que se encuentra asociado a la patogenia de la enfermedad de Chagas.

1.2.2 Patogenia

Existen varias teorías que tratan de explicar el mecanismo de daño existente en una infección por *T. cruzi* y estas son: inflamatoria, inmunológica, vascular, tóxica y de la desnervación. Aparentemente esta última es la que explica más íntegramente las etapas sucesivas del daño, con la correspondiente participación inflamatoria, vascular, tóxica y alérgica (13).

1.2.3 Ciclo biológico

El ciclo se inicia cuando un transmisor pica a un mamífero e ingiere sangre que contiene tripomastigotes, los cuales al llegar al intestino medio del triatómino, se transforman en epimastigotes y se multiplican por fisión binaria longitudinal, convirtiéndose en tripomastigotes metacíclicos en 13 a 15 días. Cuando un insecto infectado se alimenta en un nuevo huésped, lo hace con tal voracidad que ingiere sangre en volumen varias veces mayor a su peso; por lo que el contenido intestinal es desplazado y obliga al insecto a defecar en la piel o mucosas cercanas al sitio de la picadura. Por donde penetra el tripomastigote metacíclico ayudado por el rascado del huésped debido al prurito que produce la picadura del insecto. En ocasiones se contaminan las manos y si posteriormente se frotan los ojos, es posible que la forma infectante penetre activamente por mucosas. Una vez ya en el mamífero, los tripomastigotes

metacíclicos se introducen en las células del tejido celular cercano al sitio de la penetración, adquieren la forma de amastigote y se multiplican por fisión binaria, hasta llenar la célula. Esta se rompe y los tripanosomas penetran en nuevas células cercanas o pasan a la circulación sanguínea, transformándose rápidamente en tripomastigotes, los cuales se diseminan por todo el organismo, estableciéndose en tejidos u órganos blanco, de acuerdo al tropismo de la cepa. Este mecanismo de multiplicación se repite muchas veces, y el ciclo se completa cuando un nuevo transmisor se alimenta de este huésped figura 2 (14). La figura 3 esquematiza las diferentes interrelaciones de los ciclos que se suceden en la naturaleza y la posible explicación para el establecimiento de los ciclos domésticos (15).

Mecanismos de transmisión.- La dinámica natural de infección por I. cruzi es por penetración activa de los tripomastigotes metacíclicos a través de la solución de continuidad de abrasiones en la piel, o la provocada por la picadura del transmisor, además de la penetración por mucosas íntegras.

Varios autores han señalado infecciones transplacentarias como un mecanismo importante en zonas de alta endemicidad (16,17,18). Pinto propuso una teoría relacionada con la contaminación de alimentos con excreciones provenientes de reservorios infectados, tales como Didelphis marsupialis (tlacuache) (19).

En las dos últimas décadas se ha encontrado cierta problemática en las grandes ciudades, con la transmisión postransfusional, de la enfermedad de Chagas, puesto que el tripanosomátido soporta las bajas temperaturas de refrigeración, por tal motivo este mecanismo es necesario tomarlo en cuenta (20,21,22). En México ha sido reportado el primer caso de este tipo (23). También es necesario mencionar que se puede adquirir la infección con I. cruzi en accidentes de laboratorio, por medio de manejo de ratones, cultivos o triatóminos con el flagelado (24).

1.3 Los reservorios

Aunque diversos mamíferos son reservorios del parásito es quizá este aspecto el que ha sido menos estudiado en México, en gran parte del territorio nacional no existe ningún dato emanado de estudios tendientes a determinar los reservorios naturales de I. cruzi. Sin embargo se han encontrado con infección natural Didelphis marsupialis (tlacuache), Dasyus novemcinctus mexicanus (armadillo), Canis familiaris (perro), Ratus norvegicus (rata), Mus musculus (ratón), Scirus vulgaris (ardilla), Bos taurus (toro) (25,26).

1.4 Los transmisores

El transmisor y su relación con la vivienda humana, juegan un papel sumamente importante en el establecimiento en México de zonas endémicas. Debido a la ubicación geográfica de nuestro país, es donde más artrópodos, con o sin infección natural, domiciliarios, sinantrópicos y

silvestres, se han reportado; no existe ningún estado de la República en que, cuando menos en una comunidad, no se hayan encontrado estos insectos; es así que su papel en la cadena epidemiológica es trascendental.

Los triatóminos involucrados en la transmisión de I. cruzi se ubican taxonómicamente como sigue:

Phylum Arthropoda

Subphylum Mandibulata

Clase Insecta

Orden Hemiptera

Familia Reduviidae

Subfamilia Triatominae

Géneros Triatoma

Rhodnius

Dipetalogaster

Paratriatoma

Eratyrus

Fahstrongylus

Belminus

Estos insectos son de color pardo o negro miden de dos a cuatro cm de longitud, poseen alas bien desarrolladas. En la parte posterior de los ojos se encuentran los ocelos, la cabeza es cónica y larga, en la porción anterior presenta un par de antenas muy delgadas. Su probóscide es larga y esta doblada en ángulo agudo hacia la porción ventral, el abdomen es alargado y ovoide, con marcas de colores brillantes que van del rojo al amarillo, que se alternan con

colores oscuros, según la especie (Fig. 4). Durante su ciclo de vida, estos triatóminos pasan por cinco estadios ninfales, con tiempo variable entre uno y otro. El ciclo dura de tres meses a dos años, de acuerdo al género y especie. Poseen tubo digestivo dividido en tres regiones: anterior, medio y posterior. La anterior comprende ducto faríngeo, faringe y esófago. La media o mesenteron consiste en proventrículo y estómago. La posterior o proctodeo es la más corta del canal digestivo y alberga también el recto y los tubos de Malpighio. Las glándulas salivales secretan sustancias que probablemente faciliten la penetración de la probóscide del insecto, su composición varía de acuerdo a la especie de triatómino, sin embargo puede ser irritante y alergizante en grado variable dependiendo del huésped (27).

Aspectos etológicos.- Estos insectos son hematófagos obligatorios. Se alimentan de sangre en sus cinco estadios ninfales y ésta es necesaria en ambos sexos para su desarrollo y maduración. Este hecho duplica el potencial de transmisión de I. cruzi. Otro factor de gran importancia es la preferencia alimentaria, ya que algunos triatóminos se alimentan del vertebrado más próximo, otras especies exhiben preferencias por determinado tipo de huésped, como sucede en los triatóminos silvestres. En la actualidad, al transformarse la ecología, los hábitos de estos insectos también han cambiado, y algunos de ellos realizan todo el ciclo dentro de la habitación humana, como sucede con I. infestans y I. barberi por lo que el riesgo de adquirir

la infección es mucho mayor (28,29). Otro aspecto es la periodicidad en la defecación, durante o inmediatamente después de una comida sanguínea. También es posible la infección de triatoma a triatoma que ha sido observado en varias especies (27). Así mismo, se ha señalado que algunas personas presentan reacción de hipersensibilidad a la saliva del insecto, caracterizada por prurito, eritema y edema. Es posible que esta reacción sea importante en pacientes dormidos, que tendrían que rascarse fuertemente y ayudarían así al éxito de la infección con I. cruzi. En cuanto a la susceptibilidad de los triatóminos a este protozoo, se ha observado que depende de la parasitemia del huésped y de la afinidad de la cepa. En el caso de I. dimidiata que adquiere más fácilmente la infección con cepas de Costa Rica que R. prolixus y I. infestans (30).

Los estudios sobre hábitos, preferencia alimentaria, actividad horaria, longevidad y algunos otros aspectos relacionados con la biología de los transmisores, son muy amplios, como es el caso de los llevados a cabo por Zeledon con I. dimidiata; que quizá, desde un punto de vista epidemiológico sea el triatómino más importante para la transmisión de I. cruzi, desde el norte de Perú hasta el sureste de México. Por este importante estudio se conoce el ciclo biológico del triatómino, la longevidad de los adultos, relación con el clima, altura sobre el nivel del mar, hábitos domiciliarios, condición en el medio urbano,

preferencias alimenticias, resistencia al ayuno y patrones de defecación entre otros aspectos (30).

Otros triatóminos a los que algunos investigadores han dado gran importancia, por su distribución geográfica y hábitos marcadamente domiciliarios son:

Rhodnius prolixus, que es un reduvido considerado de gran importancia para la diseminación de I. cruzi en Venezuela, aunque también ha sido reportado en Centro América y México. Presenta tanto hábitos domiciliarios, como selváticos, relacionados directamente con algunos géneros de palmas. Su ciclo biológico depende de la frecuencia con que se alimente, ya que puede durar entre 77 a 200 días aproximadamente. Se le ha encontrado parasitado con otros flagelados como Trypanosoma rangeli, dato de gran importancia para el diagnóstico de tripanosomiasis por I. cruzi, por la semejanza de los dos protozoos. Se alimenta indistintamente en aves y mamíferos.

Panstrongylus megistus, se encuentra limitado a Brasil y es precisamente en este triatómino donde Chagas, en 1909, describió por primera vez a I. cruzi, también de este insecto se cuenta con información importante en el conocimiento de la distribución de la enfermedad de Chagas.

Triatoma infestans, este triatómino ha sido estudiado, sobre todo, por investigadores argentinos y se le ha encontrado casi exclusivamente dentro del domicilio del hombre, se ha descrito en gran variedad de climas con

diferente grado de humedad por lo que es considerado un buen transmisor.

Existen otros triatóminos de los que se conoce su ciclo biológico y hábitats. Sin embargo, de la gran mayoría de los triatóminos descritos sólo se conoce su taxonomía y distribución geográfica y en pocos de ellos hábitos alimentarios, hábitats y especies asociadas a los mismos (31).

En México se tiene amplia información relacionada con la distribución de triatóminos (25). Respecto a estudios sobre biología de los mismos se ha hecho poco, a pesar del número de especies y subespecies reportadas (32). Sólo se conocen trabajos sobre *I. picturata* (33) y *I. barberi* (34,35,36,37) que han permitido un conocimiento más profundo de este importante transmisor que prevalece en zonas secas con verano cálido de los estados de Colima, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, México, Michoacán, Morelos, Oaxaca, Puebla, Querétaro, Tlaxcala y Veracruz. Tanto dentro de la habitación humana como en el peridomicilio, alimentándose frecuentemente sobre humanos. Experimentalmente se ha visto que la longevidad es un poco mayor en el macho que en la hembra y su mortalidad depende del estadio ninfal en que se encuentre.

2. JUSTIFICACION

Triatoma pallidipennis triatómino descrito por Stal en 1872 dentro del género Mecus. Pinto lo transfirió al género Triatoma. Usinger, en 1944, lo consideró como subespecie de I. phyllosoma integrando un complejo. Lent y Wygodzinky, en 1979, establecieron que I. pallidipennis es especie válida y la descrita por Mazzotti corresponde al mismo triatómino (31).

Este triatómino tiene una amplia distribución en el territorio nacional, sobre todo hacia la vertiente del Pacífico y centro de la República, que incluyen zonas secas y semidesérticas de los estados de Colima, Guerrero, Jalisco, México, Michoacán, Morelos, Puebla, Querétaro y Zacatecas (32). Está descrita asociada con roedores (Neotoma alleni) y armadillos (Dasypus novemcinctus mexicanus). Este insecto se ha encontrado frecuentemente colonizando viviendas y peridomicilios, infectado de manera natural con I. cruzi (31). Se ha logrado la infección experimental con I. rangeli (40). En el laboratorio puede ser alimentado tanto en aves como en mamíferos. Los huevos de este triatómino pueden ser parasitados por Telenomus fariai depredador natural de este insecto, lo cual podría ser utilizado como un buen control biológico (41,42).

Los estudios realizados sobre el ciclo biológico de este triatómino (31, 43) evidenciaron diferencias notables en cuanto al tiempo que tarda en efectuarse dicho ciclo, sin

embargo se desconocen otros aspectos de la biología de este triatómino como son: susceptibilidad a la infección por I. cruzi, sobrevivencia a la infección, capacidad hematófaga, selectividad de huéspedes, tiempo de alimentación, hábitos de defecación y porcentaje de formas infectantes en heces que nos permitan conocer su importancia en la dinámica de transmisión de I. cruzi en la República Mexicana.

3. HIPOTESIS Y OBJETIVOS

3.1 Hipótesis

Triatoma pallidipennis se ha encontrado en México, dentro de la habitación humana, infectado en forma natural con T. cruzi. Presenta hábitos alimentarios variados, lo que implica la posibilidad de que sea un transmisor efectivo en zonas domésticas y peridomésticas, en las diversas áreas geográficas de nuestro país. Los aspectos biológicos como duración de su ciclo vital, selectividad de huéspedes, duración de la infección con T. cruzi, momento de aparición de los tripomastigotes metacíclicos y relación entre la ingesta de sangre y la presencia de deyecciones. Serían características que lo podrían colocar como un transmisor idóneo de T. cruzi en México.

