

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA

ESTADO ACTUAL DE LA SEROPREVALENCIA DE

***Trypanosoma cruzi* EN MAPACHES (*Procyon lotor*)**

MANTENIDOS CAUTIVOS EN ZOOLOGICOS DE

GUATEMALA

TESIS

**PRESENTADA A LA JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE
MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA DE LA UNIVERSIDAD DE
SAN CARLOS DE GUATEMALA**

POR

LUCIANO MOSCOSO MONTOYA

AL CONFERIRSELE EL TITULO ACADEMICO DE

MEDICO VETERINARIO

GUATEMALA, NOVIEMBRE DE 1998.

**JUNTA DIRECTIVA DE LA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA**

DECANO: LIC. RODOLFO CHANG SHUM

SECRETARIO: DR. MIGUEL ANGEL AZAÑON

VOCAL PRIMERO: LIC. ROMULO GRAMAJO LIMA

VOCAL SEGUNDO: DR. OTTO LIMA LUCERO

VOCAL TERCERO: LIC. EDUARDO SPIEGLER

VOCAL CUARTO: BR. JOSE MORENO

VOCAL QUINTO: BR. EDUARDO RODAS

ASESORES: DR. GUSTAVO A. GONZALEZ

DR. JOSE VICTOR CAJAS

DRA. MARIA GABRIELA LOPEZ

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

**CUMPLIENDO CON LO ESTABLECIDO POR LOS ESTATUTOS
DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
PRESENTO A CONSIDERACION DE USTEDES
EL TRABAJO DE TESIS TITULADO**

**ESTADO ACTUAL DE LA SEROPREVALENCIA DE
Trypanosoma cruzi EN MAPACHES (*Procyon lotor*)
MANTENIDOS CAUTIVOS EN ZOOLOGICOS DE
GUATEMALA**

**QUE ME FUERA APROBADO POR LA JUNTA DIRECTIVA
DE LA FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
PREVIO A OPTAR EL TITULO PROFESIONAL DE:**

MEDICO VETERINARIO

ACTO QUE DEDICO

A DIOS

**EL TODOPODEROSO, JEHOVA DE LOS EJERCITOS,
QUIEN ME HA HECHO SU HIJO, ME HA DADO SALVACION Y ME
HA LLENADO CON SU ESPIRITU SANTO**

A MI ESPOSA

**LA AYUDA IDONEA QUE DIOS ME HA DADO Y A QUIEN AMO
PROFUNDAMENTE**

A MIS HIJOS

**CRISTIAN ANDRES, ANDRE LUCIANO Y MARCEL ANDRES;
MI MAYOR TESORO**

A MIS PADRES

**QUIENES CON SU ESFUERZO, AMOR Y AYUDA INCONDICIONAL
ME FORMARON, ME CONDUJERON POR EL CAMINO CORRECTO
Y A QUIENES AMARE Y RESPETARE SIEMPRE**

A TODA MI FAMILIA

**MIS SUEGROS, HERMANAS, CUÑADOS, SOBRINOS Y
HERMANOS EN CRISTO**

AGRADECIMIENTO

A DIOS

**POR SER MI FORTALEZA Y MI SOSTEN, QUIEN ES EL
UNICO QUE TODO LO HACE POSIBLE**

A MI ESPOSA

POR SU PACIENCIA Y PERMANENTE APOYO

A MIS PADRES

POR APOYARME Y HABER CREIDO EN MI

A MIS ASESORES

**DR. GUSTAVO ADOLFO GONZALEZ, DR. JOSE VICTOR CAJAS Y
DRA. MARIA GABRIELA LOPEZ, POR SU VALIOSA
COLABORACION Y AYUDA DESINTERESADA**

**AL ZOOLOGICO "LA AURORA"
AL ZOOLOGICO "LA JUNGLA" IRTRA
AL CLUB AUTO SAFARI CHAPIN
AL SR. GONZALO VILLAVICENCIO**

INDICE

I. INTRODUCCION	1
II. HIPOTESIS	2
III. OBJETIVOS	3
OBJETIVO GENERAL	3
OBJETIVO ESPECIFICO	3
IV. REVISION DE LITERATURA	4
MAPACHE	4
TRIPANOSOMIASIS	5
DESCRIPCION DEL PARASITO	6
CICLO EVOLUTIVO EN EL	
HOSPEDERO MAMIFERO	6
PATOGENIA	6
TRANSMISION	7
CICLO EVOLUTIVO EN EL INSECTO VECTOR	9
SINTOMATOLOGIA	9
DIAGNOSTICO	10
DEMOSTRACION DIRECTA	11
PRUEBAS SEROLOGICAS	12
TRATAMIENTO	14
CONTROL	14
V. MATERIALES Y METODOS	15
MATERIALES	15
RECURSOS HUMANOS	15
DE LABORATORIO	15
RECURSOS Y MATERIALES DE CAMPO	16
RECURSOS BIOLÓGICOS	17
CENTROS DE REFERENCIA	17
METODOS	18
AREA DE ESTUDIO	18
DEFINICION DEL UNIVERSO DE ESTUDIO	18
PROCEDIMIENTO DE CAMPO	18
MANEJO DE LOS EJEMPLARES	18
TOMA DE MUESTRAS	19
PROCESAMIENTO DE MUESTRAS	19
ANALISIS DE RESULTADOS	21

VI. RESULTADOS Y DISCUSION	22
VII. CONCLUSIONES	26
VIII. RECOMENDACIONES	27
IX. RESUMEN	28
X. ANEXOS	31
XI. BIBLIOGRAFIA	37

I. INTRODUCCION

Durante los últimos años la población cautiva de especies animales silvestres ha crecido considerablemente debido al aumento de su uso como mascotas, como ornamento de restaurantes y turicentros, como parte de colecciones privadas, así como el apareamiento de nuevos zoológicos. Los mapaches de manera especial son codiciados para estos fines debido a su aspecto y a su comportamiento simpático.

En nuestro medio los estudios realizados sobre la prevalencia de enfermedades zoonóticas en especies silvestres ha sido muy escasa, por lo cual con el aumento de la población cautiva de estos animales ha aumentado también el riesgo de la población humana de adquirir enfermedades zoonóticas, sin que la mayoría de las personas estén conscientes de ello.

El presente estudio pretende establecer si los mapaches cautivos en Guatemala son reactores a la prueba de hemaglutinación anti *Trypanosoma cruzi*, agente causal de la enfermedad conocida como **Enfermedad de Chagas** en humanos. La Organización Panamericana de la Salud declara al mapache como uno de los principales reservorios de este parásito en América del Norte donde se han realizado estudios que así lo determinan. La importancia de realizar este trabajo es que nos permitirá determinar el estado actual de reacción inmune (tasa de anticuerpos ya sean protectores o de infección) que pueda establecerse con el estudio de seroprevalencia en los mapaches cautivos en nuestro medio.

II. HIPOTESIS

Los Mapaches (*Procyon lotor*) mantenidos en cautiverio en nuestro país no se encuentran parasitados por el protozoo *Trypanosoma cruzi* y asimismo no son portadores de la zoonosis conocida como **Enfermedad de Chagas**.

