

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS



BIONOMIA DE *Lutzomyia* spp. (DIPTERA: PSYCHODIDAE) VECTORES DE  
LEISHMANIASIS CUTANEA LOCALIZADA EN EL AREA ENDEMICA DEL EJIDO LA  
LIBERTAD, ESCARCEGA, CAMPECHE, MEXICO.

TESIS

PARA OPTAR AL GRADO DE MAESTRO EN CIENCIAS CON ESPECIALIDAD EN  
ENTOMOLOGIA MEDICA

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

PRESENTA

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

BIOL. EDUARDO ALFONSO REBOLLAR TELLEZ

MONTERREY, NUEVO LEON

JUNIO 1995

TM

Z53

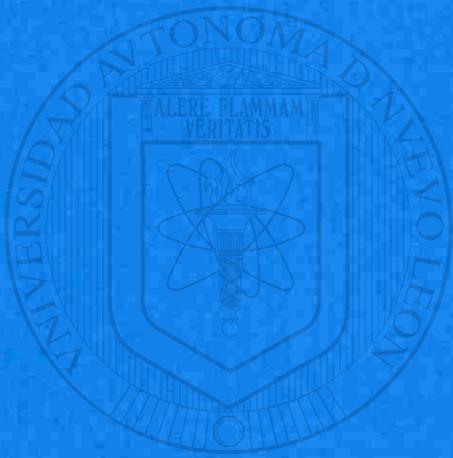
FEB

1994

R4



1020112170



# UANL

---

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN<sup>®</sup>  
DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS



BIONOMIA DE *Lutzomyia* spp. (DIPTERA: PSYCHODIDAE) VECTORES DE  
LEISHMANIASIS CUTANEA LOCALIZADA EN EL AREA ENDEMICA DEL EJIDO LA  
LIBERTAD, ESCARCEGA, CAMPECHE, MEXICO.

TESIS

PARA OPTAR AL GRADO DE MAESTRO EN CIENCIAS CON ESPECIALIDAD EN  
ENTOMOLOGIA MEDICA

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS PRESENTA

BIOL. EDUARDO ALFONSO REBOLLAR TELLEZ

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON  
FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS  
SUBDIRECCION DE POSTGRADO

**"BIONOMIA DE *Lutzomyia* SPP. (DIPTERA: PSYCHODIDAE)  
VECTORES DE LEISHMANIASIS CUTANEA LOCALIZADA EN EL  
AREA ENDEMICA DEL EJIDO "LA LIBERTAD", ESCARCEGA,  
CAMPECHE, MEXICO.**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRO EN CIENCIAS CON  
ESPECIALIDAD EN ENTOMOLOGIA MEDICA

PRESENTA

**BIOL. EDUARDO ALFONSO REBOLLAR TELLEZ**

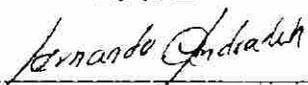
COMISION DE TESIS

  
M. C. FILIBERTO REYES VILLANUEVA

PRÉSIDENTE

  
M. C. ROBERTO MERCADO HERNANDEZ,  
SECRETARIO

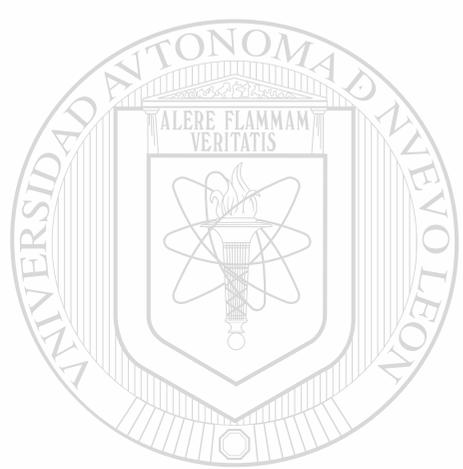
  
DR. ILDEFONSO FERNANDEZ SALAS  
VOCAL

  
DR. FERNANDO J. ANDRADE NARVAEZ  
ASESOR EXTERNO

MONTERREY, NUEVO LEON

JUNIO DE 1995

TH  
Z5305  
FCB  
1995  
R4



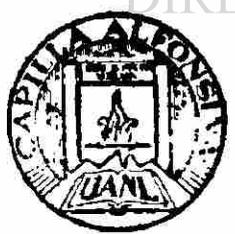
# UANL

---

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN



DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

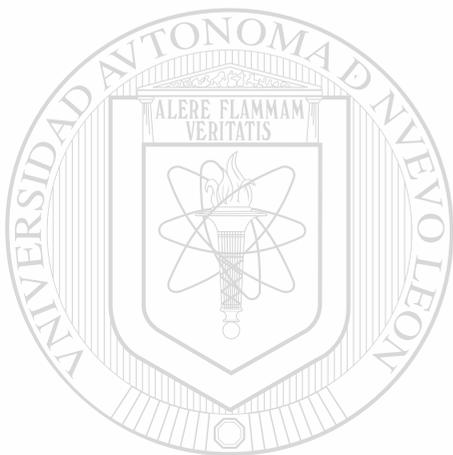


**FONDO TESIS**

## INDICE

RESUMEN	i
SUMMARY	ii
I- INTRODUCCION	1
II- JUSTIFICACION	2
III- ANTECEDENTES	3
3.1- Historia y distribución de la enfermedad	3
3.2- Leishmaniasis cutánea localizada en la Península de Yucatán	5
3.3- Distribución y clasificación del vector	6
3.4- Biología del vector	9
3.4.1- Alimentación	9
3.4.2- Reproducción	12
3.5- Biología del parásito en el vector	17
IV- OBJETIVOS	21
V- HIPOTESIS	22
VI- MATERIAL Y METODOS	23
6.1- Descripción del área de estudio	23
6.2- Identificación de flebótomos	23
6.3- Determinación de la tasa de picadura de especies antropofílicas y su relación con parámetros ambientales	24
6.4- Determinación de la estructura de edades, ciclo gonotrófico y tasa de sobrevida	25
6.5- Análisis de la relación reservorio-vector	26
6.6- Estudio sobre los sitios de reposo y/o desarrollo larval de flebótomos	27
VII- RESULTADOS	29
7.1- Determinación de la tasa de picadura de especies antropofílicas del género <i>Lutzomyia</i> y su relación con parámetros ambientales	29
7.2- Determinación de la estructura de edades, ciclo gonotrófico y tasa de sobrevida	30
7.3- Análisis de la relación reservorio-vector	31
7.4- Sitios de reposo y/o desarrollo larval de insectos flebótomos	32
VIII- DISCUSION	34
8.1- Dinámica poblacional, tasa de picadura, de infección y sobre el rol de <i>Lu. cruciata</i> como vector	34
8.2- Estructura de edades, ciclo gonotrófico y tasa de sobrevida de <i>Lu. cruciata</i>	37