3.2 Objetivo general

Determinar bajo condiciones de laboratorio, los aspectos biológicos de T. pallidipennis enmarcados en la dinámica de transmisión de T. cruzi.

3.2.1 Objetivos intermedios:

- 1.- Precisar la duración de los distintos estadios en el ciclo biológico de T. pallidipennis.
- 2.- Evaluar la susceptibilidad de T. pallidipennis a diferentes cepas mexicanas de T. cruzi.
- 3.- Delimitar el tiempo que tarda en desaparecer la infección experimental con T. cruzi en T. pallidipennis.

4.- Cuantificar la cantidad de sangre que ingiere I. pallidipennis en sus diferentes etapas de vida.

5.- Establecer el tiempo que tarda en alimentarse I. pallidipennis sobre diferentes huéspedes.

6.- Estimar el momento en que I. pallidipennis defeca, y el número de veces que lo hace, durante la ingestión de sangre y posteriormente al retiro voluntario.

7.- Determinar el momento en que aparecen las distintas fases de desarrollo de I. cruzi, en el intestino de I. pallidipennis.

8.- Cuantificar el porcentaje de las subpoblaciones de I. cruzi, en las heces de I. pallidipennis.

4. MATERIAL Y METODOS

4.1 Equipo, materiales y reactivos:

Equipo:

Vehículo automotor

Microscopio compuesto

Insectario con temperatura y humedad controlada

Balanza analítica

Material:

Pinzas entomológicas y de disección

Frascos de vidrios cilíndricos 12.5x8x6 cm

Etiquetas de 5x2.5 cm

Marcadores con tinta indeleble

Cajas de madera para colocar los frascos

Libreta para apuntes de campo y observaciones

Portaobjetos de 26x76 mm

Cubreobjetos de 22x22 mm

Pipetas Pasteur

Bulbos, guantes y bandas de caucho

Tul de malla fina

Talco

Caja para extensiones

Soportes universales con aro y pinzas

Papel de empaque

Torundas

Vasos de coplin

Material biológico:

Gallinas

Ratones

Ratas

Cobayos

Hamsters

Perro

Palomas

Conejo

Borrego

Reactivos:

Insecticida en aerosol

Solución salina 0.15 M

Alcohol al 70%

Metanol

Aceite de inmersión

Solución madre de Giemsa

4.2 Trabajo de campo

Para la zona de colecta se seleccionó la comunidad de Tutuapan del Oro, estado de México y se hicieron cuatro viajes, la recolección de triatóminos se realizó manualmente, previo rociado de insecticida (dieldrin). Los triatóminos capturados se clasificaron morfológicamente de acuerdo a su estadio de desarrollo. Los ejemplares se colocaron en frascos de vidrio cilíndricos de 12.5 cm de altura por ocho de diámetro; la boca de los cuales (de

seis cm de diámetro), se cubrió con tul que se fijó con bandas de caucho.

4.3 Trabajo de laboratorio

Los frascos con los insectos se colocaron en un insectario a temperatura de 25 a 28°C y humedad de 50 a 65%. Para incrementar la colonia se alimentaron en gallinas cada 35 a 45 días. Los triatóminos que fueron colectados en su estado adulto sólo se utilizaron para obtención de huevos.

Precisar la duración de los distintos estadios en el ciclo biológico de I. pallidipennis.

a) A los ejemplares colectados en etapa de cuarto y quinto estadio ninfal, se les permitió llegar a adultos. Con éstos se formaron ocho lotes de triatóminos machos y hembras, de la siguiente manera:

Lote No. 1, 2, 5 y 6	cuatro machos y ocho hembras
Lote No. 3 y 7	ocho machos y cuatro hembras
Lote No. 4 y 8	diez y seis machos y diez y seis hembras

Los lotes 1, 2, 3 y 4 se colocaron en el insectario y los 5, 6, 7 y 8 en el laboratorio, a temperatura que varió de 15 a 32°C y humedad relativa del 7 al 80%.

Todos los lotes se observaron diariamente, efectuando recuento de huevos desde el inicio de la oviposición de las hembras, hasta que el fenómeno dejó de ocurrir.

b) Se formaron 12 lotes de huevos recién ovipuestos cuyo número fue variable, de acuerdo al día de oviposición. Seis de estos lotes se colocaron en el insectario y los seis restantes en el laboratorio.

Ambos grupos de lotes se formaron con objeto de:

-Determinar el tiempo transcurrido desde la oviposición hasta la eclosión, tanto a temperatura y humedad del insectario, como del laboratorio.

-Determinar el tiempo transcurrido desde la eclosión hasta el arribo a imago, así como el tiempo que tardan de una etapa a otra, a temperatura y humedad del insectario y del laboratorio.

-Observar los cambios morfológicos que sufre I. pallidipennis durante las distintas etapas de desarrollo.

-Observar las diferencias en mortalidad dentro y fuera del insectario.

Evaluar la susceptibilidad de I. pallidipennis a diferentes cepas mexicanas de I. cruzi. Se formaron lotes de 100 insectos y se les permitió alimentarse en lotes de ratones infectados con diferentes cepas de I. cruzi (seis), en el momento en que la parasitemia era más abundante. Los ejemplares se examinaron 15 y 20 días después para determinar la cantidad de ellos que habían adquirido la infección.

Delimitar el tiempo que tarda en desaparecer la infección experimental por I. cruzi en I. pallidipennis. Se tomó un lote de 15 triatóminos infectados el día que llegaron a imago y se observaron cada 10 días hasta su muerte. Estos insectos se alimentaron en gallinas cada 35 a 45 días.

Cuantificar la cantidad de sangre que ingiere I. pallidipennis en sus diferentes etapas de vida. Se formaron lotes de 10 triatóminos en cada una de sus fases, posteriormente se pesaron y se les permitió alimentarse hasta retiro voluntario. Volviéndose a pesar en este momento.

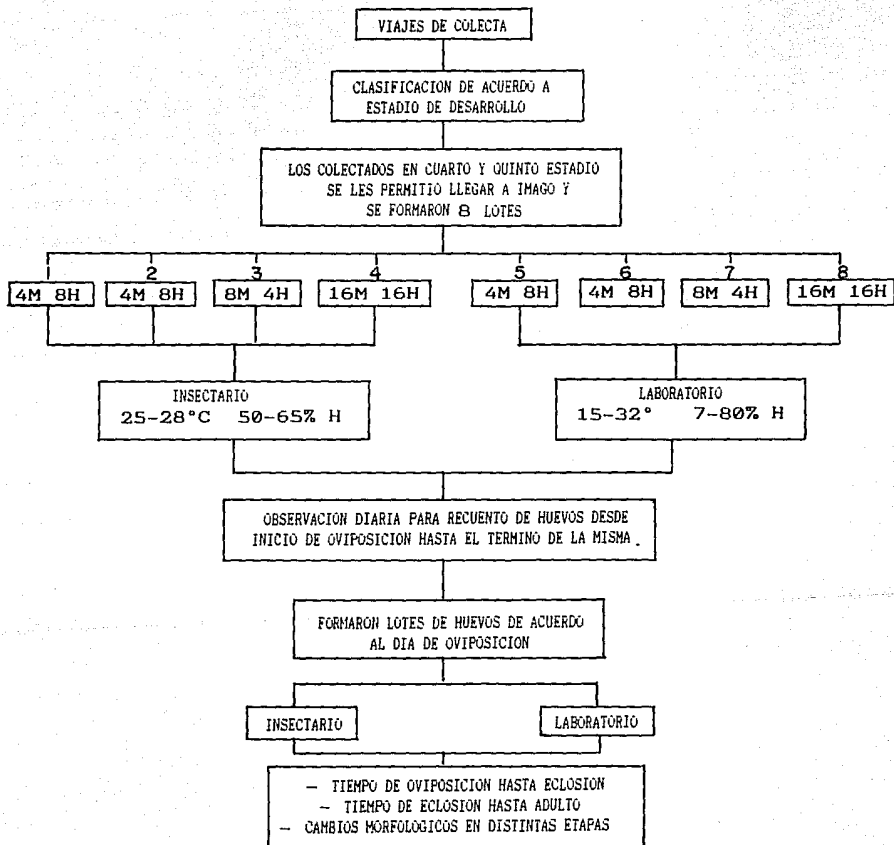
Establecer el tiempo que tarda en alimentarse I. pallidipennis en diferentes huéspedes. Se formaron lotes de 10 triatóminos y cada uno se alimentó en cobayo, paloma, conejo, rata, ratón, perro, borrego y hamster, se tomó el tiempo, desde que se colocó en contacto con el huésped hasta su retiro voluntario. Se anotó el número de veces que defecaron durante, o al término de su ingesta de sangre.

Estimar el momento en que I. pallidipennis defeca, y el número de veces que lo hace durante la ingestión de sangre y posteriormente al retiro voluntario. Se formaron lotes de 10 triatomas en sus diferentes etapas de desarrollo, a los que se les permitió alimentarse, haciéndose observaciones durante el tiempo que tardó su ingesta y hasta 30 min después de su retiro voluntario.

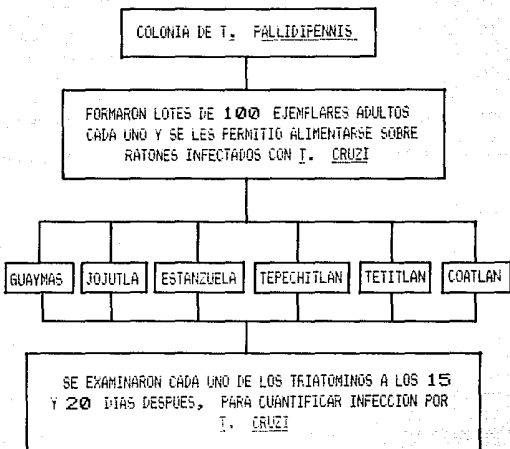
Determinar el momento en que aparecen las distintas fases de desarrollo de I. cruzi, en el intestino de I. pallidipennis. Se infectaron 40 ejemplares al momento de su arribo a imago y se sacrificaron diariamente, haciendo preparaciones de promesenterón, posmesenterón y proctodeo (Figs. 5-6).

Cuantificar el porcentaje de las subpoblaciones de I. cruzi en las heces de I. pallidipennis. Se infectaron 10 ejemplares adultos y se observaron diariamente a partir del día ocho hasta el 20, se les hizo defecar sobre un portaobjetos, se llevó a cabo la extensión de las heces y tinción con colorante de Giemsa. Con estas preparaciones se hicieron observaciones microscópicas y recuento, tanto de tripomastigotes metacíclicos como de epimastigotes o cualquier otra fase encontrada.

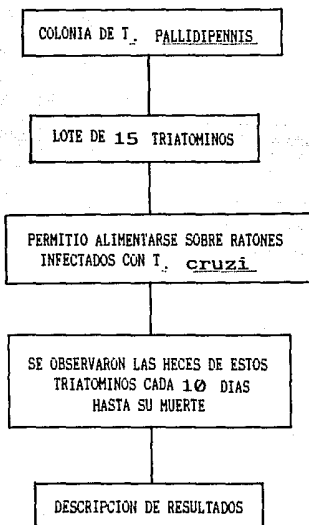
1. PRECISAR LA DURACION DE LOS DISTINTOS ESTADIOS EN EL CICLO BIOLÓGICO DE *T. pallidipennis*.



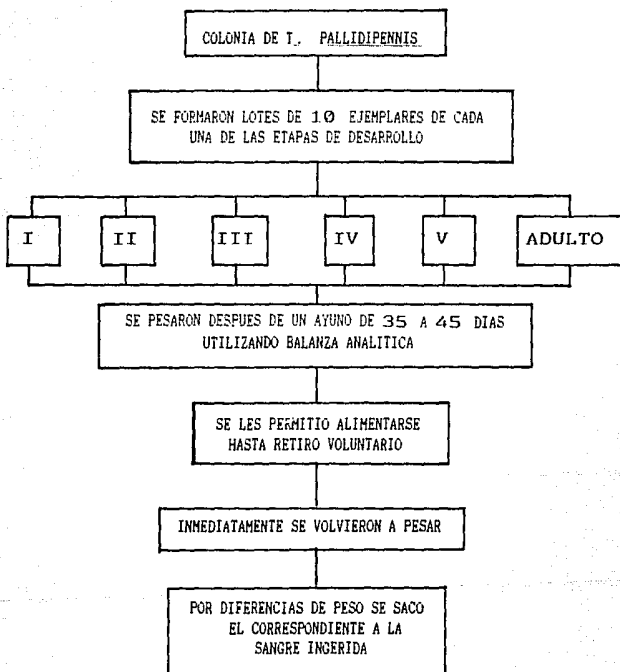
2. EVALUAR LA SUSCEPTIBILIDAD DE T. pallidipennis A DIFERENTES CEPAS MEXICANAS DE I. cruzi.