OBJETIVOS

GENERAL

Contribuir al conocimiento de las enfermedades parasitarias de los animales cautivos en Guatemala.

ESPECIFICO

Determinar a través del examen de hemaglutinación indirecta la presencia de anticuerpos contra *Trypanosoma cruzi* en los Mapaches (*Procyon lotor*) mantenidos cautivos en el Zoológico Nacional La Aurora, Zoológico La Jungla (IRTRA), Club Auto Safari Chapín y colección privada Villavicencio.

IV. REVISION DE LITERATURA

MAPACHE (*Procyon lotor*)

El Mapache pertenece a la familia Procyonidae, la cual se compone de 2 subfamilias con 17 especies, 15 de las cuales pertenecen a la subfamilia Procioninae y las 2 restantes a la subfamilia Ailurinae. Los prociónidos se encuentran específicamente en el Nuevo Mundo y la mayoría de las especies se localizan en Centro y Sur América (6).

Distribución: El mapache habita desde el sur de Canadá, gran parte de los Estados Unidos, Centro América, hasta el norte de Sur América. Aún se le encuentra en regular cantidad en los bosques de Guatemala (8).

Nombre común: Mapache, Osito lavador.

Medidas: El largo de un mapache adulto de cabeza al cuerpo es de 41.5-60 cms.; el largo de la cola varía de 20 a 40.5 cms.

Características: Por lo general el color del cuerpo es gris o negro, con cinco a diez anillos en la cola y una máscara negra cubriendo la cara (19).

Historia Natural: Son animales nocturnos, aunque en cautiverio suelen tener actividad durante el día, de hábitos tanto terrestres como arbóreos (5). Son omnívoros y se alimentan de ranas, peces, pequeños mamíferos, insectos, frutas y vegetales. Su apareamiento es de Abril a Mayo con una gestación de aproximadamente 63 días y camadas que varían de 1 a 6 crías. Viven un promedio de 10 años.

TRIPANOSOMIASIS

Tripanosoma cruzi es un hemoparásito protozoario flagelado que parasita diversos mamíferos, incluyendo al hombre en su mayoría perteneciente al Nuevo Mundo. Su existencia y la de la enfermedad que causa al hombre fue dada a conocer por el científico brasileño Carlos Chagas (1909), quién también tiene el crédito de evidenciar que tanto mamíferos salvajes como domésticos son reservorios de la infección humana, y que insectos infectados asociados a estos, actúan como vectores (3,15).

Tripanosomiasis en animales silvestres

Varias especies animales sirven de reservorios en diferentes situaciones ecológicas. Tanto el mapache (*Procyon lotor*) como la zarigüeya (*Didelphis marsupialis*) son los reservorios principales de *Tripanosoma cruzi*. De varias especies de mamíferos estudiados, los mapaches son los únicos ejemplares que pueden ser infectados en forma natural, encontrándose porcentajes de hasta 62%, razón por la cual es considerado como reservorio primario de la Enfermedad de Chagas (9,10,14).

Otros investigadores han demostrado que el *T. cruzi* que afecta a los prociónidos es infectiva a una gran cantidad de animales incluyendo primates. Este último hallazgo es considerado de suma importancia, ya que la infección experimental de un mono (*Macaca irus*) es calificada como evidencia, que presume que la variedad *T. cruzi* en prociónidos es infectiva al hombre (16).

DESCRIPCION DEL PARASITO

Trypanosoma (Schisotripanum) *cruzi* son protozoarios flagelados que poseen un cuerpo curvo en forma de C o S, el núcleo yace en la parte anterior del cuerpo, cerca del centro y su membrana ondulante ligeramente desarrollada con 2 o 3 convoluciones. Se caracteriza por un kinetoplasto de gran tamaño oval o redondo en la parte posterior del cuerpo(11,15).

CICLO EVOLUTIVO EN EL HOSPEDERO MAMIFERO.

PATOGENIA.

La infección se produce con la penetración de los tripomastigotes metacíclicos (última fase de evolución en el insecto vector) en los macrófagos del tejido conjuntivo de la dermis o en las del tejido subcutáneo, en donde se convierten en amastigotes (forma leishmanoide). Esta forma intracecular, sin flagelo o membrana se multiplica por fisión binaria durante 4 o 5 días, pudiendo desintegrar la célula e infectar otros macrófagos o bien continuar su evolución hasta llegar a una fase intermedia o epimastigotes, que finalmente se transforman en tripomastigotes, los cuales al incrementar en número distienden la célula, cuyo citoplasma sufre licuefacción y es consumido por los parásitos, produciéndose así un pseudoquiste cuya ruptura permite el escape de los tripanosomas al torrente sanguíneo. Al llegar a la circulación periférica se diseminan por el organismo invadiendo el protoplasma de las células de diferentes vísceras, donde nuevamente adquieren la forma de amastigote y se multiplican (1, 15).

TRANSMISION

La parasitosis por *T. cruzi* fue originalmente una infección que circulaba entre mamíferos silvestres, como lo es aún en muchos focos selváticos dispersos en América. La gran significación que tiene actualmente la Enfermedad de Chagas en América Latina se relaciona con la adaptación a la vivienda humana de alguna de las especies de vectores triatomíneos. Se trata, por consiguiente, de una enfermedad de animales silvestres que evoluciona hacia una zoonosis y puede hacerse independiente de los animales al transmitirse de hombre a hombre (1).

En áreas donde existe sólo el ciclo selvático, la infección humana es ocasional y de poca importancia, mientras que donde hay triatomíneos domiciliados, la enfermedad chagásica se presenta en forma endémica o hiperendémica (1).

Los reservorios animales ofrecen una excelente fuente de infección para los vectores, por su parasitemia prolongada y el alto número de tripanosomas en su sangre (1).

La infección se transmite por hemípteros de la familia *Reduviidae*, subfamilia *Triatominae*. En las Américas se ha encontrado 53 especies de triatomíneos naturalmente infectados. En Guatemala, las especies transmisoras son *Triatoma dimidiata*, *Rhodnius prolixus* y *Triatoma nítida*; esta última solo se ha encontrado en el departamento de Baja Verapaz, mientras que las otras dos tienen amplia distribución en todo el país (2). Investigaciones realizadas en Costa Rica determinaron que el rango de infección de 3276

insectos (*T. dimidiata* y *Rhodnius prolixus*), encontrados tanto dentro como fuera de las viviendas es del 32.3% (20).

El triatomíneo se infecta al ingerir sangre de un vertebrado con parasitemia; el parásito se multiplica en su intestino y en unos 20 días comienza a eliminar tripanosomas con sus heces, pudiendo hacerlo durante toda su vida. El modo más habitual de transmisión de la infección al hombre es por medio del vector, ya que este se alimenta con la sangre del hombre, defeca y deposita con las heces tripanosomas metacíclicos en la piel. El hombre, al restregarse o rascarse, lleva las heces hacia la herida de la punción del insecto u otra preexistente por donde penetran los parásitos (1). De esta misma forma se infecta el hospedero intermediario, pues estos vectores habitan sus nidos o madrigueras, en el caso de especies selváticas o semi domiciliarias; los hábitos omnívoros de los mapaches los predispone a infecciones a través de la membrana bucal por ingestión de los vectores (12,14,19).