8.3- Análisis de la relación reservorio-vector	39
8.4- Sitios de reposo y/o desarrollo larval de insectos flebótomos	40
<b>XIX- CONCLUSIONES</b>	<b>42</b>
<b>X- LITERATURA CITADA</b>	<b>43</b>



# UANL

---

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS



## RESUMEN

En este estudio la única especie atraída en cebo humano fue *Lutzomyia cruciata*, cuyas poblaciones fueron más abundantes durante los meses de Enero (22.8%), Febrero (15.0%) y Marzo (34.79%). El pico (34.0%) de actividad horaria se ubicó entre las 1800 a 1900 h, con picos descendentes hasta las 2200 h. La relación entre las capturas con la humedad relativa mostró que *Lu. cruciata* fué más activa cuando la humedad relativa estaba entre 88 a 100%. La ecuación de regresión para analizar las capturas de *Lu. cruciata* en relación a la humedad relativa, fué  $Y = -17.186 + 0.026X$  ( $r = 0.637$ ). La relación de *Lu. cruciata* con la temperatura indicó que temperaturas entre 19 a 22 °C indujeron una mayor actividad en este insecto. La dependencia de las capturas de *Lu. cruciata* con la temperatura fué explicada con la ecuación de regresión cuadrática  $Y = -14.82 + 1.49X + (-0.033)X^2$ , ( $r^2 = 0.790$ ). Por otra parte, con el análisis de correlaciones cruzadas se obtuvo un estimador de la duración del ciclo gonotrófico de seis días. La tasa de sobrevivencia por ciclo fué de 0.503 y la diaria de 0.89. En capturas con cebo animal, la única especie atraída a roedores fué *Lu. olmeca olmeca*, aunque en densidades muy bajas. Por último, madrigueras de pequeños mamíferos como armadillos, agutí etc., fueron los sitios con mayores capturas de insectos flebótomos en trampas de emergencia (566 individuos). Se colectaron un total de siete especies en tales lugares. La mayor abundancia poblacional ocurrió en los meses de Febrero (26.5%) y Marzo (23.67%) y las principales especies fueron *Lu. deleari* (72.08%) y *Brumptomyia hamata* (15.19%).

## SUMMARY

In this study the only species caught in human bait catches was *Lutzomyia cruciata*. Population was more abundant during the months of January (22.8%), February (15.0%) and March (34.79%). The peak of time activity was comprised between 1800 to 1900 h, with lower peaks through 2200 h. Relationship between catches and humidity showed that *Lu. cruciata* was more active with levels of humidity between 88 to 100%. The linear regression equation used to analyze catches of *Lu. cruciata* according with humidity levels was  $Y = -1.186 + 0.026X$  ( $r = 0.637$ ). On the other hand, temperatures between 19 to 22 °C triggered the biting behaviour in this species. Dependence of catches with temperature was better explained with a polynomial regression  $Y = -14.82 + 1.49X + (-0.033)X^2$ , ( $r^2 = 0.790$ ). Additionally, with the cross correlations analysis it was obtained an estimate of six days for the gonotrophic cycle length. Survival rate per cycle was 0.503 and daily survivorship was 0.89. In animal bait catches, the only species attracted to rodents was *Lu. olmeca olmeca*, although in very low densities. Finally, burrows of small mammals such as armadillo and agouti were the places with highest catches of phlebotomine sand flies, using emergence-traps (566 individuals). Seven species of sand flies were collected in such places. The highest population abundance was recorded during the months of February (26.5%) and March (23.67%). The main species were *Lu. deleoni* (72.08%) and *Brumptomyia hamata* (15.19%).

## DEDICATORIA

Deseo dedicar esta tesis a mis adorados padres Sr. Pedro Rebollar Benítez y Sra. Ma. del Consuello Téllez de Rebollar, quienes siempre han sido para mí un ejemplo a seguir y quienes me han orientado siempre por el buen camino con paciencia, buenos consejos y sobre todo amor.

A mis hermanos Pedro Gerardo, Nora Martha y Luis Antonio por ser unos buenos hermanos y que siempre me han apoyado en las buenas y en las malas.

A mi cuñado Luis M. Cocha y mis adorables sobrinos Lougi Aldo y Luis Raul con quienes deseo compartir este humilde trabajo.

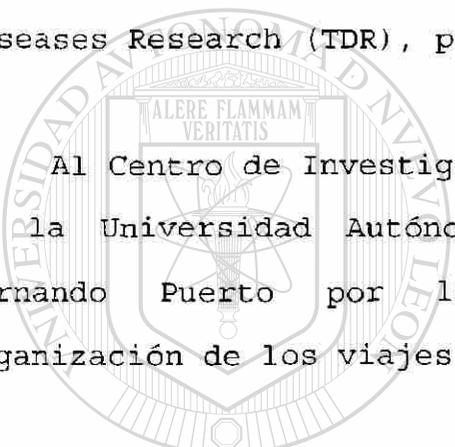
A las familias Téllez-Tinoco y Téllez del Río, por toda su ayuda recibida durante mis viajes a la ciudad de México.

## AGRADECIMIENTOS ESPECIALES

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por otorgarme una beca para la realización de mis estudios de postgrado.

A la Organización Mundial de la Salud por su financiamiento al proyecto de Leishmaniasis (México) a través del Tropical Diseases Research (TDR), proyecto ID 900248.

Al Centro de Investigaciones Regionales "Dr. Hideyo Noguchi" de la Universidad Autónoma de Yucatán y a su director Dr. Fernando Puerto por las facilidades otorgadas para la organización de los viajes de campo.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN<sup>®</sup>  
DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

## AGRADECIMIENTOS

Deseo agradecer al maestro y amigo M. en C. Filiberto Reyes Villanueva quien me enseñó los principios básicos en la formación de un investigador y además dirigió acertadamente esta tesis.