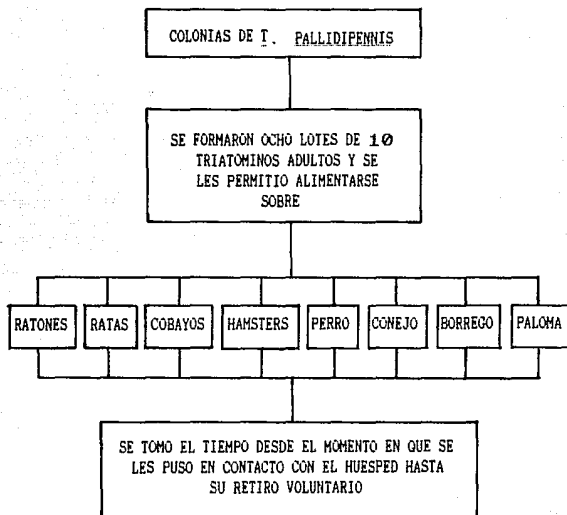
3. DELIMITAR EL TIEMPO QUE TARDA EN DESAPARECER LA INFECCION EXPERIMENTAL CON T. cruzi.



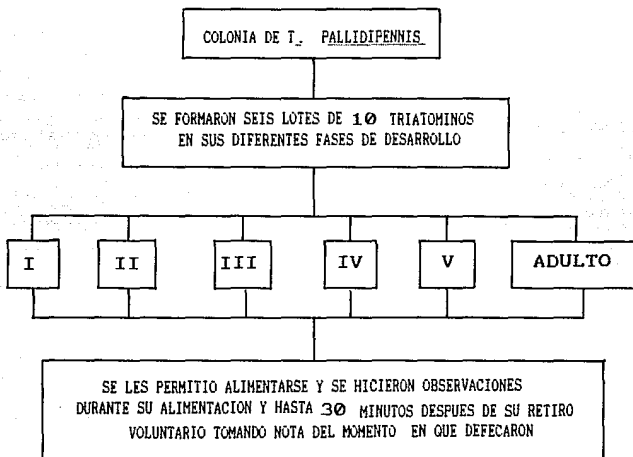
4. DOSIFICAR LA CANTIDAD DE SANGRE QUE INGIERE
T. pallidipennis EN SUS DIFERENTES ETAPAS DE VIDA.



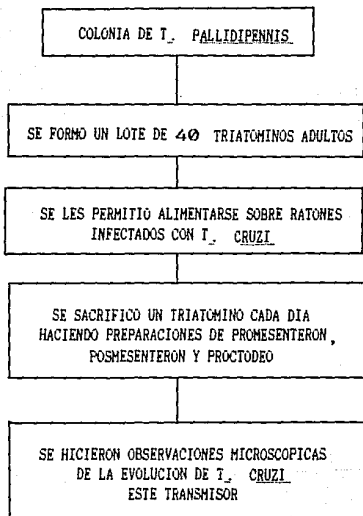
5. ESTABLECER EL TIEMPO QUE TARDA EN ALIMENTARSE
I. pallidipennis SOBRE DIFERENTES HUESPEDES.



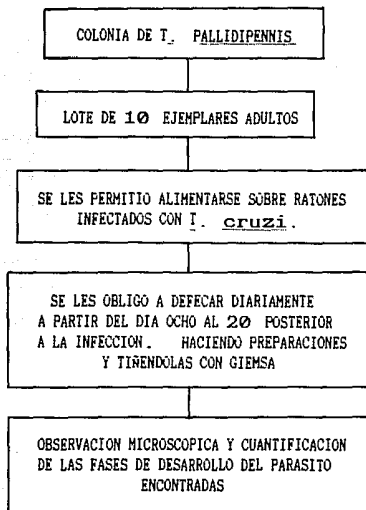
6. ESTIMAR EL MOMENTO EN QUE T. pallidipennis DEFECA, Y EL NUMERO DE VECES QUE LO HACE, DURANTE LA INGESTA DE SANGRE Y POSTERIOR AL RETIRO VOLUNTARIO.



7. DETERMINAR EL MOMENTO EN QUE APARECEN LAS DISTINTAS FASES DEL DESARROLLO DE T. cruzi, EN EL INTESTINO DE T. pallidipennis



8. CUANTIFICAR EL PORCENTAJE DE LAS SUBPOBLACIONES DE T. cruzi EN LAS HECE DE T. pallidipennis.



5. RESULTADOS

En el cuadro 1 se anotan los resultados obtenidos de la duración en días que tardó en llevarse a cabo la primera oviposición de las hembras de *I. pallidipennis* desde su arribo a imago y después de reunir las con los machos en el insectario y en el ambiente de laboratorio. Como se puede ver no hubo diferencias notables en cuanto al tiempo de la primera oviposición, ya que en el primero, fue de 55 a 60 días y en el segundo de 51 a 59 días. Se aplicó la prueba t para comparar dichos tiempos no encontrándose diferencias (42). Pero si se compara el número de huevos ovipuestos en los dos ambientes ya mencionados, desde que ocurre la primera oviposición hasta que este fenómeno dejó de ocurrir, se puede ver una marcada diferencia tanto en el período de tiempo, como en el número de huevos. En el insectario el tiempo varió de 177 a 185 días en cambio en el laboratorio fue de 137 a 160 días. El número de oviposiciones por hembra fue de 76 a 213 en el insectario y en el ambiente de laboratorio fue de 49 a 71 días (Cuadros 2-3). Al aplicar la prueba t se observan diferencias significativas en el número de huevos ovipuestos. No así en el período de ovipostura.

Con respecto a la duración en días de cada una de las etapas del ciclo biológico de *I. pallidipennis*. En el cuadro 4 se puede ver que entre los 32 y 38 días se llevó a cabo la eclosión, en la que se originaron pequeñas ninfas de 3 mm de largo. A la primera etapa ninfal le sucedieron

cuatro más, antes de dar lugar a los adultos. Se observa además que las tres primeras etapas tardan en desarrollarse entre 29 y 53 días. Mientras que las dos últimas de 45 a 67 alargándose este tiempo hasta en 25 si se prolonga el periodo de ayuno. Así se puede ver que el 12% de los huevos arribó a imago, con variaciones que van desde el 8.5 al 42.9%.

El tiempo que transcurre entre las diferentes etapas ninfales y el tamaño de las mismas se presentó de la siguiente forma:

1. Huevo a I etapa ninfal 32 a 38 días, 3 mm de largo.
2. I. a II etapa ninfal 29 a 45 días, 7 mm de largo.
3. II a III etapa ninfal 43 a 53 días, 11 mm de largo.
4. III a IV etapa ninfal 52 a 60 días, 15 mm de largo.
5. IV a V etapa ninfal 51 a 67 días, 23 mm de largo.
6. V a adulto 45 a 65 días, 25 mm de largo.

En la figura 7 se pueden observar las 5 fases ninfales por las que este triatómimo pasa antes de su arribo a imago. Los adultos macho y hembra se observan en la figura 8.

Cuando los lotes fueron colocados en ambiente del laboratorio hubo diferencias en comparación con los del insectario, tanto en el periodo comprendido entre una etapa ninfal a otra como cuando se alargó el periodo de ayuno, donde se vió aumentado el tiempo hasta en 60 días (60 a 120) y en el total de huevos que alcanzaron el estado adulto, pues este fue sólo del 4.2% (Cuadro 5). Estas diferencias fueron estadísticamente significativas cuando se les aplicó

la prueba t para comparar el ciclo huevo adulto en los dos ambientes.

Aunque no se hicieron observaciones detalladas de los cambios morfológicos en cada una de las etapas de desarrollo de I. pallidipennis, fue posible apreciar los cambios generales que sufren los individuos que pertenecen a la subfamilia Triatominae (Usinger, 1944).

Así, en la I y II etapas ninfales no se presentaron lobulaciones mesometatorácicas, ocelos, tarsos bisegmentados, ni armaduras genitales. En la III y hasta la V fases ninfales, se presentaron lobulaciones mesometatorácicas, la cuales en cada una adoptaron diferentes tamaños, no presentaron ocelos, tarsos bisegmentados, ni armaduras genitales.

La susceptibilidad que presentó I. pallidipennis a la infección por I. cruzi, en general fue elevada, siendo la siguiente:

CEPA	PORCENTAJE
Guaymas	86
Jojutla	93
Estanzuela	90
Tepechitlán	80
Tetitlán	80
Coatlán	86

$$\chi^2 = 0.046 < 0.050$$

De acuerdo a la prueba de χ^2 hubo diferencias significativas para la cepa Jojutla (43).

Respecto a la duración de la infección por I. cruzi, en I. pallidipennis se observó que se mantuvo hasta su muerte natural, más o menos 250 días después de haber sido infectado (Cuadro 6).

Se observó que la cantidad de sangre ingerida por este triatómino en las diferentes etapas ninfales, sobre todo en las primeras, la cantidad es hasta 7 veces su peso, no así en el estado adulto, donde es 4 veces su peso (Cuadro 7, Fig.10).

Cuando los triatóminos, después de un periodo de ayuno de 35 a 45 días, se alimentaron en diferentes huéspedes hasta retiro voluntario, se pudo observar que todos ellos lo realizaron en un tiempo que varió de 15 a 130 min; además, la defecación en todos los casos fue el término de la ingesta de sangre (Cuadro 8).

Al observar el momento en que estos insectos defecan al ser alimentados en gallinas, después de un ayuno de 35 a 45 días y retiro voluntario, se obtuvo el siguiente resultado: en adultos, el 44% defecó antes de 30 minutos posteriores al retiro y 33% lo hizo sobre el huésped, justo al término de su alimentación. Cuando la misma observación se hacía en diferentes etapas ninfales, el 60% defecaba al término de la picadura.

Las observaciones, en días sucesivos, de las diferentes partes del tubo digestivo del triatómino, después de haber sido infectado con I. cruzi, fueron las siguientes:

PRIMER DIA

Promesenterón.- Los tripomastigotes ingeridos por los insectos, se ensancharon y se inició la transformación hacia epimastigote con la migración del kinetoplasto (Fig. 11). Las formas ensanchadas tenían un espesor de $3.8 \mu\text{m}$, a diferencia de las de tripomastigote, similares a las sanguíneas, que medían $1.2 \mu\text{m}$ de ancho. Se observaron tripomastigotes semejantes a los sanguíneos de 18 a $20 \mu\text{m}$ de longitud con kinetoplasto posterior al núcleo y flagelo libre, presentaban la forma característica de este tripanosomátido, en "s" o "c".

Postmesenterón.- Se observaron epimastigotes de 21 a $24 \mu\text{m}$ de longitud por $3.6 \mu\text{m}$ de ancho, con kinetoplasto grande colocado en posición anterior, a $1.5 \mu\text{m}$ de distancia del núcleo. Algunas de estas formas se encontraron en división. Se observaron otros epimastigotes de $24 \mu\text{m}$ de largo pero mucho más redondeados de $6 \mu\text{m}$ de ancho, con un gran núcleo y kinetoplasto muy aparente (Fig. 12). También se observaron formas completamente redondeadas de $9.6 \mu\text{m}$ de diámetro, su núcleo ocupaba un tercio del cuerpo y del kinetoplasto se formaba un pequeño flagelo que recorría el cuerpo del parásito dando lugar a una membrana ondulante sin salir al exterior (Fig. 13), aunque en otros elementos de este mismo tipo se observó la salida del flagelo de $1 \mu\text{m}$ de longitud, que se separaba de la membrana citoplasmática (Fig. 14).

SEGUNDO DIA

Promesenterón.- Se observaron formas ovoides con gran kinetoplasto de 1.5 μm de diámetro y núcleo grande (Fig. 14). Algunos otros elementos conservaron la apariencia de tripomastigotes, en los cuales el flagelo estaba dentro del citoplasma, posterior al núcleo. En otros se observó división nuclear y otras más que estaban totalmente redondeadas y presentaron únicamente núcleo y kinetoplasto, median 8 μm de diámetro.

TERCER DIA

Promesenterón.- Aparecieron epimastigotes que median 26 μm de longitud con kinetoplasto cercano al núcleo, formando una membrana ondulante pequeña y un flagelo que sobresalía 2.5 μm en la porción posterior del cuerpo (Fig. 15-16). Otros elementos tenían forma redondeada con diámetro de 7.2 μm , uno de los polos se adelgazaba como si fuera la parte anterior de un tripomastigote (Fig. 17). El kinetoplasto estaba casi pegado al núcleo redondo y grande, salía un flagelo que recorría la parte delgada dando el aspecto de epimastigote. También se apreciaron epimastigotes cortos de 14 μm de longitud pero mucho más angostos. En algunos de ellos, el kinetoplasto casi rebasaba el núcleo hacia la porción posterior del cuerpo; mientras que en otros, el kinetoplasto ya había rebasado el núcleo hacia dicha porción posterior, considerándose por lo tanto ya un tripomastigote.