El hallazgo de cultivos positivos a tripanosomas a partir de sangre, líquido peritoneal y orina de estos mamíferos (12,14), demuestra que puede propagarse la infección en épocas de apareamiento a través de la cópula; más importante aún, indica que también es posible la transmisión al humano por medio del contacto de la piel lacerada con orina que contenga organismos viables, aunque sea poco frecuente (14,16).

Se ha logrado determinar que si animales infectados son liberados o mantenidos en cautiverio en un rango de alcance del vector, la transmisión del parásito al ejemplar sano es inminente (16).

CICLO EVOLUTIVO EN EL INSECTO VECTOR

El desarrollo del *T. cruzi* en el hospedero intermediario se lleva a cabo en el lumen del tracto alimenticio del insecto, en cuestión de 6 a 15 días. Los tripomastigotes luego de 14 a 20 horas se multiplican y evolucionan a amastigotes que asumen formas esféricas y se multiplican por fisión binaria, dividiéndose en pequeños epimastigotes (10 a 20 μm) que tras 3 o 4 días aparecen en el epitelio rectal en donde cambian a una apariencia elongada y se transforman por el 7mo. u 8vo. día en metatripanosomas. Los metatripanosomas constituyen una reserva permanente de formas infecciosas en el recto, siendo desechadas en la excreta en cantidades de 3,500 por Ml. ; es por ello que el insecto es capaz de transmitir la enfermedad durante toda su vida (90-600 días) (1).

SINTOMATOLOGIA

Los signos clínicos de la tripanosomiasis en mapaches incluyen: ceguera y queratitis bilateral, constipación, edema, hidrotórax, ascitis, diarrea y un espectro de signos neurológicos. Son hallazgos comunes de laboratorio: hipoproteinemia, hipoalbuminemia y leucosis leve con tendencia a leucopenia. Son lesiones características post-mortem: hepatomegalia, miocarditis, pericarditis y retinitis (19).

En el hombre el período de incubación dura de 7 a 14 días, aunque a veces es más prolongado, y de 30 a 40 días por transfusión de sangre de un dador infectado. Se distinguen tres fases de la enfermedad: aguda, indeterminada y

crónica. La fase aguda de la infección puede tener un curso desde asintomático a una enfermedad grave y fatal. Afecta sobre todo a los niños y se caracteriza por pirexia alta, intermitente o continua. En cerca de 50% de los niños aparece edema de los párpados (signo de Romaña), acompañado de conjuntivitis y adenopatía regional; la queratitis es frecuente. En algunos casos puede haber edemas generalizados en todo el cuerpo. La hepatoesplenomegalia es común en niños y poco frecuente en adultos. El síndrome febril puede estar acompañado por una miocarditis, con dilatación cardíaca, hipotensión y taquicardia. La agresión al sistema nervioso central puede manifestarse por una encefalomiелitis o meningoencefalitis. Hay casos en los que está comprometido el aparato digestivo con vómitos y diarrea. El curso de la forma aguda dura de 3 a 4 semanas (1, 18).

Después de la fase aguda sigue un período de infección latente (fase indeterminada), o de parasitemia baja y sin sintomatología clínica, que puede durar por tiempo indefinido o adoptar la forma de enfermedad crónica, la cual se presenta en un 10 a 30% de los individuos infectados, en general de 10 a 15 años después de la fase aguda, y la cardiopatía chagásica es la forma más común e importante. Muchas veces la fase crónica solo se expresa por anomalías del electrocardiograma, sin sintomatología clínica (1).

DIAGNOSTICO

El diagnóstico de las infecciones parasitarias sigue siendo un problema y la enfermedad de Chagas no es una excepción. La principal dificultad se debe al especial curso de la infección.

Durante la fase aguda el número considerablemente grande de parásitos liberados a la sangre son fácilmente detectables por exámen microscópico directo. En cambio la fase crónica se caracteriza por la presencia de un número muy pequeño de parásitos en la sangre. El *Trypanosoma cruzi* es un microorganismo antigénicamente complejo que induce en el huésped mamífero una vigorosa y compleja respuesta inmune específica y altera en forma inespecífica y generalizada la funcionalidad del sistema inmune. La respuesta inmune defiende al huésped contra los efectos deletéreos de la invasión parasitaria desde el momento de la infección, y tiene un papel preponderante en el control del número de parásitos circulantes en el organismo (4,7).

Los métodos de diagnóstico específico consisten en: a) la demostración directa de la presencia del parásito por observación microscópica o indirectamente, por xenodiagnóstico, inoculación de animales de laboratorio y hemocultivo y b) pruebas serológicas (1, 7, 19).

a) Demostración Directa:

Cuando el número de parásitos en la sangre es grande en el período agudo de la enfermedad o durante exacerbaciones febriles en la forma crónica, se puede demostrar la presencia del parásito por observación microscópica de extensiones y gota gruesa teñida por Giemsa o Wright. En los casos crónicos o de evolución prolongada el número de tripanosomas en la sangre periférica disminuye debido a la movilización gradual del mecanismo de defensa del huésped, causando que su número decaiga marcadamente por la tercera o cuarta semana, hasta que finalmente son muy escasos para detectarse por frotis sanguíneos y es necesario recurrir a métodos indirectos para demostrar la presencia del parásito. En esta fase crónica latente de infección, que puede

durar años, los parásitos se preservan en tejidos, donde continúan multiplicándose, liberando esporádicamente pequeñas cantidades de tripanosomas a la sangre (1,19).

En cuanto a los métodos directos como frotos de sangre, estos son fijados con metanol absoluto, coloreados con Giemsa y sujetos a estudio microscópico; también puede realizarse cultivos tisulares (17). Como resultado puede identificarse *T. cruzi* a base de tripomastigotes en sangre y tripomastigotes, amastigotes y epimastigotes en cultivo (16).

Microscópicamente pueden observarse amastigotes (4-5 μ m de diámetro) en baja densidad distribuidos en corazón, músculo esquelético, intestino delgado, esófago, estómago, cerebro, riñón y lengua (9,14,20); también pueden observarse formas leishmaniales en macrófagos en la retina (19).

Pueden presentarse parasitemias transitorias en donde los tejidos son afectados, o parasitemias severas o mortales en las que los tejidos si están siendo afectados, que no pueden detectarse por los métodos de diagnóstico (9,10).

Sucedo por ejemplo, que habiendo uno o ambos riñones parasitados, el examen de orina resulte negativo. Incluso en infecciones experimentales letales, las parasitemias pueden no ser detectadas aún horas antes de la muerte (10,12).

b) Pruebas Serológicas:

La detección de anticuerpos ha sido y sigue siendo el método de elección para el diagnóstico de la infección crónica por *T. cruzi*. Las pruebas serológicas más usadas son la de fijación del complemento, hemaglutinación, aglutinación directa e inmunofluorescencia indirecta. A los cinco meses de la infección todas estas pruebas resultan positivas en los pacientes chagásicos, y la de inmunofluorescencia es la más precoz. La prueba de fijación del complemento

puede dar resultados negativos en 30 a 50% de pacientes en la fase aguda; en cambio su sensibilidad supera el 90% en enfermos crónicos, al igual que la hemaglutinación (1,4,7,18).