Al Dr. Fernando J. Andrade Narvaez (Universidad Autónoma de Yucatán), coordinador general del programa Leishmaniasis en México, por haberme apoyado en forma ilimitada en la realización del trabajo de campo en este estudio.

Al Dr. Ildefonso Fernandez Salas por su participación en la comisión de tesis, además de haber sido un buen ejemplo a seguir.

Al M. en C. Roberto Mercado Hernandez por sus comentarios y sugerencias al escrito de esta tesis.

A la M. en C. Nelly Albertos Alpuche por su valiosa amistad y apoyo desinteresado durante mi estancia en el departamento de Inmunología, CIR Dr. Hideyo Noguchi.

A la M Sc. Nicole Van Wynsberghe quien co-dirigió esta tesis  
y con quien compartí inolvidables momentos durante nuestros viajes de campo.

Al Dr. Chad P. McHugh (Department of the Air Force, Brooks, TX) por la revisión de datos y análisis del modelo de series de tiempo.

Al Dr. David N. Bown (PAHO, Guatemala), por sus invalubles consejos y observaciones sobre métodos de muestreo.

A los maestros que influyeron en mi formación profesional:  
Dr. Jaime García Pérez, Biol. Armando J. Gómez Sánchez y M. en C. Humberto Quiroz Martínez.

A todas aquellas personas que hicieron grata mi estancia en la ciudad de Mérida, Yucatán: Silvia Canto, Alberto Vargas, Alma Gloria Damian, Ana Gisela, Nubia Amor, Guillermo Valencia, Maria Fidelia, Raul Kuk, Mateo Itza, Marina Vera, Sandra, Fanny, Rocío Araujo, Armando y Doña Maru.

A mis cuates de "pijamadas" Biols. Martín Reyna Nava, Ricardo Muñoz, Daniel Martinez, Guillermo Herrera, Esteban Pinedo, Luis A. Marrufo Luevano.

A mis amigos de la carrera Biols. Adriana Martín del Campo, Miguel A. de Lara, Gerardo J. Botello y especial agradecimiento al M. en C. Salvador Flores Breceda por su ayuda en los análisis estadísticos.

A mis amigos y compañeros de la maestría: Adriana Solis Santarria, Jorge Pascual, Ezequiel Magallón Gastelum, Cecilia Trujillo García, Rosario Nájera Vázquez, Felipe Ramos Gutierrez, Julian García Rejón y Hortensia Murillo Sánchez.

A la Biol. Nereida J. Velázquez Quintana por ser una gran amiga y por su ayuda en la elaboración de gráficas.

A los mejores estudiantes que han pasado por la maestría de entomología Médica: M. en C. José Andrés Alvarado Castro y M. en C. Jaime Abraham Juárez Sandoval, amigos de quienes aprendí muchas cosas sobre el estudio de mosquitos y afines.

A todas aquellas personas que involuntariamente omita y de que de una u otra forma participaron en la elaboración de esta tesis.

A Metallica por ser el grupo de rock que todo entomólogo médico desea escuchar.

## 1- INTRODUCCION

Las Leishmaniasis son padecimientos endémicos en muchas áreas de la América tropical donde se les considera un grave problema de salud pública. La enfermedad en la región es básicamente una zoonosis donde los humanos son hospederos incidentales (Grimaldi y Tesh 1993). En el Nuevo Mundo el género *Leishmania* tiene una distribución geográfica, ecología y epidemiología únicas. El mantenimiento del ciclo de transmisión para todos estos parásitos involucra a diversas especies de mamíferos silvestres, los cuales sirven como reservorios y a los insectos flebótomos del género *Lutzomyia* que sirven como vectores (Grimaldi et al. 1989).

La enfermedad tiene una amplia variedad de manifestaciones clínicas y los parásitos son capaces de causar en el humano un espectro de enfermedad más que una sola forma clínica como se había creído previamente. Las leishmaniasis en el Nuevo Mundo pueden ser agrupadas en dos categorías clínicas: leishmaniasis visceral (LV) y leishmaniasis cutánea (LC). Esta última categoría incluye una variedad de formas que son comúnmente referidas por sus características clínicas: leishmaniasis cutánea localizada (LCL), leishmaniasis mucocutánea (LM) y leishmaniasis cutánea diseminada (LCD).

En nuestro país y en especial en la península de Yucatán, la principal forma clínica es la cutánea localizada (LCL). Datos epidemiológicos, clínicos y de reservorios han sido obtenidos en un foco bien estudiado en el Estado de Campeche; sin embargo,

poco se sabe sobre la identidad y comportamiento del vector en esta zona.

Para el continente americano se consideran 26 especies y/o subespecies capaces de transmitir la enfermedad (Young y Lawyer 1987). Para México, Vargas (1981) reporta 39 especies de Phlebotominae, de las cuales solo cuatro están incluidas dentro de las especies confirmadas ó bajo sospecha de ser vectoras, según Young y Lawyer (1987); estas especies son *Lutzomyia longipalpis* (Lutz & Neiva), *Lu. olmeca olmeca* (Vargas & Diaz-Nájera), *Lu. panamensis* (Shannon) y *Lu. ylephiletor* (Fairchild & Hertig).

## 2- JUSTIFICACION

Hasta la fecha la Leishmaniasis cutánea localizada permanece como un verdadero problema de salud pública en el área de la península de Yucatán. Estudios previos han demostrado, sin lugar a dudas, que la transmisión es focal y selvática. No existe al momento alguna estrategia de control. Cualquier medida para interrumpir el ciclo de transmisión mediante una intervención dirigida a los vectores no parece prometedora, dado el desconocimiento de la biología de estas especies, que incluye aspectos tan básicos como la localización de los sitios de desarrollo larval.

Es por ello que en el presente estudio, se hizo énfasis en investigar el grado de asociación que existe entre las especies de roedores y de *Lutzomyia* que coexisten en la zona selvática aledaña al ejido "La Libertad", Escárcega, Campeche; para

elaborar un posible esquema de control de la enfermedad y romper el ciclo de transmisión al nivel de la interacción reservorio - vector.

Así mismo, como información adicional es la determinación de la estructura de edades que presenta la población del vector cuando ocurre el pico de transmisión.