Se siguieron observando abundantes elementos redondeados o elípticos, con kinetoplasto y gran núcleo (Fig. 18). También se encontraron elementos esféricos de 7.2 μm de diámetro con núcleo grande pegado a una orilla de la membrana citoplásmica, kinetoplasto grande junto al núcleo, del cual salía un flagelo que bordeaba toda la circunferencia corporal, pero sin salir de la membrana citoplásmica, sino hasta después de dar toda la vuelta y deja salir un flagelo corto de 2.5 μm de longitud (Fig. 14).

CUARTO DIA

Promesenterón.- Se observaron formas alargadas y anchas, de 9.5 μm de longitud por 4 de ancho, con las características de tripomastigote, núcleo en posición subterminal, gran kinetoplasto y membrana ondulante que recorrían el cuerpo del parásito sin flagelo libre.

Postmesenterón.- Se encontraron epimastigotes de 30 μm de longitud, con kinetoplasto grande cerca del núcleo, del cual salía el flagelo formando la membrana ondulante, poco marcada y aparecieron en el citoplasma gran cantidad de corpúsculos teñidos de violeta intenso (Fig. 19).

En menor cantidad se encontraron elementos redondeados de 5 μm de diámetro, con gran núcleo y en uno de los polos el kinetoplasto del cual arrancaba un flagelo que bordeaba el cuerpo del parásito sin salir de él (Fig. 13).

QUINTO DIA

Promesenterón.- Se observaron conglomerados de parásitos de núcleo grande y kinetoplasto redondeado

(Fig.18). Se continuaron observando formas alargadas semejantes a tripomastigotes.

Postmesenterón.- Existieron abundantes formas de epimastigotes de 18 a 25 μm de longitud, la mayor parte de ellos con kinetoplasto alargado, en forma de barra, de 1.5 μm de longitud. Se observaron algunas rosetas de epimastigotes, así como algunos elementos parecidos a promastigotes.

SEPTIMO DIA

Promesenterón.- Se observaron escasos epimastigotes.

Postmesenterón.- Se apreciaron epimastigotes semejantes a los del 5to. día, median hasta 35 μm de longitud (Fig. 19).

OCTAVO DIA

Proctodeo.- En esta porción del tubo digestivo se encontraron epimastigotes muy largos (35 μm de longitud) y muy delgados (2 μm de ancho).

NOVENO DIA

Promesenterón.- Se observaron escasos epimastigotes.

Postmesenterón.- Se encontraron gran cantidad de epimastigotes de 30 μm de longitud y 10 μm de ancho con dos núcleos y dos kinetoplastos. En algunas de las formas de epimastigotes el kinetoplasto se encontró muy cerca del núcleo, hacia la porción posterior, y en algunos elementos, el kinetoplasto rebasó el núcleo hacia la porción posterior del cuerpo.

DECIMO DIA

Promesenterón.- Algunos epimastigotes estaban multiplicándose así como también existían formas redondeadas con las medidas y características ya descritas en días anteriores.

Postmesenterón.- Sólo se observaron epimastigotes (Fig. 20).

Proctodeo.- Se encontraron rosetas de epimastigotes.

DECIMO PRIMER DIA

Postmesenterón.- Se encontraron epimastigotes de 18 μm de longitud, también formas circulares ya descritas, algunas de las cuales se habían alargado, adoptando forma elíptica de 8 μm en su diámetro mayor y gran kinetoplasto pegado al núcleo, del cual se originó el flagelo que bordeaba la circunferencia sin formar membrana ondulante y salía libre por el polo opuesto al kinetoplasto. Se observaron también tripomastigotes metacíclicos (Fig. 22), predominaron los epimastigotes.

DECIMO SEGUNDO DIA

Postmesenterón.- Se encontraron epimastigotes de hasta 38 μm de longitud, la mayor parte de ellos formaban rosetas, algunos de los cuales presentaron en su citoplasma gran cantidad de granulaciones, observándose en otros división nuclear y del kinetoplasto.

Proctodeo.- Se observaron tripomastigotes metacíclicos de 15 μm de longitud y 2.5 μm de ancho (Fig. 22). Siguieron

predominando los epimastigotes sobre los tripomastigotes metacíclicos.

DECIMO TERCER DIA

Postmesenterón.- Existían epimastigotes, elementos redondeado, promastigotes de cuerpo redondeado y además, tripomastigotes en escaso número.

Proctodeo.- Sólo se observaron epimastigotes.

DECIMO CUARTO DIA

Postmesenterón y Proctodeo.- Sólo se observaron epimastigotes.

DECIMO QUINTO DIA

Postmesenterón.- Se encontraron epimastigotes y formas redondeadas.

Proctodeo.- Existían epimastigotes con el kinetoplasto pegado al núcleo.

DECIMO SEXTO DIA

Proctodeo.- Se observaron epimastigotes y tripomastigotes metacíclicos.

DECIMO SEPTIMO DIA

Postmesenterón.- Sólo se observaron escasos epimastigotes así como tripomastigotes muy grandes (33 μ m de longitud), con la porción posterior muy ancha (8 μ m) y la anterior muy fina (2 μ m).

DECIMO OCTAVO DIA

Postmesenterón.- Se encontraron epimastigotes pequeños de 15 μ m de longitud y muy delgados; otros largos, de 25 a 35 μ m. También se observaron epimastigotes de cuerpo ancho.

Predominaron los epimastigotes sobre los tripomastigotes que se encontraron en escaso número.

Proctodeo.- Hubo epimastigotes irregulares con su porción posterior ancha y la anterior delgada, así como epimastigotes largos de 35 μm de longitud y cuerpo delgado. También se observaron tripomastigotes de cuerpo ancho y el flagelo circundando el cuerpo del microorganismo (Fig. 21). En las heces de los triatóminos se encontraron tripomastigotes metacíclicos delgados, de 15 μm de longitud, en forma de "s", aunque predominaron los epimastigotes.

DECIMO NOVENO DIA

Proctodeo.- Había tripomastigotes metacíclicos de 20 μm de longitud por 2 μm de ancho. Abundaron los epimastigotes.

VIGESIMO Y VIGESIMO PRIMER DIA

Se observó prácticamente lo mismo que en el décimo noveno día.

VIGESIMO SEGUNDO DIA

Postmesenterón.- Se encontraron formas elípticas, el flagelo atravesaban el cuerpo del parásito (Fig. 21). También se encontraron epimastigotes tanto de cuerpo ancho como delgado, algunos de ellos formaban rosetas.

Proctodeo.- Se observaron epimastigotes con cuerpos anchos, delgados, largos y cortos; algunos de los cuales se agruparon formando rosetas.

VIGESIMO TERCER DIA

Se dificultó la observación debido a que el contenido de las distintas partes del tubo digestivo de los insectos era muy escaso, pero prácticamente existían los mismos elementos que el día anterior. Las observaciones se continuaron hasta el trigésimo tercer día, habiéndose encontrado en las heces tripomastigotes metacíclicos (Fig.22) además de los epimastigotes.

Con respecto al porcentaje de las diferentes formas de I. cruzi, que se observaron en las heces. Se encontró que los epimastigotes predominaron sobre las otras formas y los tripomastigotes se encontraron sólo en un pequeño número (Cuadro 9).

6. DISCUSION

Al comparar el tiempo y número de etapas del ciclo biológico de I. pallidipennis con otros géneros y especies de la misma familia, tales como Rhodnius robustus, I. brasiliensis, I. dimidiata, etc., sobre los cuales se han hecho estudios similares (44,30) y otros, se puede decir que el ciclo de la primera especie es semejante al de éstas últimas en cuanto a duración (un año). En contraste, I. infestans, R. prolixus, Panstrongylus megistus, etc., tienen un ciclo corto, ya que los completan entre tres y seis meses (45,46,47).

En relación al número de etapas ninfales, se observó que I. pallidipennis presentó cinco fases, caso similar a lo que ocurre con las especies antes mencionadas y otras más, como I. longipennis, I. protracta y I. lecticularia.

Al considerar los resultados obtenidos en la duración del ciclo biológico de la especie de triatómino en estudio, se puede señalar que, cuando las condiciones del medio en el que se mantuvo fueron estables (insectario), su duración fue de 252 a 328 días, cuando las condiciones variaron bruscamente (ambiente del laboratorio), el ciclo se alargó hasta más de un mes y además se presentó una mortalidad muy elevada en las etapas ninfales. Asimismo, también el arribo a la etapa adulta se vio limitado, ya que sólo la alcanzó el 4.2% de los huevos. Diferencias que al ser analizadas estadísticamente y usando la prueba de t tuvieron

significancia, aunque no muy marcada debido posiblemente al tamaño de la muestra que limita la potencia de la prueba. Esto induce a suponer que algo parecido sucede en la naturaleza, donde las condiciones de temperatura son altas 20 a 30°C y la humedad relativa del 50 al 70%, hace posible que los triatóminos vivan bien y se reproduzcan con un bajo índice de mortalidad, cosa que se nota en las regiones de la cuenca del Pacífico, en donde existe un gran número de géneros y especies de reduvidos, esto quizá sea un factor limitante en su dispersión geográfica.

El tiempo que requieren las hembras para oviponer después de su arribo a imagos es de aproximadamente 55 días, independientemente de que estén en el insectario (temperatura y humedad controlada) o en el laboratorio, existe influencia muy marcada en el número promedio de huevos ovipuestos en diferentes condiciones, ya que en el insectario oviponen hasta tres veces más que en el laboratorio de la ciudad de México. La cual estadísticamente también fue diferente.

La capacidad de ingestión de sangre de este insecto supera de cuatro a siete veces su peso corporal, cantidad similar a la que ingieren otros triatóminos (48). Varios investigadores mencionan que la cantidad de sangre que ingieren los triatóminos está en proporción inversa a su peso y tamaño, cosa que también se observó en I. pallidipennis, ya que las primeras etapas ninfales (1 y 2) ingieren mayor cantidad que las últimas y que los

adultos, lo cual hace suponer el por qué las últimas fases necesitan alimentarse más frecuentemente en la naturaleza, y por tanto, son las que están quizá más constantemente involucradas en la transmisión de I. cruzi, ya que al ingerir menor cantidad de sangre, requieren de un mayor número de ingestas y así aumentan la probabilidad de infección con el flagelado.

Es de suma importancia la observación de que un 60% de estos insectos defecan sobre su huésped varias veces al término de la picadura (una a cinco), así como los resultados de infección experimental con diversas cepas mexicanas de I. cruzi aisladas en diferentes regiones de la República Mexicana, la que persistió hasta su muerte, lo que aunado a sus preferencias alimenticias variadas, su gran domesticidad en todas sus fases, así como la amplia distribución que tiene en México, no hay duda en considerársele como una de las principales especies involucradas en la transmisión de I. cruzi en México. Sin embargo, los resultados obtenidos de las observaciones hechas en las heces de este insecto sugieren la necesidad de repetir estos recuentos por más tiempo, con más cepas y con otras especies de triatóminos.

7. CONCLUSION

De acuerdo a este estudio se concluye que Triatoma pallidipennis puede jugar un papel importante en la transmisión de Trypanosoma cruzi en México, ya que experimentalmente se infecta con varias cepas de T. cruzi, dicha infección se prolonga toda la vida del insecto. Se alimenta espontáneamente en diferentes huéspedes e ingiere hasta siete veces su peso en sangre. Más del 30% de estos triatóminos defecan sobre el huésped al final de su alimentación y es capaz de desarrollar la forma infectante. Así como también es útil para el incremento de la colonia el uso de la temperatura y humedad controlada.

8. BIBLIOGRAFIA

1. Chagas C. Nova especie morvida do homen, produzida por um Tripanozoma (Trypanosoma cruzi), Nota previa. Brazil Med 1909; 23 (16): 161.
2. Gallerano R H, Tuler N, Minardi M, Sosa R. Bloqueo completo de rama derecha asociado a hemibloqueo anterior izquierdo. Rev Fac Cienc Med (Cordoba) 1985; 43 (1): 29-31.
3. Tobias N M, Pastore C A, Moffa P J, Moraes A P, Lima E V, Nero J E, Pileggi F. Bloquios sivisionais do ramo direito na miocardiopatia chagasica. Rev Cardiol 1986; 5 (4): 188-90, 192-4.
4. Prata A, Lopes E R, Chapadeiro E. Caracteristicas da morte subita como no esperada na doenca de Chagas. Rev Soc Bras Med Trop 1986; 19(1): 9-12.
5. Marcodes RJ. Clinica: Manifestacoes Digestivos, en: Brenner Z, Andrade Z. Trypanosoma cruzi e Doenca de Chagas. Ed Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, Brasil 1979, 312-40.
6. Pereira M G. Valor do interrogatorio no rastreamento de infeccao chagasica. Rev Soc Bras Med Trop 1984; 17(3): 133-6.
7. Cardani RL, Rottenberg ME, Segura EL. A radiometric assay for diagnostic lytic antibodies in Trypanosoma cruzi infection. Parasitol Res 1988; 74(6): 512-5.
8. Aparicio Otero, O, Antezana Alvestegui, G. Ecografia en la fase inicial de la cardiopatia chagasica. Salud Boliv; 1983, 1(2): 23-31.