La hemaglutinación ocurre por formación de puentes de anticuerpos entre eritrocitos. La mayor parte de las hemaglutininas naturales son anticuerpos de la clase IgM. Debido en parte a su alta valencia serológica, estas inmunoglobulinas son muy eficaces como hemaglutininas. Funcionan bien en las pruebas ordinarias de hemaglutinación en solución salina como diluyente y, por definición son anticuerpos "completos". Debido quizá a sus menores dimensiones o a su valencia serológica más baja, los anticuerpos IgG son menos eficaces como aglutininas; siendo así, por definición anticuerpos "incompletos". Las pruebas de hemaglutinación se interpretan según el patrón de sedimentación de los eritrocitos, sea en tubos de ensayo o en placas para microtitulación; si las células forman un botón central de color rojo oscuro se dice que la prueba es negativa y se dice que es positiva si las células se diseminan de forma uniforme en todo el fondo (13).

Específicamente en la prueba de hemaglutinación indirecta para el diagnóstico de infección por *T. cruzi* el antígeno está constituido por un lisado crudo total del parásito limpiado de partículas gruesas por centrifugación. El sobrenadante es empleado para sensibilizar glóbulos rojos cuya membrana ha sido transformada, por tratamiento con ácido tánico, en una partícula inerte con alto poder de adsorción. Los hematíes sensibilizados se aglutinan en proporción directa al contenido de anticuerpos específicos en la muestra. Por su simplicidad y sensibilidad esta prueba es útil como reacción de descarte y para investigaciones epidemiológicas (4).

TRATAMIENTO

El tratamiento de la enfermedad de Chagas en humanos puede ser base de Nifurtimox, 10 mg/k/p., un compuesto que actúa tanto sobre la forma hemática como la tisular en comprimidos de 30 y 120 mg. Repartido en 3 ó 4 veces al día, durante 3 ó 4 semanas. También las Aminoquinoleínas en dosis de 10 mg. al día, combinada con 1 gr. de Tetraciclina durante 3 semanas o más, por vía oral, parece tener cierto efecto en la etapa temprana de la infección. Otro tratamiento es el Benzenidazol 600 mg. al día, fraccionada en dos dosis diarias, durante 30 días (2).

En los animales, aunque algunos autores hablan de la posibilidad de tratamiento con Nifurtimox, Nitofurfurilidina, Nitrofurazona y Nitroimidazol con resultados poco satisfactorios, otros autores recomiendan solamente la terapia sintomática, haciendo mucho énfasis en el control de vectores (15,19).

CONTROL

Los programas de control consisten esencialmente en medidas dirigidas contra los vectores. Con el tratamiento de las viviendas mediante insecticidas de efecto residual, se logra una reducción pronunciada de la infestación por triatomíneos. El insecticida de elección es el hexacloruro de benceno (gamexano), de bajo costo y poco tóxico para el hombre y otros vertebrados. Sin embargo, su efecto residual es de poca duración (cerca de un mes) y no afecta los huevos de triatomíneos. La adición de piretrinas al insecticida mejora su efecto, ya que ayuda a desalojar al vector de sus escondrijos (1,19).

V. MATERIALES Y METODOS

MATERIALES

Recursos Humanos

- Estudiante que realizó el trabajo de investigación
- Médicos Veterinarios asesores
- Personal auxiliar de los diferentes zoológicos
- Personal de laboratorio

De Laboratorio

- Kit completo para prueba de hemaglutinación indirecta **Chagatest**, producido por Weiner lab., Rosario, Argentina, conteniendo lo siguiente:
 - Reconstituyente HAI (sol. fisiológica tamponada a pH 7)
 - Antígeno HAI (liofilizado de glóbulos rojos de carnero sensibilizados con antígenos citoplasmáticos de *T. cruzi*)
 - Glóbulos Rojos no sensibilizados (suspensión al 1%)
 - Buffer HAI (solución fisiológica tamponada con fosfatos a pH 7.5 con colorante inerte)
 - Solución protéica (sol. de albúmina bovina al 10%)

- 2-Mercaptoetanol
- Suero Control (inactivado conteniendo anticuerpos contra *T. cruzi*)
- Control Negativo (suero no reactivo, inactivado)

- Microdilutores
- Policubeta con pocillos de fondo en U
- Cinta adhesiva
- Incubadora
- Centrífuga
- Tubos para centrifugar
- Baño de maría
- Pipetas serológicas
- Microgoteros
- Matraces
- Vibrador
- Algodón
- Alcohol

Recursos y Materiales de Campo

- Vehículo automotor
- Instalaciones de los diferentes zoológicos
- Redes para el manejo de los mapaches
- Anestésico (Zolazepam más Tiletamina)
- Hielera portátil
- Hielo

- Jeringas descartables de 3 c.c.
- Agujas hipodérmicas calibre 21
- Tubos de ensayo sin anticoagulante
- Gradilla
- Algodón
- Alcohol isopropílico
- Estetoscopio
- Termómetro
- Pesa
- Hojas de protocolo
- Masking tape
- Marcador permanente

Recursos Biológicos

- Mapaches (*Procyon lotor*) con más de cinco meses de estar cautivos, sin signos clínicos de enfermedad y sin importar su sexo.

Centros de Referencia

- Biblioteca Central de la Universidad de San Carlos de Guatemala
- Biblioteca de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala.
- Departamento de Documentación Oficina Sanitaria Panamericana, OPS.

METODOS

Area de estudio

La recolección de muestras se llevó a cabo en: Zoológico Nacional La Aurora, Zoológico La Jungla (IRTRA), Club Auto Safari Chapín y colección privada Villavicencio (Finca El Naranjo).

Definición del universo de estudio

El universo lo constituyen mapaches de ambos sexos, con más de cinco meses de cautiverio, sin signos clínicos de enfermedad, pertenecientes a colecciones privadas y públicas de nuestro país anuentes a participar en el estudio.

Procedimiento de campo

Luego de obtener las autorizaciones correspondientes en los distintos zoológicos se realizó la planificación del trabajo de acuerdo a los días asignados para realizar este tipo de procedimientos en cada zoológico o colección. En base a esta planificación se efectuó el desplazamiento del equipo de trabajo al campo específico con el objeto de realizar el muestreo.

Manejo de los ejemplares

Se procedió a utilizar los métodos de restricción física y restricción química para el manejo de los mapaches, con el objeto de evitar que los ejemplares sufrieran demasiada excitación. Primeramente se hizo la restricción física mediante el uso de

redes y luego se procedió a efectuar la restricción química mediante la administración de una combinación de Zolazepam más Tiletamina a razón de 5mg./kg de peso por vía intramuscular (19).