### **3- ANTECEDENTES**

#### 3.1- Historia y Distribución de la enfermedad.

Según Diego López Cogolludo en 1688, las Leishmaniasis existían en América pre-Colombina. El autor relata que los primeros Franciscanos que intentaron convertir a los Itzáes del Petén, encontraron numerosos indígenas con las "orejas podridas". En 1927 se publicó el hallazgo de idolillos de piedra con las "orejas comidas", mutilaciones que no parecían debidas al tiempo, sino hechas *ex profeso*. En 1912, se describió la primera leishmaniasis tegumentaria en México, llamada "úlceras de los chicleros" (Seidelin 1912). Por otra parte, en cuanto al origen de la Leishmaniasis visceral en el Nuevo Mundo, también se ha especulado que sea un padecimiento autóctono y que no fue introducido por los españoles durante la conquista del continente. Esto basado en las diferencias taxonómicas y morfológicas de los flebotómos del Nuevo y Viejo Mundo (Adler y Theodor 1957).

Se considera que en nuestro país, existen al menos tres formas clínicas de Leishmaniasis: cutánea localizada ó úlcera de los chicleros (LCL.), cutánea diseminada (LCD) y visceral ó

kala-azar (LV) (Velasco-Castrejón 1987). Se puede decir que las Leishmaniasis se extienden desde el río Bravo, por el Norte, hasta el río Suchiate, por el Sur, particularmente por la costa del Golfo de México. Clásicamente se habla de tres principales zonas de endemia: la del Sureste que abarca desde el Sur de Veracruz hasta Quintana Roo y Chiapas, la del Norte que afecta a Tamaulipas, Nuevo León, Coahuila, y la Huasteca Potosina. Y la del Kala-azar que se presenta en los Estados de Puebla, Guerrero, Morelos, Oaxaca y Michoacán (Velasco- Castrejón 1987).

En el Noreste de México, el mismo autor reportó la presencia de leishmaniasis cutánea difusa en el Norte de Nuevo León. En 1970 se reportaron dos casos autóctonos de leishmaniasis anérgica difusa en la región carbonífera de Coahuila (Ramos 1970). Recientemente Velasco-Castrejón et al. (1989) reportaron dos casos adicionales para el mismo Estado norteco.

Por otra parte, en Texas, E. U. A., se han reportado cuatro casos autóctonos de leishmaniasis cutánea, ocasionada por *L. mexicana* (Biagi), donde se distribuye *Lutzomyia diabolica* (Hall), vector sospechoso en esa región (Gustafson et al. 1985). Al respecto Endris et al. (1987), mencionan estar de acuerdo sobre el papel que desempeña *Lu. diabolica*, debido a su marcado hábito antropofílico, pero además mencionan que probablemente *Lu. anthophora* (Addis) sirve como un vector enzoótico en ese foco ubicado en la frontera entre ambos países.

También Craig et al. (1986) describieron el caso de un gato con lesiones en las orejas. Después de realizar una biopsia

encontraron a los amastigotos de *L. mexicana*. Posteriormente en 1990 se logró aislar a *Leishmania mexicana* en ratas silvestres de la especie *Neotoma micropus* Baird, en el mismo estado norteamericano (McHugh et al. 1990). La caracterización biológica y bioquímica de la cepa reveló que era idéntica a las aisladas de los casos humanos. Además se logró el aislamiento de *L. mexicana* en hembras del flebótomo *Lutzomyia anthophora* (Grogl et al. 1991). El perfil de isoenzimas fué igual al de los aislados de casos humanos y del aislado de *N. micropus* (McHugh et al. 1993).

### 3.2.- Leishmaniasis cutánea localizada en la Península de Yucatán.

El Programa de Estudio, Vigilancia y Control de la Leishmaniasis de la Organización Mundial de la Salud, tiene un Centro de Referencia en la Universidad Autónoma de Yucatán. Ahí se iniciaron en 1987 varios estudios que han conducido a un conocimiento actualizado de la enfermedad en toda la Península. En dicho programa se ha determinado que la incidencia anual es de 5.08 por cada 1 000 habitantes (Andrade-Narváez et al. 1990). Además se han identificado los factores de riesgo asociados con la adquisición de la infección, mediante un estudio retrospectivo de casos - controles, encontrándose que la población expuesta se compone de hombres entre 15 - 45 años de edad; principalmente el grupo etario de 35 - 39 años (65%) que frecuentan el campo para desarrollar labores agrícolas. Esto sugirió que la transmisión era selvática (Andrade-Narváez et al.

1992).

Por otra parte, en cuanto a los vectores potenciales, se realizó un estudio para determinar el grado de antropofilia de las especies de *Lutzomyia* en el área peridomiciliar del ejido "La Libertad" Escárcega, Campeche. Se encontró que la especie más abundante (61.3%) fué *Lu. deleoni* (Fairchild & Hertig), la cual resultó ser no antropofílica (Ramírez 1992). Lo anterior fortaleció la hipótesis de la transmisión selvática. Además, en un área selvática ubicada a 8 km sureste del ejido "La Libertad", Escárcega, Campeche, se demostró la presencia del parásito mediante tinción en Giemsa, formas de amastigote y promastigote en el intestino de *Lu. olmeca olmeca* (Vargas & Díaz-Nájera) y *Lu. cruciata* Coquillett (Andrade et al. 1994).

Finalmente, en cuanto a reservorios, se ha logrado el aislamiento, cultivo e identificación de *Leishmania* (*Leishmania*) mexicana utilizando anticuerpos monoclonales en aislados de roedores de las especies *Sigmodon hispidus* Bailey y *Oryzomys melanotis* Merriam (Chablé et al. En prensa)

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

### 3.3.- Distribución y Clasificación del Vector

Existen aproximadamente 700 especies de la subfamilia Phlebotominae. La clasificación del grupo es completamente artificial y aún no hay un acuerdo general sobre el número de géneros que deben de ser reconocidos. El esquema de clasificación aquí presentado está basado en la propuesta de Lewis et al. (1977) con seis géneros: *Phlebotomus*, *Sergentomyia* y *Chinius* para el Viejo Mundo y *Lutzomyia*, *Brumptomyia* y

*Warileya* para el Nuevo Mundo (Lane 1993).