9. Botero D, Restrepo M. Parasitosis Humanas, Ed. Cooperación para Investigaciones Biológicas, 1987, pp. 251.

10. Cazzulo JJ, Segura EL. Trypanosoma cruzi en: Carcavallo R, Rabinovich J, Tonn R, Mena C. Factores biológicos y ecológicos de la enfermedad de Chagas. Tomo I y II Centro Panamericano de Ecología Humana y Salud, Programa de la Salud Ambiental, OPS/OMS; Servicio Nacional de Chagas, Ministerio de Salud y Acción Social (República de Argentina) 1985, pp. 251-52.

11. Beaver PC, Jung RC, Cupp EW. Parasitología Clínica. Ed. Salvat, 2a. edic. Barcelona, España, 1986, pp. 65-66.

12. Brener Z, O Parásito: Relações hospedeiro-parásito en: Brener Z, Andrade Z. Trypanosoma cruzi e doença de Chagas. Ed. Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, Brasil, 1979, pp. 2-4.

13. Atias A, Enfermedad de Chagas en: Atias A, Neghme A. Parasitología Clínica, Ed. Intermédica, Buenos Aires, Argentina, 1979, pp. 218-221.

14. Pereira BM, Epidemiologia en: Brener Z, Andrade Z. Trypanosoma cruzi e Doença de Chagas. Ed. Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, Brasil, 1979, pp. 141.

15. Carcavallo R. Sinópsis Epidemiológica de la Enfermedad de Chagas en: Carcavallo R, Rabinovich J, Tonn R, Mena C. Factores biológicos y ecológicos de la enfermedad de Chagas. Tomo I y II Centro Panamericano de Ecología Humana y Salud, Programa de la Salud Ambiental, OPS/OMS; Servicio Nacional de Chagas, Ministerio de Salud y Acción Social (República de Argentina) 1985 p. 19-20.

16. Muñoz P, Lorca M, Thiermann E, Astorga B, Atias A, Pino S. Transmisión congénita del Trypanosoma cruzi: investigación en la maternidad del Hospital San Juan de Dios, de Santiago. Rev Chil Pediatr 1982; 53 (1): 27-7.

17. Bettancourt, Achila Candida Lisboa. Doenças de Chagas congenita na Bahia. Rev Baiano Saúde Pública; 1984, 11(4): 165-208.

18. Thiermann E, Muñoz P, Loera M, Atias A. El estudio de las infecciones congénitas por Toxoplasma gondii y Trypanosoma cruzi. Rev Chil Pediatr 1985; 56 (3): 143-50.

19. Pinto DJ, Mecanismos de transmissao en: Brener Z, Trypanosoma cruzi e Doença de Chagas; Ed Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, Brasil, 1979, p. 167-68.

20. Noziglia del Nido C, Contreras A J, Sobercaseaux S B, Joyas M A. Enfermedad de Chagas posttransfusional. Rev Chil Pediatr 1981; 52 (4): 318-22.

21. Cunha G B, Cunha D M, Nassar M, Villela L, Albanesi F, Gomes F B, Barbosa M. Serologia positiva em donadores voluntarios de sangüe em area endica de doenca de Chagas. Arq Bras Cardiol 1985; 45 (5): 335-8.

22. Wanderley D M, Aranha C L, Carvalho ME. Doença de Chagas: registro de um caso agudo transfusional. Rev Inst Med Trop Sao Paulo, 1988; 30 (6): 437-40.

23. Salazar-Schettino PM, Barrera BM, Bucio T M. Transmisión de Trypanosoma cruzi por transfusión sanguínea, primer caso humano en México. Rev Med Patol Clin 1989; 36: 57-9.

24. Brener Z. Laboratory acquired Chagas' disease: an endemic disease among parasitologists? In: Genes and antigens of parasites: a laboratory manual/organized and edited by Dr. Carlos M. Morel, 2nd ed Rio de Janeiro: Fundacao Oswaldo Cruz 1984; 3-9.

25. Tay J, Salazar-Schettino PM, Bucio MI, Zárate L. La enfermedad de Chagas en la República Mexicana. Rev Sal Públ (Méx) 1980; 22 (4): 409-450.

26. Salazar-Schettino PM, Bucio T M, Haro I de, Tay J, Guerrero A T. Reservorios y transmisores de Trypanosoma cruzi en el estado de Oaxaca. Rev Sal Públ (Méx) 1987; 29(1): 26-32.

27. Sherlock I, Vetores em: Brener Z, Trypanosoma cruzi e Doença de Chagas, Ed Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, Brasil, 1979, p. 63.

28. Conale D, Carcavallo R, Triatoma infestans (Klug) en: Carcavallo R, Rabinovich J, Tonn R, Mena C, Factores biológicos y ecológicos de la enfermedad de Chagas. Tomo I y II, Centro Panamericano de Ecología Humana y Salud, Programa de la Salud Ambiental, OPS/OMS; Servicio Nacional de Chagas, Ministerio de Salud y Acción Social (República de Argentina) 1985, p. 238-39.

29. Salazar-Schettino PM, Haro I de, Uribarren BT. Chagas disease in Mexico. *Parasitology Today* 1988, 4 (12): 348-352.

30. Zeledon R. El Triatoma dimidiata (Latereille, 1811) y su relación con la enfermedad de Chagas. Editorial Universidad Estatal a Distancia. San José, Costa Rica, 1981.

31. Carcavallo R, Martínez A. Biología, Ecología y Distribución Geográfica de los triatóminos americanos en: Carcavallo R, Rabinovich J, Tonn R, Mena C, Factores biológicos y ecológicos de la enfermedad de Chagas. Tomo I y II, Centro Panamericano de Ecología Humana y Salud, Programa de la Salud Ambiental, OPS/OMS; Servicio Nacional de Chagas, Ministerio de Salud y Acción Social (República de Argentina) 1985, p. 149-208.

32. Zárate G L, Zárate J R. A checklist of the triatominae (Hemiptera: Reduviidae) of Mexico. *Int J Entomol* 1985; 27(1-2): 102-27.

33. Islas F. Observaciones acerca del desarrollo y caracteres morfológicos de Triatoma picturata, Usinger. Instituto de Biología, México 1966; 10: 311-323.

34. Little W J, Tay J, Biagi F. A Study on the susceptibility of triatoma bugs to some mexican strains of Trypanosoma cruzi. J Med Entom 1966; 3 (3-4): 252-255.

35. Zárate L G, Zárate R J, Tempelis CH, Goldsmith RS. The biology and behavior of Triatoma barberi (Hemiptera: Reduviidae) in Mexico. I. Blood meal sources and infection with Trypanosoma cruzi. J Med Entomol 1980; 17(2): 103-16.

36. Zárate L G, Tempelis CH. The biology and behavior of Triatoma barberi (Hemiptera: Reduviidae) in Mexico. II. Influence of a single versus a double feeding of the time that blood meal antigens remain serologically detectable. J Med Entomol 1981; 18(2): 99-106.

37. Zárate G L. The biology and behavior of Triatoma barberi (Hemiptera: Reduviidae) in Mexico. III. Completion of the cycle, adult longevity and egg production under optimal feeding conditions. J Med Entomol 1983; 20 (5): 485-497.

38. Tejera E, Pifano F. La tripanosomiasis rangeli en Venezuela. An Cong Int Doenca Chagas, Rio de Janeiro, 1964; 5: 589-598.

39. Paléez D. Algunas notas sobre el hallazgo en México de un micro himenoptero parásito de huevos de Triatoma pallidipennis (Stal, 1872). Ciencia, México 1944; 5: 29-33.

40. Zeledon R. Sobre la biología del Telenomus fariai Lima 1927 (Hymenoptera, Sceleionidae) parásito de huevos de algunos Triatominae. Rev Biol Trop 1957; 5: 1-17.

41. Riviera G M. Ciclo biológico de Triatoma pallidipennis (Stal, 1872). Tesis para obtener el grado de Biólogo, Facultad de Ciencias, UNAM, México, D.F. 1987.

42. Hogg R V. Crayg A T. Introduction to mathematical statistics (Fourth Edition) Macmillan Publishing Co. Inc. 1978.

43. Conover W J. Practical non-paramethric statistics (Second Edition) J Willey and Sons, 1980.

44. Lucena T D. Evolucao de Triatoma braziliensis (Nauria, 1911), no laboratorio. Rev Brasil 1960; 20 (3): 295-302.

45. Canale D, Carcavallo R, Triatoma infestans (Klug) en: Carcavallo R, Rabinovich J, Tonn R, Mena C, Factores biológicos y ecológicos de la enfermedad de Chagas. Tomo I y II, Centro Panamericano de Ecología Humana y Salud, Programa de la Salud Ambiental, OPS/OMS; Servicio Nacional de Chagas, Ministerio de Salud y Acción Social (República de Argentina) 1985, p. 247.

46. Carcavallo R, Tonn R, Rhodnius prolixus en: Carcavallo R, Rabinovich J, Tonn R, Mena C, Factores biológicos y ecológicos de la enfermedad de Chagas. Tomo I y II, Centro Panamericano de Ecología Humana y Salud, Programa de la Salud Ambiental, OPS/OMS; Servicio Nacional de Chagas, Ministerio de Salud y Acción Social (República de Argentina) 1985, p. 215.

47. Forattini O, Panstrongylus megistus en: Carcavallo R, Rabinovich J, Tonn R, Mena C, Factores biológicos y ecológicos de la enfermedad de Chagas. Tomo I y II, Centro Panamericano de Ecología Humana y Salud, Programa de la Salud Ambiental, OPS/OMS; Servicio Nacional de Chagas, Ministerio de Salud y Acción Social (República de Argentina) 1985, p. 221.

48. Baxton P.A. The biology of a blood sucking bug Rhodnius prolixus. Troust Ent Soc Lond 1930; 78: 227-236.

49. Velázquez-Jones L, Zurita-Villaseñor. Instrucciones para autores de Escritos Médicos: Tercera Edición Bol Méd Hosp Infant Mex 1989, 46(1): 65-74.

CUADRO 1

TIEMPO QUE TARDA EN OVIPONER *Triatoma pallidipennis* DESDE SU TRANSFORMACION EN IMAGO EN CONDICIONES DIFERENTES

SITIO	TEMPERATURA	HUMEDAD	N° DE TRIATOMINOS	DIAS
INSECTARIO	25-28°C	50-65%	4 H ¹ 8 M ²	60
			8 H 4 M	55
LABORATORIO	15-32°C	7-80%	4 H 8 M	59
			8 H 4 M	51

¹H = HEMBRA
²M = MACHO

0.5299 < 4.303

CUADRO 2

OVIPOSICION DE LOS ADULTOS DE *Triatoma pallidipennis* EN CONDICIONES CONSTANTES (INSECTARIO)¹

L O T E S	1		2		3		4	
	H [♀]	M [♂]	H	M	H	M	H	M
N° DE TRIATOMINOS	8/12	4/12	8/12	4/12	4/12	8/12	16/32	16/32
N° DE HUEVOS	1676		1704		676		1228	
PROMEDIO DE HUEVOS	209.5		213		169		76.8	
PERIODO DE OVIPOS- TURA ⁴	180		185		181		177	

1: TEMPERATURA 25 A 28°C Y HUMEDAD RELATIVA 50-65%

2: H = HEMBRA

3: M = MACHO

4: EN DIAS

CUADRO 3

OVIPOSICION DE LOS ADULTOS DE Triatoma pallidipennis EN CONDICIONES DE LABORATORIO¹

L O T E S	5		6		7		8	
	H ²	M ³	H	M	H	M	H	M
N° DE TRIATOMINOS	8/12	4/12	8/12	4/12	4/12	8/12	16/32	16/32
HUEVOS	448		556		284		796	
PROMEDIO DE HUEVOS	56		69.5		71		49.8	
PERIODO DE OVIPOS- POSTURA ⁴	137		140		159		160	
							5.324 >	4.303
							3.77 <	4.303

- 1: TEMPERATURA 15 A 32°C Y HUMEDAD RELATIVA 7 AL 80%
 2: H = HEMBRA
 3: M = MACHO
 4: DIAS

CUADRO 4

TIEMPOS EN EL DESARROLLO DE Triatoma pallidipennis CON UNA MUESTRA DE 208 HUEVOS EN EL INSECTARIO¹

	D	I	A	S	PROMEDIO
	MINIMO		MAXIMO		
INCUBACION	32		38		35.0
PRIMERA MUDA	29		45		37.5
SEGUNDA MUDA	43		53		48.0
TERCERA MUDA	52		60		56.0
CUARTA MUDA	51		67		59.0
QUINTA MUDA	45		65		55.0
CICLO HUEVO ADULTO	252		328		290.0
CICLO HUEVO-HUEVO	307		388		347.5

1 = TEMPERATURA DE 25-28°C Y HUMEDAD RELATIVA DE 50 A 65%

NOTA: 25 EJEMPLARES EVOLUCIONARON A IMAGO LO QUE CORRESPONDE A UN 12.0%.