Toma de muestras

Después de 3 a 10 minutos , inducida la sedación se procedió a extraer la muestra de sangre en un volumen de 3cc. de la vena radial, y solo en dos casos en que ésta no fue accesible se tomó de la yugular. La muestra se colocó en un tubo de ensayo sin anticoagulante debidamente identificado, el cual se dejó en una gradilla por espacio de 20 minutos para permitir su coagulación y luego se transportó al laboratorio en una hielera portátil para su procesamiento.

Procesamiento de muestras

Para el procesamiento de las muestras se utilizó un kit específico para la prueba de hemaglutinación indirecta (HAI) para la detección de anticuerpos contra *T. cruzi* de marca comercial Chagatest producido por Weiner lab., Argentina, cuyo procedimiento a partir del suero obtenido es el siguiente:

Se selecciona una policubeta nueva con pocillos de fondo en U, seguido de los tres pasos descritos a continuación:

I. TITULACION SIN 2-MERCAPTOETANOL (2-ME):

1. Con microgotero de 25 ul. se coloca una gota de diluyente de sueros HAI en todos los pocillos a usar de la policubeta.
2. Se toma una alícuota de cada suero a ensayar con microdilutores de 25 ul. (uno para cada muestra). Se coloca cada microdilutor en el

primer pocillo y se rota por lo menos 10 veces para asegurar una correcta dilución de la muestra.

3. Se realizan diluciones seriadas a partir del primer pocillo (dilución $\frac{1}{2}$), pasando los microdilutores al pocillo siguiente (dilución $\frac{1}{4}$) y así sucesivamente hasta la dilución que se desea investigar.
4. Se coloca en los pocillos conteniendo las diluciones $\frac{1}{2}$ y $\frac{1}{4}$, una gota (25 ul) de Glóbulos Rojos no sensibilizados para control de heterofilia.
5. En el resto de los pocillos, se agrega una gota (25 ul) de antígeno HAI.
6. Se mezcla aplicando suaves golpes en los laterales de la policubeta.
7. Se deja en reposo a resguardo de vibraciones, durante 90 minutos.
8. Se lee a partir de los 90 minutos.

II. TITULACION CON 2-MERCAPTOETANOL:

1. Se coloca una gota de suero en el primer pocillo empleando pipetas descartables, manteniéndolas en posición vertical (una por cada suero).
2. Se diluye a $\frac{1}{2}$ agregando una gota de 2-ME al 1% a los mismos pocillos (utilizando una única pipeta descartable).
3. Se sellan estos pocillos con cinta adhesiva y se mezcla aplicando suaves golpes en los laterales de la policubeta.
4. Se incuba por 30-60 minutos a 37 °C.
5. Se retira la cinta adhesiva y se pasa un trapo húmedo por la base de la policubeta y, con un microgotero de 25 ul, se coloca una gota de

diluyente de sueros HAI en los restantes pocillos a utilizar hasta la dilución deseada.

6. Se realiza los pasos 3 a 8 descritos en la titulación I.

III. ABSORCION CON GLOBULOS ROJOS NO SENSIBILIZADOS

En sueros que presenten heterofilia los anticuerpos heterófilos pueden absorberse con glóbulos rojos no sensibilizados de la siguiente forma: en un tubo de ensayo se colocan 50 ul de GR no sensibilizados (provistos) + 50 ul de suero en ensayo. Se tapa para evitar evaporación. Se deja la suspensión durante 30 minutos a 37 °C agitando extemporáneamente. Luego se centrifuga a 2000 rpm durante 5 minutos. Del sobrenadante se toman 50 ul y se emplea como dilución $\frac{1}{2}$, colocándola en el primer pocillo. Si se emplea en titulación con 2-ME este pocillo corresponde a dilución $\frac{1}{4}$.

Los resultados se interpretan de la siguiente manera:

No Reactivo: presencia de un sedimento en forma de botón o pequeño anillo de bordes regulares.

Reactivo: formación de una película o manto que cubre el 50% o más del fondo de los pocillos.

Los resultados se anotaron en la ficha elaborada para el efecto junto al resto de la información particular de cada ejemplar (anexo 1).

Análisis de resultados

Los resultados se expresan en datos porcentuales y se presentan en las tablas correspondientes.

VI. RESULTADOS Y DISCUSION

El presente estudio se realizó en 40 mapaches que se encuentran cautivos en el Zoológico nacional La Aurora, Zoológico La Jungla del Instituto de Recreación de los Trabajadores (IRTRA), Club Auto Safari Chapín y la colección privada del Sr. Gonzalo Villavicencio en Finca El Naranjo.

La distribución de los ejemplares en los diferentes centros y según sexo es la siguiente:

Tabla No.1

	Zoológico La Aurora	Zoológico La Jungla	Auto Safari Chapín	Finca El Naranjo	Total
Machos	2	7	2	6	17
Hembras	5	5	3	10	23
Total	7	12	5	16	40

La distribución en porcentajes es la siguiente:

Tabla No.2

	Zoológico La Aurora	Zoológico La Jungla	Auto Safari Chapín	Finca El Naranjo	Total
%	17.5%	30%	12.5%	40%	100%

La muestra es bastante heterogénea, pues entre los especímenes se encuentran animales de ambos sexos, diferentes edades, diversos pesos, algunos

nacidos en el lugar, pero la mayoría provenientes de diferentes lugares del país, utilizando en cada centro diferentes tipos de alimentación, aunque podemos decir que el denominador común es el buen estado de salud de los mismos.

Especialmente en los zoológicos públicos los mapaches provienen de donaciones recibidas por parte de personas que después de comprarlos (de alguien que los capturó de su medio ambiente) y tenerlos un tiempo en su casa deciden deshacerse de ellos ya sea por el trabajo que representan, porque no cuentan con las instalaciones apropiadas para mantenerlos o simplemente porque se aburren de cuidarlos. Este es un punto importante que debe tenerse en cuenta, para hacer conciencia en la población de la depredación que se hace por parte de personas inescrupulosas y de la necesidad que existe de detener este tipo de actos ilícitos.

A cada ejemplar se le practicó un examen general al momento de recolectar la muestra, habiendo encontrado que no manifestaban signos clínicos de enfermedad, siendo los problemas más comunes que se detectaron heridas y cicatrices provocadas por peleas, así como fracturas de piezas dentales principalmente caninos por la misma causa. Se aprovechó la oportunidad de tener a los animales anestesiados para hacer limpiezas dentales en aquellos que lo necesitaban, extracción de algunas piezas fracturadas que estaban ocasionándoles problema y en el caso de las hembras se les palpó para diagnosticar preñez. En uno de los centros también se aprovechó para desparasitarlos y administrarles vacuna antirrábica.

Se pudo comprobar que la condición de peso de los animales en el zoológico La Jungla en su mayoría está por arriba de lo normal y que esto es debido a la tendencia de los mapaches a sobrealimentarse (glotonería), especialmente cuando se encuentran en cautiverio y está relacionado con el tipo de alimento que se les administra.