La clasificación tradicional de los flebotomos se basa en caracteres morfológicos, no obstante se ha encontrado que existen complejos de especies hermanas ó crípticas. Además dentro de algunas especies se consideran grupos y/o series de especies estrechamente relacionadas, con lo cual se dificulta la tarea de identificación. En la actualidad se ha recurrido a otros medios para la identificación de este grupo insectil. Por ejemplo, se han analizado diferentes perfiles de sistemas enzimáticos por electroforésis en acetato de celulosa; es así que se han podido diferenciar a *Phlebotomus papatasi* Scopoli y *Ph. langeroni* Nitzulescu, especies simpátricas en Egipto (Fryauff et al. 1990, Kassem et al. 1990). Con este método no solo es posible diferenciar entre especies, sino que además refleja las relaciones genéticas entre ellas (Kreutzer et al. 1990).

Otro método que permite determinar la variación intraespecífica, es el análisis de los hidrocarburos cuticulares, los cuales pueden indicar si una especie presenta a lo largo de su distribución, los llamados biotopos ó clinas (Phillips et al. 1989, Phillips et al. 1990). Una técnica aún más novedosa se basa en el estudio de los cariotipos de diferentes especies de flebotomos, sin embargo está técnica tiene la limitante de que las especies deben ser colonizadas en laboratorio, puesto que se requiere la obtención de los cromosomas de la parte cefálica de larvas de cuarto estadio (Kreutzer et al. 1987). Otro método potencialmente útil para

identificar los complejos de especies consiste en la medición de ciertas estructuras (morfometría). Sin embargo, su análisis es tedioso y aún no hay certeza de que estas medidas sean constantes dentro de los individuos de una misma especie (Forattini 1973, Lane 1989).

Por último, un método adicional para la diferenciación de las poblaciones del vector en distintas áreas geográficas, es el estudio de las bandas de DNA. Así se han podido distinguir las diferentes poblaciones de *Lu. longipalpis* (Lutz & Neiva) que ocurren en Sudamérica (Crampton et al. 1989).

Ahora bien, Killick-Kendrick (1978) enumeró un total de 52 especies ó subespecies de flebótomos conocidas ó sospechosas de ser vectoras de Leishmaniasis en el mundo. Posteriormente Killick-Kendrick y Ward (1981) mencionan que para que una especie de flebótomo sea incriminada en la transmisión de Leishmaniasis, deben cumplirse cinco criterios: 1) que la especie sea antropofílica, 2) que la distribución del vector en sospecha coincida con la distribución de la enfermedad en el hombre, 3) probar que estos insectos mantienen la infección a lo largo de su ciclo de vida, 4) demostración experimental de que los flebótomos transmitan el patógeno por picadura, y por último 5) que los aislados de *Leishmania* spp. dentro del insecto, sean idénticos de aquellos que causan la enfermedad en el humano.

La distribución de este grupo de insectos es principalmente tropical y subtropical, pero se extiende a las latitudes norteadas templadas de Europa y América. En general las especies del género *Phlebotomus* del Viejo Mundo están restringidas a las

zonas templadas, mientras que las del género *Lutzomyia* del Nuevo Mundo, son tropicales. Las pocas especies de este género en Norteamérica probablemente son especies relictos derivadas de alguna fracción poblacional procedente de Sudamérica, donde el centro de distribución del género son las tierras bajas selváticas del este de los Andes; 40 ó más especies pueden coexistir en una misma localidad (Young et al. 1985, citados por Young y Lawyer 1987). Una posible explicación para esta diversidad es que los períodos de sequía prevalecientes durante el Pleistoceno y probablemente antes, condujeron al aislamiento de poblaciones conespecíficas de los flebótomos en refugios húmedos (Young 1979). Con el tiempo, algunas de estas se aislaron reproductivamente (especiación simpátrica) (Solbrig y Solbrig 1979).

### 3.4.- Biología del vector.

#### 3.4.1.- Alimentación

Los flebótomos se alimentan de la sangre que emana cuando sus partes bucales cortan la piel del hospedero (hábito telmófago). No ha sido bien estudiado el estímulo por el cual estas moscas se orientan hacia un hospedero vertebrado, iniciando la picadura y alimentación. Pero en un experimento llevado a cabo con *Lutzomyia longipalpis* s. l. se ha demostrado que pueden ser condicionadas a alimentarse sobre un hamster infectado con *L. braziliensis*, por medio del CO<sub>2</sub> (Killick-Kendrick et al. 1977b).

El número de amastigotos ingeridos durante una alimentación, puede ser determinante para el establecimiento de la infección en el vector (Young y Lawyer 1987). Los flebótomos son principalmente crepusculares y la mayoría de las especies son inactivas el resto del día, pero pueden alimentarse de sangre oportunísticamente sobre algún hospedero cercano (Forattini 1973, Minter 1982, Feliciangeli 1987 y Kettle 1990).

Respecto a la alimentación de carbohidratos, se ha determinado en el buche de machos y hembras la presencia de fructuosa, glucosa y sacarosa (Killick-Kendrick 1979). Se cree que estos azúcares permiten el desarrollo del parásito dentro del vector. La fuente más probable que utilizan para obtener los carbohidratos es la miel producida por varias especies de áfidos (Killick-Kendrick 1979). Aunque también hay evidencia de que los flebótomos toman los azúcares de varias especies de plantas. Schlein y Warburg (1986) demostraron que son atraídos por varias especies de plantas y que tanto machos como hembras pueden discriminar en la misma planta, el lugar de donde toman los azúcares. Así mismo describen el mecanismo de ingestión. Ambos sexos realizan un corte en los tejidos de la planta con sus fascículos, insertan los segmentos medios de los palpos casi del mismo modo en que se hace la alimentación sanguínea. A pesar de que la atracción hacia una determinada especie de planta pueda indicar que ésta es una fuente de alimentación, otras causas pueden originar tal comportamiento, como lo son la búsqueda de sitios de reposo ó bien lugares de oviposición (Schlein y Yuval 1987). Por ello el método más confiable para la incriminación de

una planta como fuente de azúcares, es la prueba de la Antrona fría (Van Handel 1972).

En un estudio llevado a cabo por Magnarelli y Modi (1988), determinaron las reservas calóricas de *Lutzomyia longipalpis* y de *Phlebotomus papatasi*. Para las hembras de la primera fueron 0.8 calorías por insecto y para la segunda 1.8 calorías. Aunque el comportamiento de alimentación de azúcares y la fuente de éstos, parezca no esencial en la epidemiología de las Leishmaniasis, si es un factor importante y necesario para el posterior desarrollo del parásito en el tracto digestivo de los insectos (El Said et al. 1986).