CUADRO 5

TIEMPOS EN EL DESARROLLO DE Triatoma pallidipennis CON UNA MUESTRA DE 334 HUEVOS EN AMBIENTE DE LABORATORIO¹

	D MINIMO	I	A MAXIMO	S	PROMEDIO
INCUBACION	28		39		33.5
PRIMERA MUDA	30		73		51.5
SEGUNDA MUDA	43		51		47.0
TERCERA MUDA	55		120		87.5
CUARTA MUDA	56		75		65.5
QUINTA MUDA	45		70		57.5
CICLO HUEVO-ADULTO	257		428		342.5
CICLO HUEVO-HUEVO	308		487		397.5
CICLO HUEVO ADULTO 2.765 > 2.447					

1 = TEMPERATURA DE 15-32°C Y HUMEDAD RELATIVA 7 A 80%

NOTA: 14 EJEMPLARES EVOLUCIONARON A IMAGO LO QUE CORRESPONDE A UN 4.2%.

CUADRO 6

TIEMPO EN QUE SE MANTIENE Triatoma pallidipennis VIVO E INFECTADO CON
Trypanosoma cruzi EN DIAS

N° DE EJEMPLAR	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100	250
1	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+ ¹
2	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	
3	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	
4	+	+	+	+	+	+	+	+			
5	+	+	+	+	+	+					
6	+	+	+	+	+	+					
7	+	+	+	+	+						
8	+	+	+	+	+						
9	+	+	+	+	+						
10	+	+	+	+	+						
11	+	+	+	+							
12	+	+	+	+							
13	+	+	+								
14	+	+									
15	+										

1 = ESTE EJEMPLAR MURIO DESPUES DE LOS 250 DIAS DE OBSERVACION.

CUADRO 7

CAPACIDAD ALIMENTICIA DE Triatoma pallidipennis EN LAS DIFERENTES ETAPAS DE SU CICLO EVOLUTIVO

ESTADIO	PESO PROMEDIO ANTES DE ALIMENTARSE	PESO PROMEDIO DESPUES DE ALIMENTARSE	CANTIDAD DE SANGRE EN PESO INGERIDA
NINFAL-I	.0022 g	.0151 g	.0129 g
NINFAL-II	.0056 g	.0407 g	.0351 g
NINFAL-III	.0159 g	.1350 g	.1191 g
NINFAL-IV	.0802 g	.5131 g	.4229 g
NINFAL-V	.0955 g	.5041 g	.4086 g
ADULTO	.3115 g	1.6141 g	1.3025 g

CUADRO 8

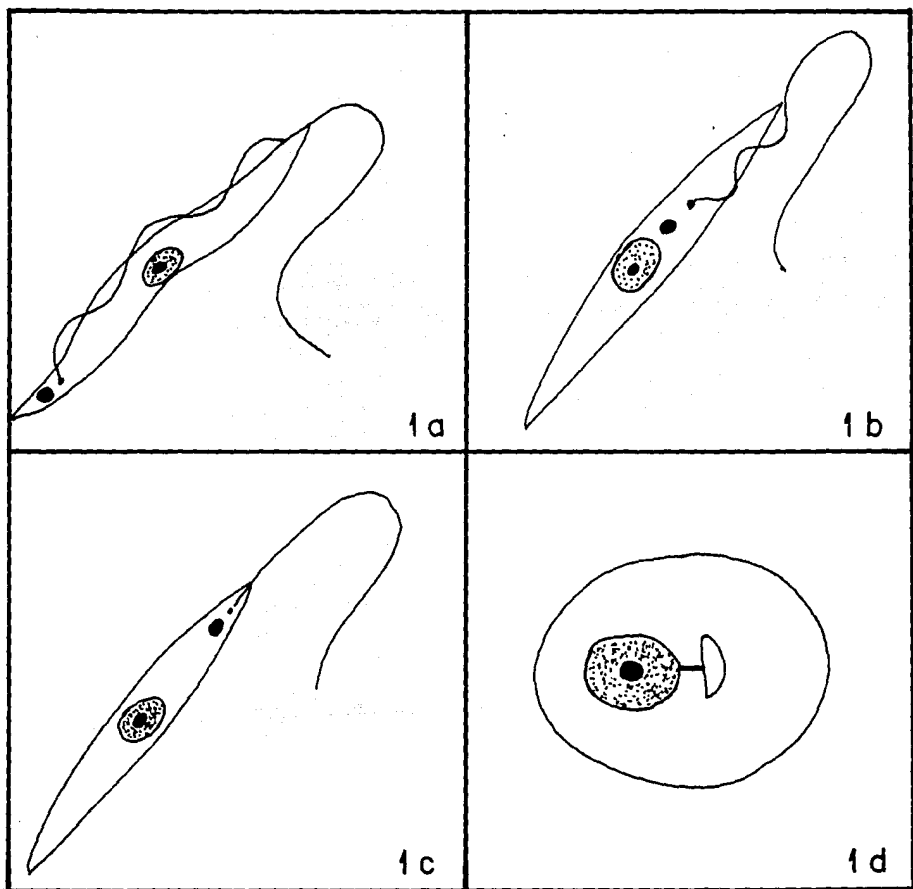
TIEMPO QUE DURA EN ALIMENTARSE Triatoma pallidipennis SOBRE DIVERSOS
HUESPEDES HASTA SU RETIRO ESPONTANEO

HUESPEDES	TIEMPO MINUTOS
<u>Cavia cobaya</u> (cobayo)	30
<u>Columbia livia</u> (paloma)	5-30
<u>Orictolagus cuniculu</u> (conejo)	30
<u>Rattus norvegicus</u> (rata)	30-40
<u>Mus musculus</u> (ratón)	60-130
<u>Canis familiaris</u> (perro)	30
<u>Ovis aries</u> (borrego)	30
<u>Crisetus aureatus</u> (hamster)	35-45

CUADRO 9

RECuento DE FORMAS DE Trypanosoma cruzi EN HECES DE Triatoma pallidipennis (PORCENTAJE)

DIA	N° DE PARASITOS	EPIMAS-TIGOTE	ESFERO-MASTIGOTE	TRIPOMAS-TIGOTE
8	-	-	-	-
9	2	2(100)	-	-
10	2	2(100)	-	-
11	24	23(95.8)	1(4.2)	-
12	2	2(100)	-	-
13	36	34(94.4)	2(5.6)	-
14	39	32(82.1)	7(17.9)	-
15	333	329(98.8)	2(0.6)	2(0.6)
16	356	352(98.9)	1(0.3)	3(0.8)
17	378	375(99.2)	1(0.3)	2(0.5)
18	530	515(97.2)	9(1.7)	6(1.1)
19	678	651(96.0)	15(2.2)	12(1.8)
20	405	359(88.6)	42(10.4)	4(1.0)



1a = TRIPOMASTIGOTE 1b = EPIMASTIGOTE
 1c = PROMASTIGOTE 1d = AMASTIGOTE

Fig.1.- Distintas fases de T. cruzi

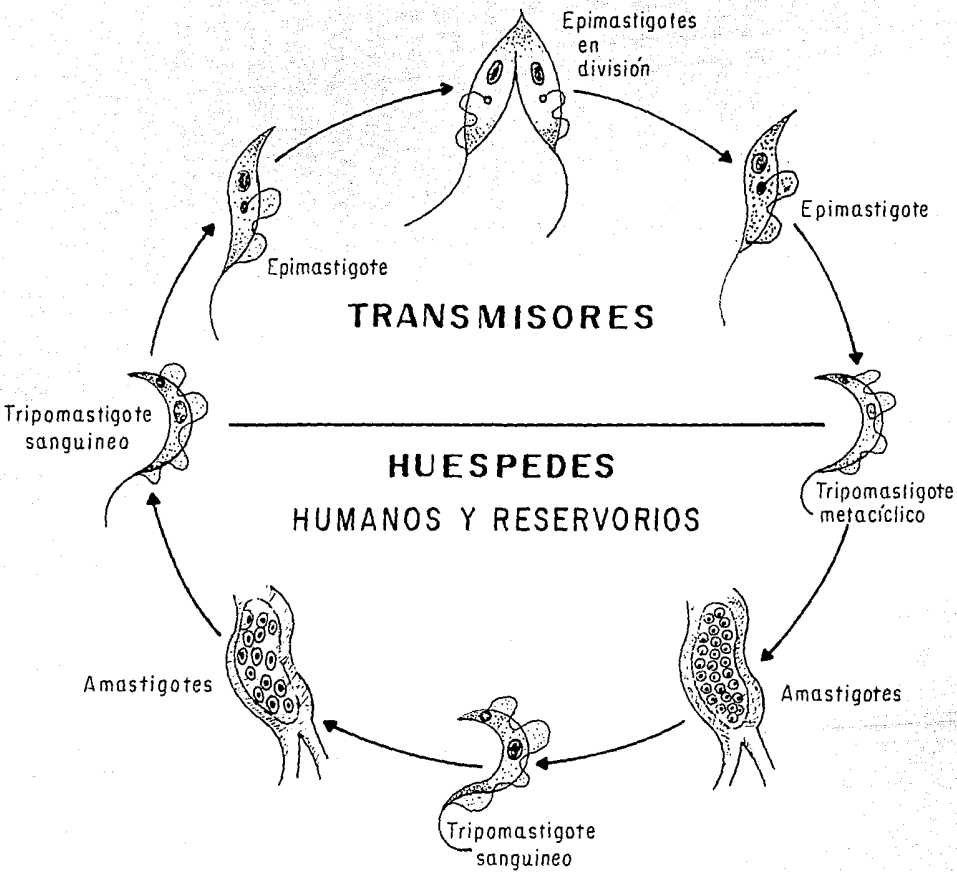


Fig. 2.- Ciclo biológico de T. cruzi

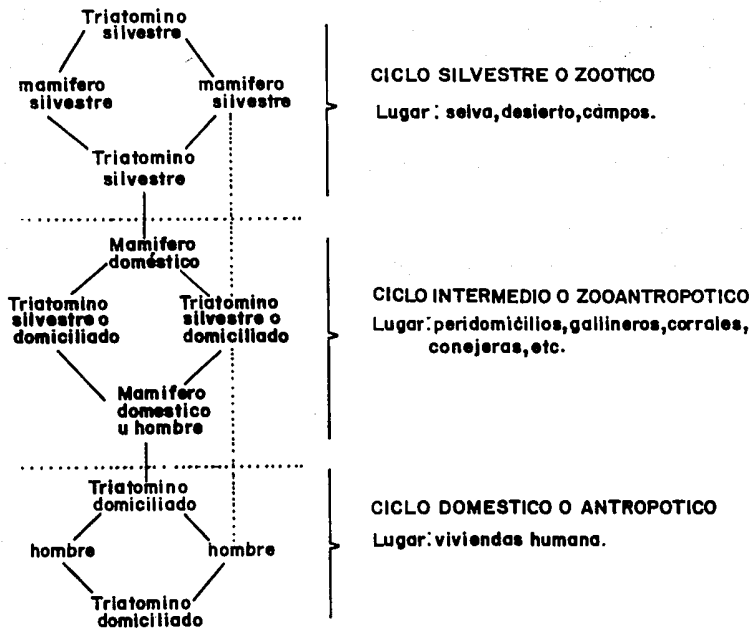
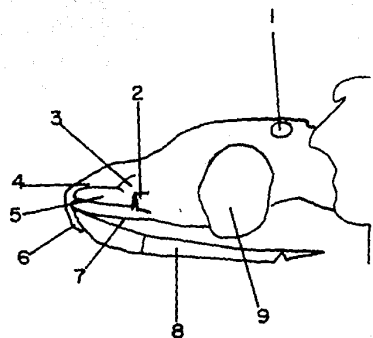
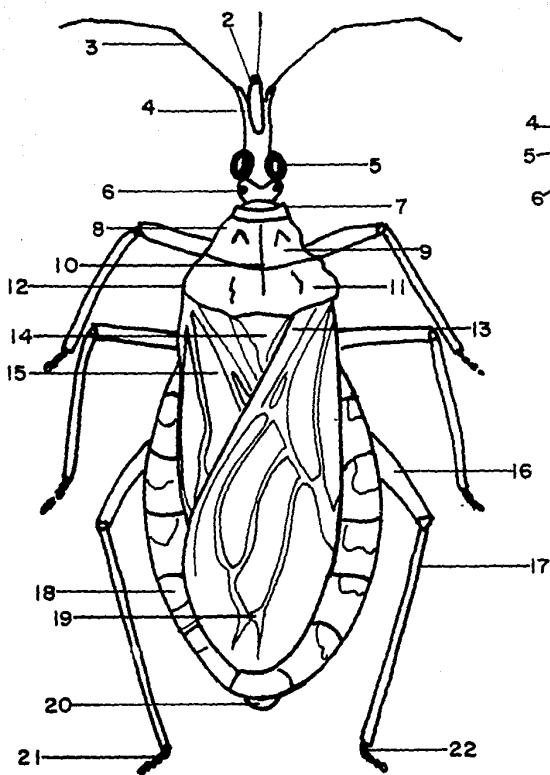