En la población de la Finca El Naranjo se pudo observar dos aspectos importantes. En primer lugar, la temperatura media de los animales se encontraba por arriba de lo normal a pesar de estar sanos, pero ese incremento en la temperatura corporal es debido a la temperatura ambiental elevada al momento en que se realizó el procedimiento. Además se determinó que dos de ellos presentaban una malformación en la oreja izquierda, que posiblemente obedece a una malformación congénita por exceso de consanguinidad, pues en este sitio la mayoría de los ejemplares han nacido allí mismo, hijos de los mismos padres.

En cuanto al estudio serológico, al realizar la prueba de Hemaglutinación Indirecta todos los ejemplares se encontraron negativos para anticuerpos contra *Trypanosoma cruzi* desde la dilución $\frac{1}{2}$; a pesar de ello se hizo la siguiente dilución ($\frac{1}{4}$) habiéndose encontrado todos negativos. Este resultado constituye una prueba concluyente de que los mapaches estudiados no han estado en contacto con el parásito mencionado y que por ello no presentan anticuerpos específicos. La importancia de este hallazgo es que se puede establecer que dichos animales no constituyen un reservorio del agente causal de la Enfermedad de Chagas, ya que algunos autores han demostrado que el *T. cruzi* que afecta a los prociénidos es infectiva a una gran cantidad de animales incluyendo primates y esta evidencia es de suma importancia, ya que la infección experimental de un mono (*Macaca irus*) es calificada como evidencia que presume que la variedad *T. cruzi* en prociénidos es infectiva al hombre (16).

Al hablar del diagnóstico de la tripanosomiasis crónica varios autores opinan que las pruebas serológicas son los únicos métodos confiables y dentro de ellos a la Hemaglutinación Indirecta se le atribuye un 90% de sensibilidad, lo que apoya la confiabilidad del estudio realizado. Adicionalmente como parte del control de calidad de la prueba se procesan simultáneamente un control positivo y un control

negativo con cada 8 pruebas realizadas, con el objeto de evaluar el procedimiento (1,18).

En el caso de los zoológicos y colecciones privadas al igual que en el caso de personas que mantienen a estos animales como mascotas dentro de sus casas, al encontrarse estos parasitados por *T. cruzi* representarían un potencial foco de infección no solamente para el humano sino para otras especies silvestres y domésticas que se mencionan como potenciales hospederos (1,18).

VII. CONCLUSIONES

1. Todos los ejemplares muestreados no son reactores a la prueba de Hemaglutinación Indirecta para detección de anticuerpos anti *Trypanosoma cruzi*, de donde podemos concluir que dichos animales no han estado en contacto con ese parásito.
2. Al no estar parasitados por *T. cruzi* los mapaches estudiados no son reservorios del agente causal de la zoonosis conocida como Enfermedad de Chagas.
3. El método de restricción química utilizado para el manejo de los mapaches (administración de una combinación de Zolazepam más Tiletamina por vía IM en una dosis de 5 mg/kg.) constituye un procedimiento muy efectivo y seguro, pues en todos los casos los ejemplares permitieron un fácil manejo y presentaron una recuperación rápida y sin complicaciones.
4. El kit de Hemaglutinación Indirecta para la detección de anticuerpos anti *T. cruzi* utilizado para el presente estudio además de ser muy específico es un método que supera el 90% de sensibilidad, lo cual constituye una excelente opción para investigaciones epidemiológicas y como prueba de descarte para la detección de posibles reservorios del agente causal de la Enfermedad de Chagas (1,4).
5. La toma de muestras de sangre en los mapaches es muy práctico hacerla de la vena radial, sin embargo la vena yugular constituye la segunda opción por su diámetro y ubicación.

VIII. RECOMENDACIONES

1. Promover la realización de estudios serológicos similares al presente en otras especies silvestres señaladas como reservorios de la enfermedad de Chagas, con el objeto de establecer el papel que juegan en la epidemiología de esta enfermedad en nuestro medio.
2. Promover la realización de un estudio serológico de descarte de *T. cruzi* en mapaches libres en áreas rurales aisladas de nuestro país.
3. Para efectuar este tipo de estudios con especies silvestres es muy importante contar con el equipo adecuado para facilitar el manejo de los animales y producirles el menor stress posible y además debe aprovecharse la oportunidad de la anestesia para realizar un examen clínico de los especímenes así como procedimientos menores de rutina tales como limpiezas dentales, desparasitación, vacunación, etc.
4. Debe promoverse la realización de nuevos estudios en especies silvestres con el objeto de aportar conocimientos para la práctica veterinaria de las mismas en nuestro medio, ya que la información disponible es muy limitada.
5. Implementar campañas de educación a nivel público con el objeto de hacer conciencia en la población del daño que se les hace a los animales silvestres al sacarlos de su habitat natural y las dificultades que enfrenta el propietario al pretender tenerlos como mascotas.

IX. RESUMEN

El *Trypanosoma cruzi* es un hemoparásito protozoario flagelado que parasita diversos mamíferos, incluyendo al hombre y fue identificado en 1909 por el brasileño Carlos Chagas como el agente causal de la zoonosis conocida como Enfermedad de Chagas en humanos. La distribución de esta enfermedad es desde el sur de los Estados Unidos hasta Argentina y Chile, lo cual la constituye un problema de salud pública en el continente americano (1).

Varias especies de mamíferos silvestres sirven de reservorios en diferentes situaciones ecológicas y algunos autores describen al mapache (*Procyon lotor*) como uno de los principales reservorios del parásito en América del Norte. Esta evidencia hace indispensable que se realicen estudios que nos permitan conocer si en nuestro medio, donde los mapaches en los últimos años se han convertido en mascotas comunes, también sufren de esta parasitosis y por lo tanto representen una potencial fuente de contaminación para el humano (9,10,14).

La infección se transmite por hemipteros de la familia *Reduviidae*, subfamilia *Triatominae*, y de éstos en Guatemala 3 especies han sido identificadas como las transmisoras: *Triatoma dimidiata*, *Rhodnius prolixus* y *Triatoma nitida* (2). Estos triatomíneos se infectan al ingerir sangre de un vertebrado con parasitemia, el parásito se multiplica en su intestino y en unos 20 días empieza a eliminar tripanosomas con sus heces. Tanto el hospedero intermediario como el hombre se infectan por medio del vector, ya que este se alimenta de la sangre de

ellos, defeca y deposita con las heces tripanosomas metacíclicos en la piel, los cuales penetran por la herida al rascarse o restregarse el hospedero (1, 12, 14).

En el hombre tras un período de incubación de 7 a 14 días se inicia la enfermedad, de la cual se reconocen tres fases: aguda, indeterminada y crónica. La fase aguda puede tener un curso desde asintomático a una enfermedad grave y fatal, afecta principalmente a niños caracterizándose por pirexia alta, intermitente o continua que puede acompañarse de miocarditis con dilatación cardíaca, hipotensión y taquicardia. En cerca del 50% de los niños puede presentarse edema palpebral, conjuntivitis, adenopatía regional y la queratitis es frecuente. La agresión al sistema nervioso central puede manifestarse por una encefalomielitis o meningoencefalitis. Hay casos en los que está comprometido el aparato digestivo con vómitos y diarrea. Luego de la fase aguda que dura de 3 a 4 semanas la fase indeterminada es asintomática y dura por tiempo indefinido o adopta la forma crónica, la cual se presenta en un 10 a 30% de los casos y la cardiopatía chagásica es la forma mas común e importante y se presenta a los 10 o 15 años de la fase aguda (1,18).