Cuando una hembra se alimenta sobre un hospedero secreta una saliva ligeramente alcalina que contiene un anticoagulante no identificado (Adler y Theodor 1926, citados por Killick-Kendrick 1979). El volúmen ingerido de sangre por una hembra fluctúa entre 0.0003- 0.0005 ml por alimentación (Theodor 1936).

En *Lutzomyia longipalpis* se ha observado que la feromona de alarma de los áfidos (Trans-Beta-farneseno) sirve como un fagoestimulante, aunque la edad del insecto y la concentración del químico afectan su respuesta a este (Tesh et al. 1992).

También se ha observado que los niveles de la hormona juvenil III, se incrementan en las primeras cuatro horas post-alimentación con sangre. Esta elevación es necesaria para la biosíntesis de vitelogenina (Mahmood et al. 1992). Por otra parte, se ha comprobado que las hembras requieren de un tiempo mayor cuando se alimentan sobre hamsters infectados con *L. mexicana*, que cuando lo hacen sobre hamsters saludables. Esto

puede ser a que se restringe el flujo de sangre ó a un cambio en la percepción gustativa del insecto (Lawyer y Young 1987). En cuanto a ello, existe la hipótesis no probada aún de que la cavidad bucal se obstruye con altas infecciones de parásitos y que por lo tanto la transmisión de las formas infectantes se hace por regurgitación de sangre durante la picadura (Napier 1946, citado por Adler y Theodor 1957).

Otros efectos colaterales de la infección de *Leishmania* en el vector, son la reducción de la fecundidad de las hembras, debido a que algunos promastigote se desarrollan en los ovarios del hospedero, disminuyendo en el tamaño de los huevos de estos insectos (Yuval 1991).

Adicionalmente, cuando *Phlebotomus papatasi* se alimenta de sangre infectada con *L. donovani*, se reduce la actividad de una enzima afín a la tripsina, hacia las 30 h y posteriormente se incrementa a las 52 h. Aun así el parásito es incapaz de sobrevivir y multiplicarse dentro del insecto. Esto indica que la enzima es una adaptación para prevenir el establecimiento de la infección por *L. donovani* (Borovsky y Schlein 1987).

#### 3.4.2.- Reproducción.

Young y Lawyer (1987) mencionan que los machos de *Lu. longipalpis* tienen dos formas morfológicas: una con un simple par de manchas pálidas en el tergito del cuarto segmento abdominal, y la otra con un par adicional de manchas en el tercer segmento. Se ha sugerido que estos parches ó manchas con numerosas pápulas con poros secretan una feromona. El análisis

químico de ella, demostró que es una molécula de 16 carbonos y una estructura parecida a los diterpenoides.

Cuando ocurre el apareamiento, la feromona actúa atrayendo a las hembras vírgenes que se congregan sobre un hospedero vertebrado. El macho durante el cortejo realiza una danza con un intenso batido alar, con el fin de dispersar la feromona y así atraer a una hembra receptiva (Lane y Ward 1984). Hasta la fecha se han detectado pápulas que secretan feromonas de agregación en aproximadamente 53 especies del género *Lutzomyia*, 7 de *Phlebotomus*, 5 de *Sergentomyia* y 1 de los géneros *Brumptomyia* y *Nemopalpus* (Ward et al. 1993).

Ahora bien, como ocurre en el orden Diptera (Jones 1968), los machos después de la emergencia deben girar 180° sus genitales externos, para poder copular con las hembras. Esto ha sido observado en detalle en *Phlebotomus martini* (Parrot), a las 12 h post-emergencia (Beach et al. 1983) y en *Phlebotomus papatasi* (Yuval y Schlein 1986).

Después de la maduración de los huevos, estos deben ser colocados en sitios adecuados para el posterior crecimiento y desarrollo de los estadios larvales. Para ello las hembras seleccionan estos microhabitats al detectar los químicos que emanan de ellos. Tal es el caso de algunos sustratos como las heces de conejo (Elnaiem y Ward 1991a, Elnaiem y Ward 1992).

En *Lutzomyia longipalpis* se ha demostrado que existe una feromona que controla la oviposición y que se produce en las glándulas accesorias de la hembra. Esta feromona actúa como un atrayente y/o estimulante de oviposición (Elnaiem y Ward 1991b,

Elnaiem et al. 1991; Dougherty et al. 1992).

Los sitios de oviposición son lugares oscuros y húmedos, ricos en materia orgánica, humus, hojas, heces de animales, restos de insectos, etc. que se encuentran en los huecos de los árboles, la capa de humus del suelo en las selvas lluviosas tropicales, y en las cuevas y hoyos en las rocas. Aunque no se conocen los lugares exactos del todo bien. Esta información es clave para poder realizar un control de estos vectores durante su fase larval (Killick-Kendrick 1978). No obstante, en algunas lugares se han llevado a cabo estudios con la finalidad de determinar las características físicas y químicas de los criaderos. Basimike et al. (1992) encontraron que la presencia de especies del género *Phlebotomus* se correlaciona con la humedad y las del género *Sergentomyia* con la cantidad de carbón orgánico, potasio y magnesio en el interior de los nidos de termitas. En el caso de *Phlebotomus papatasi*, este habita en las madrigueras de ciertas especies de ratas como *Psammomys obesus* Cretzschmar, la cual es el reservorio de *L. major*. Así la reproducción, alimentación y apareamiento se llevan a cabo alrededor de las madrigueras (Yuval y Schlein 1986, Yuval et al. 1988).

Bettini (1989) después de llevar a cabo un monitoreo en busca de los criaderos de *Ph. papatasi* en Italia, identificó las características físicas del lugar, seleccionó varios y colocó trampas de emergencia para adultos, capturando 27,405 especímenes en un año en un solo criadero.

En resultados obtenidos en el laboratorio, la mayoría de

las hembras mueren poco después de la oviposición (Gemetchu 1976; Killick-Kendrick et al. 1977a, Ward 1977; Endris et al. 1982, Beach et al. 1983, Modi y Tesh 1983, Beach et al. 1986, Chaniotis 1986, Maroli et al. 1987, Beach et al. 1988). Se cree que en la naturaleza hay más de un ciclo gonotrófico (Killick-Kendrick 1978). En flebotominos también se presenta el fenómeno de autogenia; esta es un fenómeno importante en la dinámica poblacional, porque permite que la población se incremente rápidamente, trayendo consigo un inicio temprano del máximo período de transmisión de *Leishmania* (Lewis 1971).