Fig. 3.- Esquema de las relaciones entre transmisores, reservorios y humanos que influyen en la epidemiología de la Enfermedad de Chagas

MORFOLOGIA EXTERNA

(CABEZA)



1- TYLUS
2-GENA
3-ANTENA
4-JUGUM
5-OJO

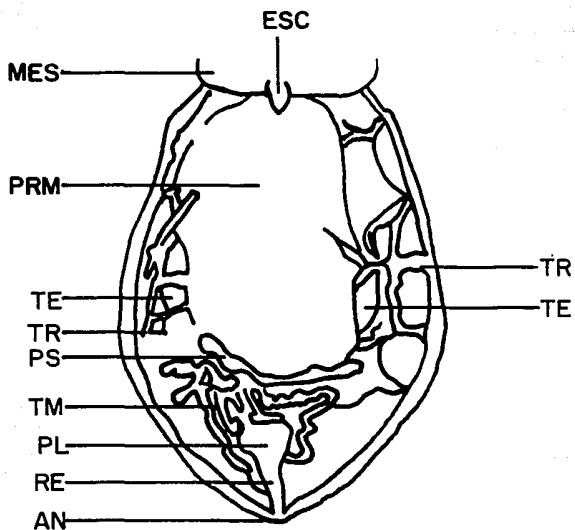
6- OCELO
7- CUELLO
8-LOBULO ANTERIOR
DEL PRONOTO
9- TUBERCULO DISCAL

10- ANGULO HUMERAL
11- LOBULO POSTERIOR
DEL PRONOTO
12-LOBULO
13-CLAVUS

1- OCELO
2- TUBERCULO ANTENIFERO
3- JUGUM
4- CLIPEO
5- GENA
6 LABRO
7- DOBLE BARCA
8- ROSTRUM
9- OJO

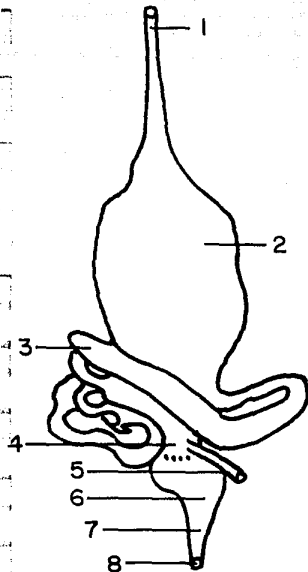
14- ESCUTELO
15- CORIO
16- FEMUR
17- TIBIA
18- CONEXIVO
19- MEMBRANA
20- OVIPOSITOR
21- GARRAS
22- TARSO

Fig.- 4



- ESC.— ESCUTELO
 MES— MESETERON
 PRM— PROMESETERO
 TR — TRAQUEOLAS
 TE — GONADA
 PSM— POST-MESETERO
 TM — TUBOS DE MALPIGHIO
 PL — PROCTODEO
 RE — RECTO
 AN — ANO

Fig.-5.- Morfología interna de un triatómino



- 1 ESOFAGO
- 2 PROMESENERIO
- 3 POST-MESENERIO
- 4 AMPOLLAS DE LOS TUBOS DE MALPIGHIO
- 5 TUBOS DE MALPIGHIO
- 6 PROCTODEO
- 7 ILEON
- 8 ANO

- 1 INICIO DEL PILORO
- 2 POST-MESENERIO
- 3 AMPOLLAS DE LOS TUBOS DE MALPIGHIO
- 4 ZONA CLARA
- 5 TUBOS DE MALPIGHIO
- 6 PROCTODEO
- 7 ILEON
- 8 ANO

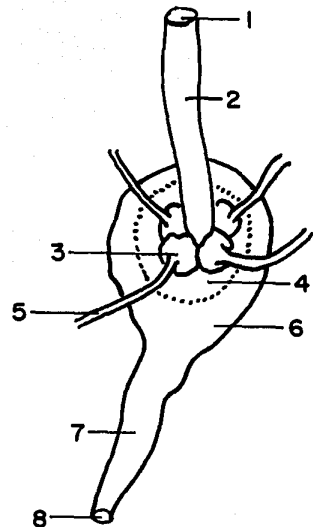


Fig.-6.- Esquema del tubo digestivo de un triatomino

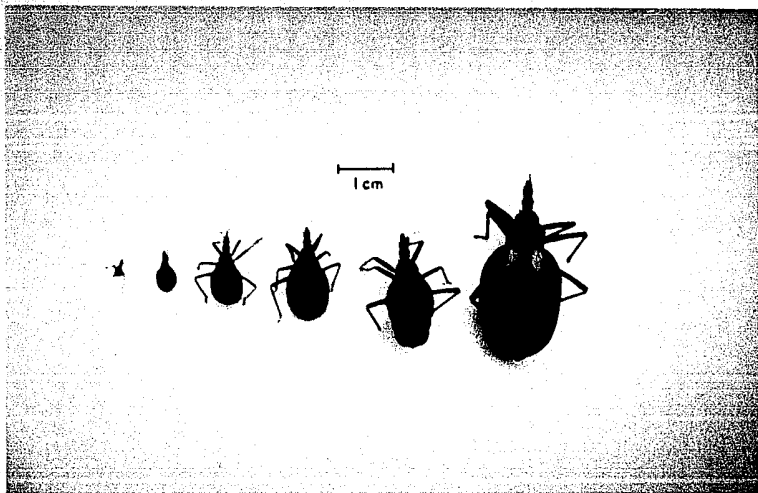


Fig. 7.- Foto que muestra las fases de desarrollo de T. pallidipennis.

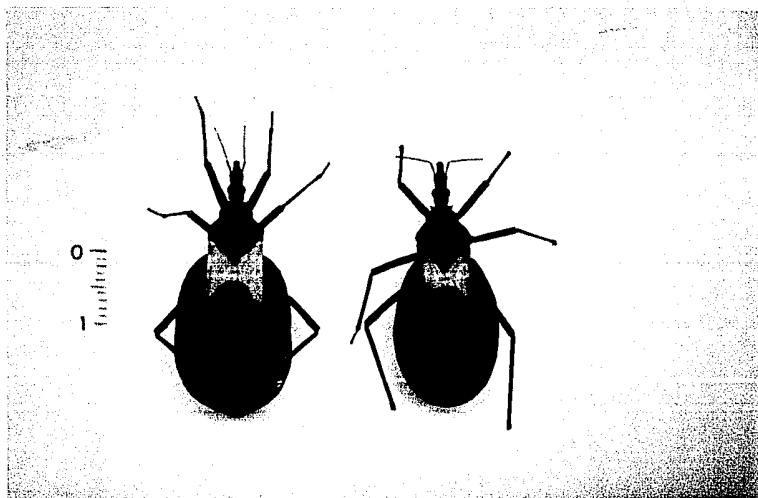


Fig. 8.- Foto que muestra las diferencias entre hembra (izquierda) y macho (derecha).



Fig. 9.- Foto que muestra la forma en que se alimentaron los ejemplares de *T. pallidipennis*

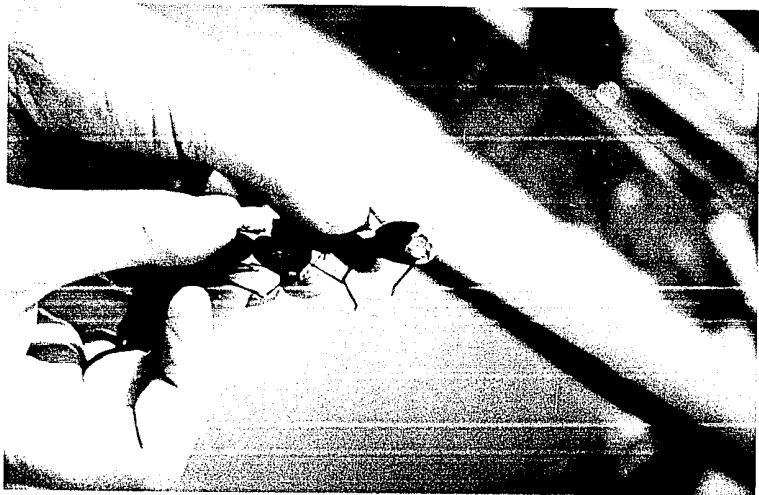


Fig. 10.- Foto que muestra el aspecto del abdomen de adultos de *T. pallidipennis* antes y después de su alimentación.

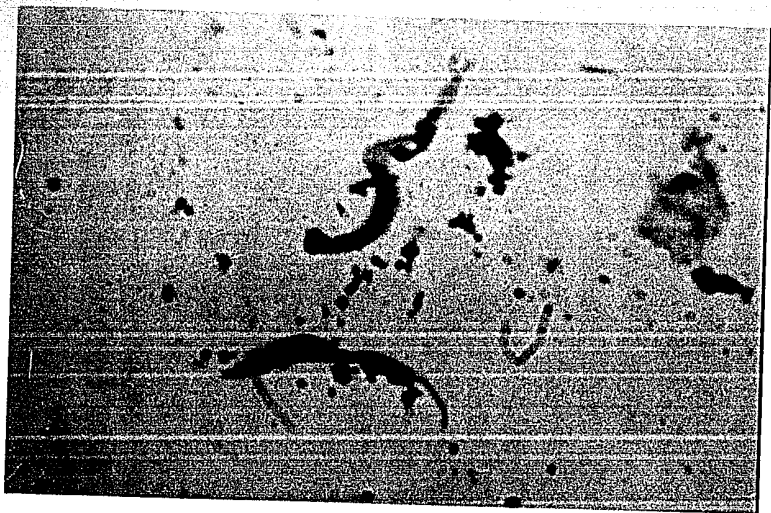


Fig. 11.- Fotomicrografia que muestra el inicio de la migración del kinetoplasto hacia la porción anterior al núcleo del tripomastigote 1200 X.

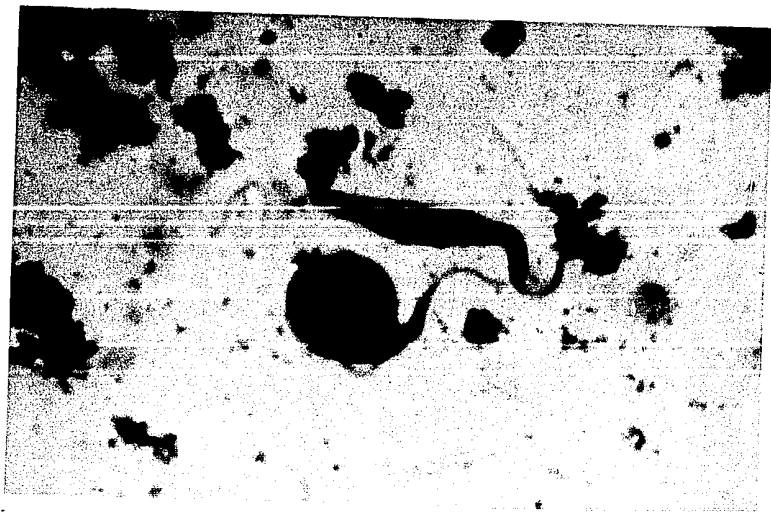


Fig. 12.- Fotomicrografia que muestra epimastigotes anchos y redondeados con gran núcleo y kinetoplasto muy aparente 1200 X.

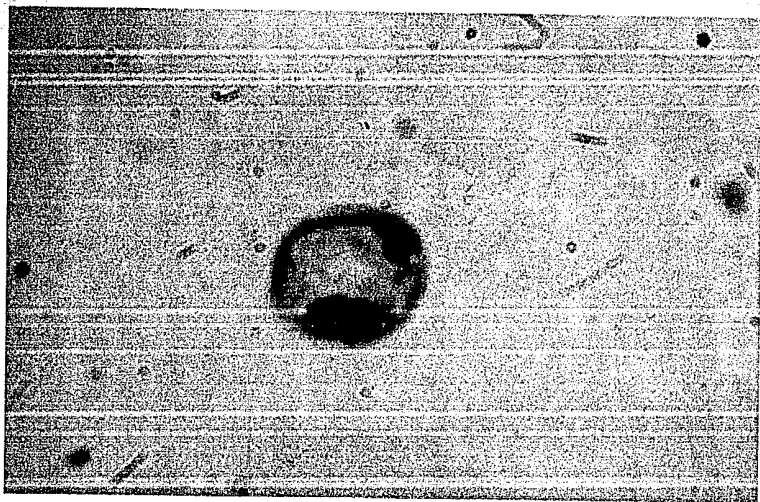


Fig. 13.- Fotomicrografia que muestra forma de amastigote con flagelo largo que bordea la membrana citoplásmica 1200 X.