Para el diagnóstico de la enfermedad existen métodos de demostración directa y pruebas serológicas. Los métodos de demostración directa son efectivos solamente durante la fase aguda de la enfermedad o durante exacerbaciones febriles cuando es posible demostrar la presencia del parásito por observación microscópica de extensiones y gota gruesa teñidos con Giemsa o Wright. Las pruebas serológicas han sido y siguen siendo el método de elección para el diagnóstico de la infección crónica. Dentro de ellas se encuentran la fijación del complemento, hemaglutinación, aglutinación directa e inmunofluorescencia indirecta, de las cuales las dos primeras ofrecen un 90% de sensibilidad en enfermos crónicos (1,4,7).

Por esa razón para el presente estudio se eligió la prueba de hemaglutinación indirecta y para el efecto se tomó muestras de sangre de la vena

radial de 40 mapaches que se encuentran en cautiverio en diferentes zoológicos de nuestro país, con el objeto de determinar el estado actual de la seroprevalencia de *Trypanosoma cruzi* en los mismos. Las muestras se colectaron en tubos de ensayo sin anticoagulante y a partir del suero se practicó el examen mencionado mediante el uso de un kit específico denominado Chagatest (Weiner Lab., Argentina).

El resultado obtenido al examen de hemaglutinación indirecta de los 40 ejemplares es negativo para anticuerpos contra ese hemoparásito y por lo tanto se concluye que dichos ejemplares no han estado en contacto con el parásito y asimismo no son reservorios del agente causal de la zoonosis denominada Enfermedad de Chagas en el hombre.

X. ANEXOS

HOJA DE PROTOCOLO

DATOS DE EJEMPLARES MUESTREADOS

LOCALIDAD: _____ **FECHA:** _____

IDENTIFICACION	SEXO	PESO	EDAD	TEMP. °C	RESULTADO

32

HOJA DE PROTOCOLO

DATOS DE EJEMPLARES MUESTREADOS

LOCALIDAD: ZOOLOGICO NACIONAL "LA AURORA " FECHA: 7 SEPTIEMBRE 1998.

IDENTIFICACION	SEXO	PESO	EDAD	TEMP. °C	RESULTADO
017-821-017	HEMBRA	15 LB.	2 AÑOS	38.1 °C	NEGATIVO
016-830-605	HEMBRA	12 LB.	5 AÑOS	38.6 °C	NEGATIVO
020-605-086	HEMBRA	16 LB.	8 AÑOS	37.8 °C	NEGATIVO
027-016-314	MACHO	12 LB.	1 AÑO	38.3 °C	NEGATIVO
014-001-264	HEMBRA	12 LB.	12 AÑOS	38.4 °C	NEGATIVO
017-622-314	MACHO	18 LB.	12 AÑOS	38.8 °C	NEGATIVO
013-381-884	HEMBRA	15 LB.	3 AÑOS	39.0 °C	NEGATIVO

TABLA No. 3

*** EJEMPLARES IDENTIFICADOS POR MICROCHIP**

HOJA DE PROTOCOLO

DATOS DE EJEMPLARES MUESTREADOS

LOCALIDAD: ZOOLOGICO "LA JUNGLA", IRTRA FECHA: 17 SEPTIEMBRE 1998

IDENTIFICACION	SEXO	PESO	EDAD	TEMP. °C	RESULTADO
# 10	MACHO	18 LB.	6 AÑOS	38.8 °C	NEGATIVO
# 9	HEMBRA	17 LB.	8 AÑOS	38.1 °C	NEGATIVO
# 20	MACHO	18 LB.	5 AÑOS	38.3 °C	NEGATIVO
# 24	HEMBRA	16 LB.	8 AÑOS	38.0 °C	NEGATIVO
# 11	HEMBRA	11 LB.	3 AÑOS	38.0 °C	NEGATIVO
MACHO 3 AÑOS SIN #	MACHO	10 LB.	3 AÑOS	38.9 °C	NEGATIVO
MACHO 1 AÑO SIN #	MACHO	13 LB.	1 AÑO	39.3 °C	NEGATIVO
# 40	MACHO	24 LB.	10 AÑOS	37.8 °C	NEGATIVO
# 5	HEMBRA	15 LB.	12 AÑOS	37.6 °C	NEGATIVO
MACHO VIEJO # 10	MACHO	18 LB.	12 AÑOS	37.5 °C	NEGATIVO
# 44	MACHO	13 LB.	10 AÑOS	38.7 °C	NEGATIVO
HEMBRA S/COLA S/#	HEMBRA	10 LB.	5 AÑOS	39.2°C	NEGATIVO

34

Tabla No. 4

* EJEMPLARES IDENTIFICADOS MEDIANTE SISTEMA DE MUESCAS EN OREJA

HOJA DE PROTOCOLO

DATOS DE EJEMPLARES MUESTREADOS

LOCALIDAD: AUTO SAFARI CHAPIN FECHA: 22 SEPTIEMBRE 1998

IDENTIFICACION	SEXO	PESO	EDAD	TEMP. °C	RESULTADO
HEMBRA PREÑADA	HEMBRA	12 LB.	3 AÑOS	37.3 °C	NEGATIVO
MACHO VIEJO	MACHO	11 LB.	12 AÑOS	38.3 °C	NEGATIVO
MACHO JOVEN	MACHO	10 LB.	5 AÑOS	38.0 °C	NEGATIVO
HEMBRA JOVEN A	HEMBRA	11 LB.	3 AÑOS	39.0 °C	NEGATIVO
HEMBRA JOVEN B	HEMBRA	10 LB.	4 AÑOS	39.0 °C	NEGATIVO

35

Tabla No. 5

***EJEMPLARES CARECEN DE SISTEMA DE IDENTIFICACION**

HOJA DE PROTOCOLO

DATOS DE EJEMPLARES MUESTREADOS

LOCALIDAD: FINCA "EL NARANJO" FECHA: 22 SEPTIEMBRE 1998

IDENTIFICACION	SEXO	PESO	EDAD	TEMP. °C	RESULTADO
HEMBRA A, R.13	HEMBRA	8 LB.	3 AÑOS	39.1 °C	NEGATIVO
HEMBRA PRE. A, R.13	HEMBRA	9 LB.	3 AÑOS	39.8 °C	NEGATIVO
HEMBRA PRE B, R.13	HEMBRA	8 LB.	3 AÑOS	39.9 °C	NEGATIVO
MACHO S/OREJA, R.13	MACHO	9 LB.	3 AÑOS	40.6 °C	NEGATIVO
MACHO A, R.13	MACHO	10 LB.	4 AÑOS	41.0 °C	NEGATIVO
MACHO B, R.13	MACHO	13 LB.	4 AÑOS	41.1 °C	NEGATIVO
HEMBRA PRE. C, R.13	HEMBRA	10 LB.	5 AÑOS	41.0 °C	NEGATIVO
MACHO C, R.13	MACHO	13 LB.	3 AÑOS	40.5 °C	NEGATIVO
MACHO D, R.13	MACHO	9 LB.	4 AÑOS	40.6 °C	NEGATIVO
HEMBRA PRE., R.10	HEMBRA	13 LB.	6 AÑOS	38.5 °C	NEGATIVO
MACHO, R.10	MACHO	16 LB.	6 AÑOS	40.2 °C	NEGATIVO
HEMBRA A, R.10	HEMBRA	7 LB.	1 AÑO	40.1 °C	NEGATIVO
HEMBRA B, R.10	HEMBRA	7 LB.	1 AÑO	40.2 °C	NEGATIVO
HEMBRA S/DEDO, R.10	HEMBRA	7 LB.	1 AÑO	39.9 °C	NEGATIVO
HEMBRA JOVEN, R.10	HEMBRA	6 LB.	1 AÑO	40.3 °C	NEGATIVO
HEMBRA S/OJO, R.10	HEMBRA	9 LB.	6 AÑOS	39.3 °C	NEGATIVO