La mayoría de los flebotomos solo toman una alimentación sanguínea en cada ciclo ovárico. *Phlebotomus papatasi*, aunque puede madurar un lote de huevos después de una comida, frecuentemente se alimenta de nuevo antes de que la primera sangre este completamente digerida (Killick-Kendrick 1979), y Beier et al. (1986) consideran que esta especie exhibe discordancia gonotrófica, por su necesidad de dos ó más alimentaciones en un mismo ciclo. Buescher et al. (1984) usaron incorrectamente el término "alimentación múltiple", debido a que se refirieron al hecho de tomar dos ó más alimentaciones en el transcurso de la vida de *Lu. longipalpis* en lugar de referirse a la necesidad de alimentarse dos ó más veces, en un mismo ciclo gonotrófico. Recientemente Elnaiem et al. (1992) reportaron alimentaciones múltiples en *Lu. longipalpis*.

La presencia de alimentaciones múltiples se puede determinar mediante cortes histológicos de hembras capturadas en campo. Se ha demostrado que *Ph. duboscqi* Neveu-Lamaire puede

tener hasta tres alimentaciones parciales en un mismo ciclo (Guzman et al. 1994).

Las hembras de flebótomos están listas para la oviposición después de 3 - 10 días de la toma de sangre. Los huevos son pequeños (menores de 0.5 mm), elípticos, color café ó negro, con la superficie esculpida ó reticulada, lo cual puede ser utilizado para diferenciar especies (Fausto et al. 1992; Rogo et al. 1992; Feliciangeli et al. 1993). Son puestos en lotes de 15-80, la eclosión ocurre en 1 ó 2 semanas y las larvas neonatas emergen con la ayuda de un pequeño diente cefálico.

El primer estadio larval es muy pequeño (0.5-1.0 mm), en pocos días muda a segundo estadio. En las subsecuentes mudas hay un incremento de tamaño (hasta 3 mm). La larva posee 12 segmentos corporales, nueve de los cuales poseen patas falsas con función locomotora (Forattini 1973), es sensible a la desecación por lo que requieren de alta humedad, sin embargo, la presencia de agua en exceso es perjudicial y se alimentan de materia orgánica (Minter 1982). El período de vida larval es muy variable entre las especies y depende de las condiciones ambientales. En condiciones favorables algunas especies pueden completar su desarrollo en menos de tres semanas, mientras que las de climas fríos se pueden tomar varios meses (p. ej. *Ph. longipes*). Algunas especies entran en diapausa en su cuarto estadio larval.

Cuando una larva va a pupar busca un sitio seco por encima del substrato. La pupa es desnuda porque no hay formación de capullo. La emergencia del adulto posiblemente ocurre durante

las horas de oscuridad (Minter 1982).

La longevidad del adulto varía de especie a especie, y no hay un estudio completo donde se haya calculado una esperanza (longevidad) de vida de estos vectores (Killick-Kendrick 1978). No obstante, Dye et al. (1987) calcularon la tasa de sobrevivencia de *Ph. araisi* Tonnoir, con un valor oscilante entre 0.498 a 0.554. Young y Lawyer (1987) mencionan que la mayoría de las hembras de *Lutzomyia* spp. viven generalmente de 1 a 4 semanas. Otros autores han determinado la edad de *Ph. papatasi* examinando las capas de crecimiento en la cutícula del insecto (Yuval y Schlein 1987).

El método de Polovodova ha sido empleado en la determinación del estado de paridad de las moscas de la arena (Wilkie y Rioux 1980, Magnarelli et al. 1984, Gibb et al. 1988).

---

### 3.5.- Biología del parásito en el vector.

No hay un patrón en la localización dentro del insecto para las especies de *Leishmania*. El desarrollo de algunas está restringido a la zona del tracto digestivo (mesenteron) anterior al píloro (*L. mexicana*, *L. infantum* y *L. tropica*) mientras que otras a las partes del intestino posterior a la válvula estomodeica (cardias), incluyendo el ileon y recto (algunas leishmanias de saurios). Aún en otras la infección inicial es en el píloro e ileon seguida de una migración anterior (grupo de *L. braziliensis*) (Killick-Kendrick 1979). Estas diferencias en el desarrollo de las especies de *Leishmania*, ha servido para

clasificarlas en tres secciones: Hypopylaria, multiplicación y desarrollo solo en el proctodeo; Peripyalaria, se adhieren a la cutícula del proctodeo y se mueven hacia adelante, mesenterón y estomodeo, alcanzando la región cefálica y Suprapylaria, desarrollo anterior (solo estomodeo) únicamente (Lainson y Shaw 1979).

Usualmente se ha asumido que la única forma morfológica de *Leishmania* en el vector, aparte del amastigote ingerido junto con la sangre, es el promastigote. Sin embargo, Killick-Kendrick (1979) describió tres formas morfológicas: amastigote, promastigote y paramastigote. El primero, está restringido a las fases iniciales del ciclo de vida; hay evidencia de que los amastigotes tomados en una alimentación con sangre, se dividen al menos una vez antes de cambiar a promastigote.

La forma dominante mesentérica es el promastigote, dos diferentes tipos de ellos han sido vistos en el ciclo de vida de *L. amazonensis* (Killick-Kendrick et al. 1974). La forma nectomonada, la cual se encuentra en el mesenterón posterior, en microelectrofotografías aparecen delgadas, elongadas y densas a los electrones. Sin el flagelo miden  $12\mu\text{m}$ . Este no está modificado para unirse a la quitina y no parece que se adhiera por medio de hemidesmosomas (Killick-Kendrick 1979).

Al desplazarse hacia la parte anterior del mesenterón, su forma y apariencia cambian a la forma haptomonada. Estas formas parecen estar asociadas con la formación de hemidesmosomas y se adhieren a las partes quitinosas de la válvula estomodeica (Killick-Kendrick et al. 1974). Aunque la adherencia de las

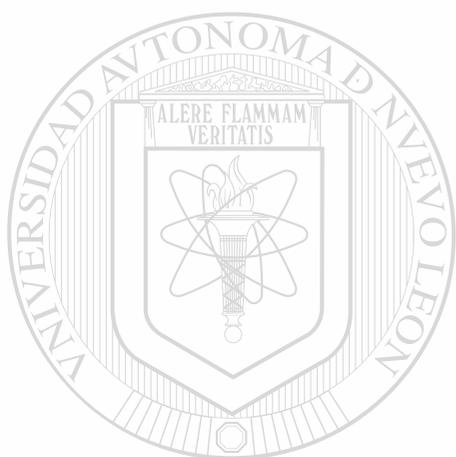
formas haptomonadas puede realizarse por medio de una modificación del flagelo una vez que la membrana peritrófica ha degenerado (Walters et al. 1987).