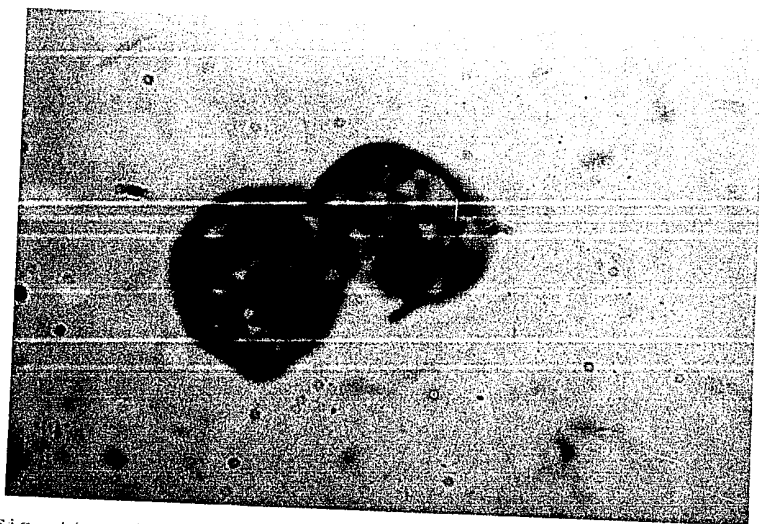


Fig. 14.- Fotomicrografia que muestra formas de amastigotes ovoides y grandes, en uno de los cuales emerge un flagelo libre 1200X.

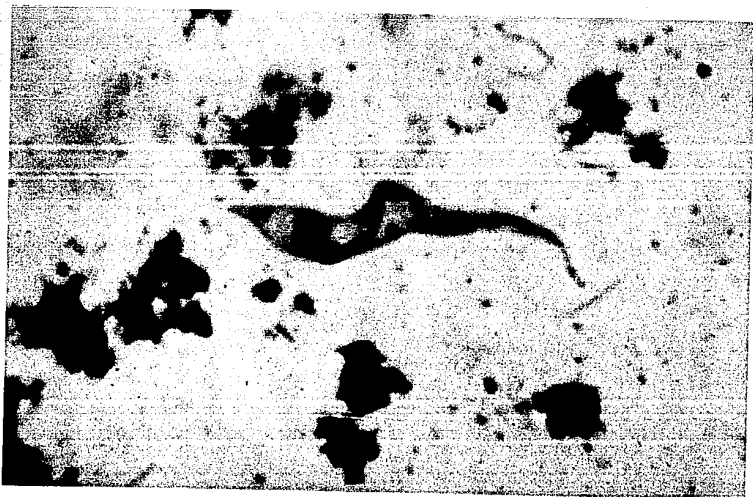


Fig. 15.- Fotomicrografia que muestra un epimastigote con el kinetoplasto cerca del núcleo y membrana ondulante muy aparente 1200 X.

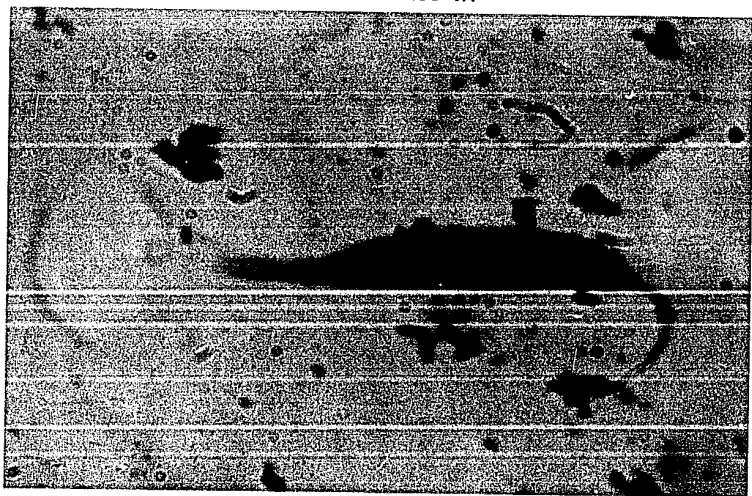


Fig. 16.- Fotomicrografia de un epimastigote donde se aprecia el kinetoplasto muy cerca del núcleo y el flagelo casi no forma membrana ondulante 1200 X.

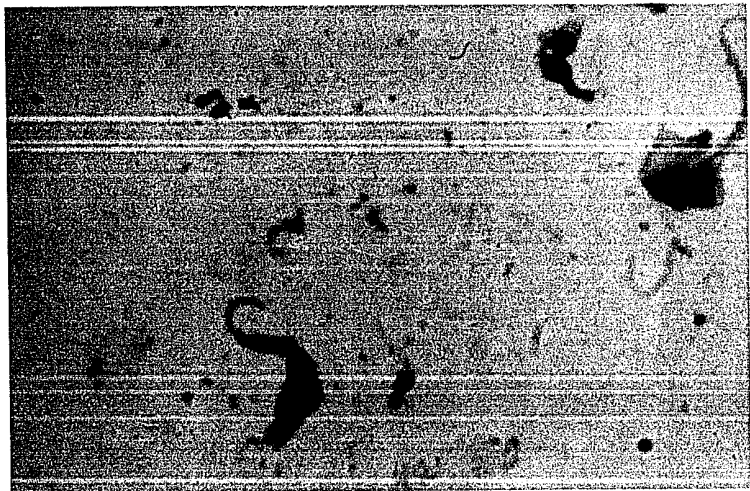


Fig. 17.- Fotomicrografía de un epimastigote de forma irregular con porción anterior del cuerpo muy gruesa 1200 X.

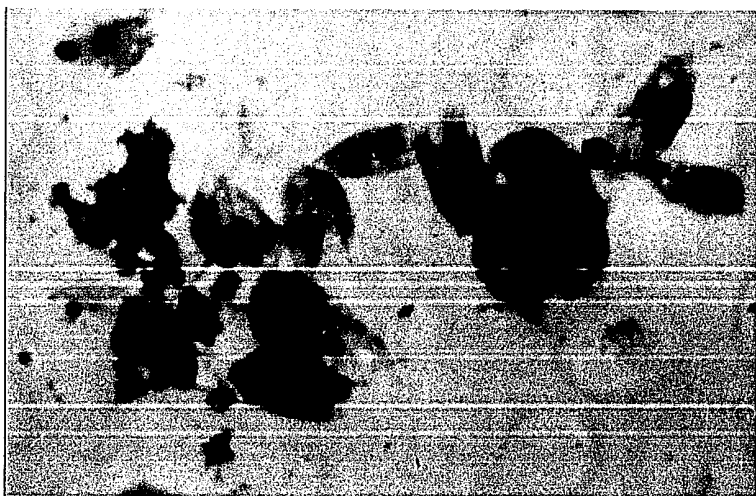


Fig. 18.-- Fotomicrografía que muestra conglomerados de formas redondeadas y elípticas con gran núcleo y kinetoplasto 1200 X.

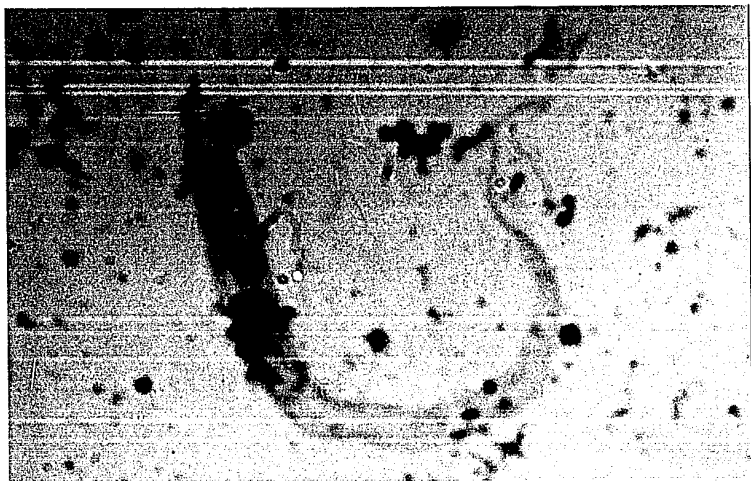


Fig. 19.- Fotomicrografía que muestra un epimastigote gigante con tenue membrana ondulante 1200 X.

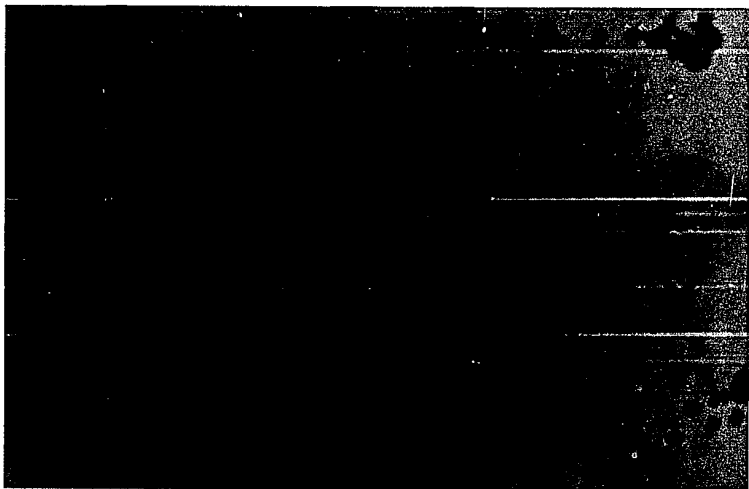


Fig. 20.- Fotomicrografía que muestra un epimastigote de cuerpo alargado y membrana ondulante poco aparente 1200 X.

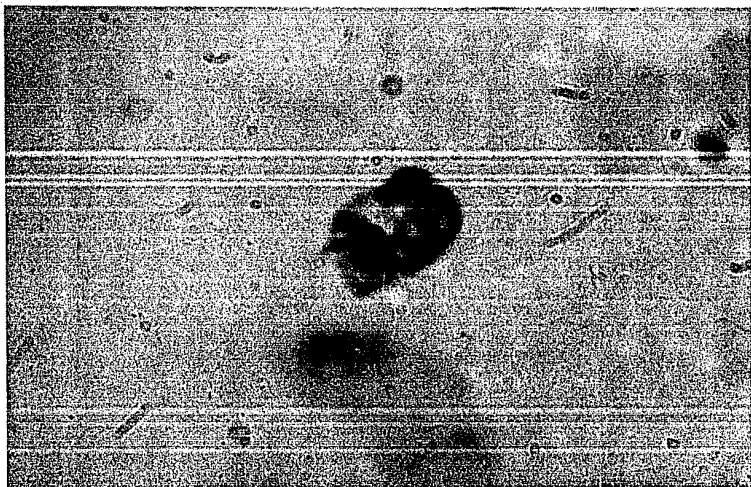


Fig. 21. Fotomicrografia que muestra un tripomastigote de cuerpo elíptico y ancho, con salida de una pequeña porción de flagelo por la parte anterior del cuerpo 1200 X.

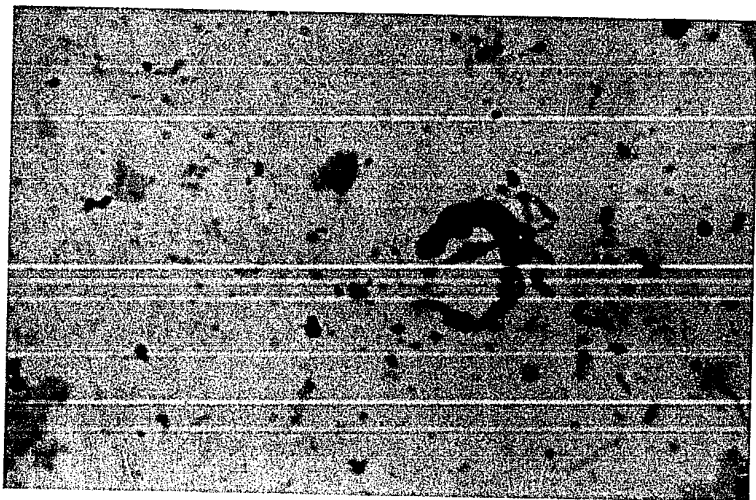


Fig. 22.- Fotomicrografia que muestra un tripomastigote metacíclico característico en forma de "c" 1200 X.