Tabla No. 6

*EJEMPLARES CARECEN DE SISTEMA DE IDENTIFICACION
(PRE = PREÑADA, S/ = SIN, R. = RECINTO)

XI. BIBLIOGRAFIA

1. ACHA, P.; SZYFRES, B. 1986. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 2 ed. Washington, E.E.U.U., Organización Panamericana de la Salud. p. 590-602. (Publicación científica No. 503).
2. AGUILAR, F. 1971. Enfermedad de chagas en Guatemala. *Revista del Colegio Médico (Guatemala)*. 22(4):6-10.
3. BORCHERT, A. 1964. *Parasitología veterinaria*. Trad. por Miguel Codero del Campillo. Zaragoza, Esp., Acribia. 745 p.
4. CURA, E. N.; TITTO, E.; SEGURA, E.L. 1992. El diagnóstico y su control de calidad en la infección por *Trypanosoma cruzi*. In Simposio Satélite. 1992. Actualizaciones en la enfermedad de Chagas. Ed. por Roberto José Madoery, et al. Córdoba, Arg., Organismo Oficial del Congreso Nacional de Medicina. p. 125-132.
5. EMMONS, L. 1986. *Neotropical rainforest mammals; A field guide*. Chicago, E.E.U.U., The University Chicago Press. 564 p.
6. FOWLER, M. 1986. *Zoo & wild animal medicine*. 2 ed. Philadelphia, E.E.U.U., Saunders. 1127 p.
7. FRASCH, A.C.C.; REYES, M.B.; SANCHEZ, D.O. 1994. Diagnóstico de la enfermedad de Chagas: presente y futuro. In OPS (Washington). 1994. La enfermedad de Chagas y el sistema nervioso. Washington, OPS. c.3, p. 53-60.
8. JANSON, T. 1981. *Animales de Centroamérica*. Guatemala, Piedra Santa. 122 p.
9. JOHN, D.; HOPE, K. 1986. *Trypanosoma cruzi* from wild racoons in Oklahoma. *American Journal of Veterinary Residents (E.E.U.U.)*. 47(5):1056-1059.



10. KARSTEN, V.; DAVIS, C.; KUHN, R. 1992. *Trypanosoma cruzi* in wild racoons and opossums in North Carolina. *Journal of Parasitology* (E.E.U.U.). 78(3):547-549.
11. LAPAGE, G. 1971. *Parasitología veterinaria*. Trad. por Roberto Carrasco Ruiz. México, D.F., CECSA. 790 p.
12. McKEEVER, S.; GORMAN, G.; NORMAN, L. 1958. Occurrence of *Trypanosoma cruzi*-like organisms in some mammals from southwestern Georgia and northwestern Florida. *Journal of Parasitology* (E.E.U.U.). 44(6):583-587.
13. MORILLA, A.; BAUTISTA, C. 1986. *Manual de inmunología*. México, D.F., Diana. p. 81-88.
14. OLSEN, P.; et al. 1964. Incidence of *Trypanosomsa cruzi* (Chagas) in wild vectors and reservoirs in East-Central Alabama. *Journal of Parasitology* (E.E.U.U.). 50(5):599-603.
15. QUIROZ, H. 1984. *Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos*. México, D.F., Limusa. 876 p.
16. SCHAFFER, G.; et al. 1978. Hematotropic parasites of translocated racoons in the Southeast. *Journal of American Veterinary Medical Association* (E.E.U.U.). 173(9):1148-1151.
17. TELFORD, S.; FORRESTER, D. 1991. Hemoparasites of racoons (*Procyon lotor*) in Florida. *Journal of Wildlife Disease* (E.E.U.U.). 27(3):486-490.
18. VELASCO CASTREJON, O.; GUZMAN BRACHO, C.; IBAÑEZ-BERNAL, S. 1993. Enfermedad de Chagas. In Sepúlveda Amor, J. 1993. *Enfermedades tropicales en México; Diagnóstico, tratamiento y distribución geográfica*. México. s.n. c.3, p. 280-292. (Quinta Unidad: Enfermedades Parasitarias).
19. WALLACH, J.; BOEVER, W. 1979. *Diseases of exotic animals; Medical and surgical management*. 4 ed. Philadelphia, E.E.U.U., Saunders. 2300 p.



20. ZELEDON, R.; et al. 1975. Epidemiological pattern of chagas disease in an endemic area of Costa Rica. American Journal of Tropical Medicine and Hygiene (E.E.U.U.). 24(2):214-224.

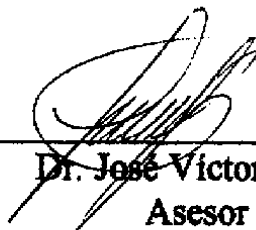




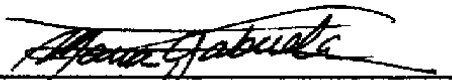
Br. Luciano Moscoso Montoya



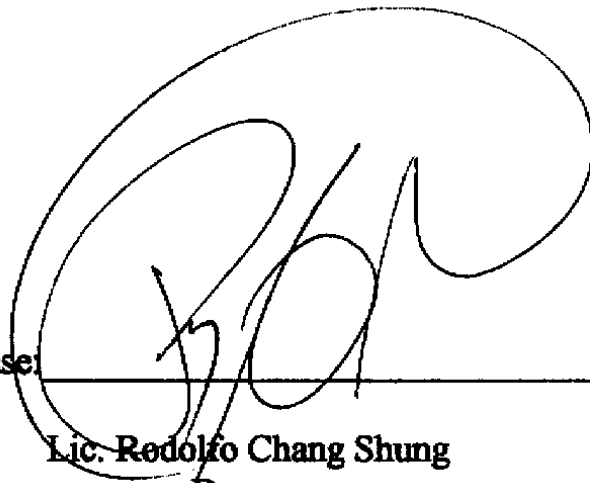
**Dr. Gustavo Adolfo Gonzalez
Asesor Principal**



**Dr. José Víctor Cajas
Asesor**



**Dra. María Gabriela López
Asesor**



Imprimase:

**Lic. Redolfo Chang Shung
Decano**