Se acepta que los promastigotes son las formas infectantes a un hospedero vertebrado. La más común en el intestino anterior y posterior (estomodeo y proctodeo) es el paramastigote, formas ovales con el cinetoplasto lateral ó ligeramente posterior al núcleo y un flagelo libre (Killick-Kendrick 1979).

Actualmente se acepta la clasificación para las especies del género *Leishmania*, en base a las diferencias de su desarrollo dentro del insecto. Existen dos subgéneros, el primero de los cuales es *Leishmania*, en donde se encuentran ubicados los complejos de *L. donovani*, *L. tropica*, *L. major*, *L. aethiopica* y *L. mexicana*, dentro de éste último las especies *L. amazonensis*, *L. garnhami*, *L. mexicana*, *L. pifanoi* y *L. venezuelensis*. El segundo es *Viannia* y comprende los complejos de *L. braziliensis* y *L. guyanensis*. El primero contempla dos especies: *L. braziliensis* y *L. peruviana*, y el segundo *L. guyanensis* y *L. panamensis* (OMS 1990).

Al respecto Walters et al. (1989) observaron ocho distintas formas morfológicas de *Leishmania (Viannia) panamensis* en su vector natural *Lutzomyia gomezi* (Nitzulescu). Después Walters et al. (1993) reportaron que en el ciclo de *Leishmania major*, existen al menos 10 formas distintas del parásito. Describieron una nueva forma llamada "opistomastigote", con el cinetoplasto posterior al núcleo del parásito. Esto bajo condiciones de laboratorio y en *Lutzomyia longipalpis*. Por ello Walters (1993)

propone una terminología para las formas transitorias entre amastigote y promastigote; para los promastigotes se consideran las etapas P1, P2 y P3. Para las formas nectomonadas propone cinco fases: N1, N2, N3, N4 y N5. Igualmente para las formas haptomonadas se pueden identificar las fases H0, H1, H2, H3 y H4. Todas ellas como formas transitorias al estado paramastigote.



# UANL

---

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN



DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

#### 4- OBJETIVOS

##### 4.1.- Objetivo General:

Determinar la asociación reservorio y vector en la zona selvática del ejido "La Libertad" en el municipio de Escárcega, Campeche, México y conocer el comportamiento de las especies antropofílicas de *Lutzomyia spp.*

##### 4.2.- Objetivos Específicos:

4.2.1- Determinar la abundancia estacional, los bioritmos de picadura de las especies antropofílicas del género *Lutzomyia*, y su relación con la humedad relativa y temperatura durante el periodo de un año.

4.2.2- Calcular el ciclo gonotrófico y la tasa de sobrevida para las especies antropofílicas.

4.2.3- Analizar el grado de atracción de los roedores hacia *Lutzomyia spp.* presentes en el área de estudio y evaluar el efecto de la edad, sexo y estado reproductivo de los roedores en la atracción que ejercen sobre el vector.

4.2.4- Identificar los sitios de reposo natural para adultos y de desarrollo larval para las especies vectoras (en sospecha) de Leishmaniasis.

## 5- HIPOTESIS

5.1.- Hipotesis Central : La eficiencia de transmisión de Leishmaniasis se debe a la interacción entre la población de hospederos vertebrados susceptibles (reservorios) y la población vectorial infectante, siendo ambas reguladas por las condiciones ambientales que fluctúan a lo largo del año. Aunado a ello las actividades humanas, entre ellas la extracción de la goma del chicle y la cacería se incrementan en el área selvática, es por ello que solo durante los meses de la estación templada que incluye de Noviembre a Marzo, se dan las condiciones requeridas en la integración de una patobiocenosis, iniciándose el ciclo de transmisión.

### 5.2- Hipótesis específicas:

5.2.1- La antropohematofilia de los flebótomos esta regulada por las condiciones ambientales de temperatura y humedad relativa.

5.2.2- La estructura de edades del vector durante los meses de transmisión estará compuesta en su mayoría de hembras paridas que por lo menos una vez han ingerido sangre y ovipositado. Tiempo suficiente para la adquisición del parásito.

5.2.3- El grado de atracción de cada especie de roedor hacia los vectores es diferente y dependiente de la edad, sexo y estado reproductivo.

5.2.4- La captura de adultos recién emergidos, indicará de manera indirecta la localización de los posibles lugares de desarrollo larval de los flebótomos.

## 6- MATERIAL Y METODOS

### 6.1.- Descripción del área de estudio.

El área de estudio se encuentra localizada en una selva tropical subperennifolia. Este tipo de vegetación se caracteriza por presentar árboles de 25 a 35 m de altura, los cuales pierden sus hojas en un 25% durante la sequía. Las especies dominantes por su cobertura son: *Malnikara sapota* (L.) van Royen, *Vitex gaumeri* Greenman, *Lysiloma latisiliquum* (L.) Benth y *Brosimum alicastrum* Swartz. En este tipo de bosque se distinguen tres estratos arbóreos, de 4 a 12 m, de 12 a 22 m y de 22 a 35 m. Formando parte de los estratos, se encuentran las palmas (Flores y Espejel 1994). El tipo de suelo según clasificación de FAO/UNESCO modificada por DGGTENAL, es el vertisol, el cual es un suelo duro con grietas anchas y profundas en el estío, de tipo arcilloso y masivo; frecuentemente negro. El tipo de clima de la región corresponde al ~~cálido subhúmedo intermedio con~~ lluvias en verano Aw1'(i)g (García 1973).

La temperatura y precipitación promedio de la región son 27°C y 1 401 mm, respectivamente (Flores y Espejel 1994). La altitud es de 150 msnm.

### 6.2.- Identificación de flebotomos.

El material colectado con los diferentes métodos de captura, fué identificado usando las claves de Forattini (1973), Young (1979), Young y Perkins (1984) y Murillo y Zeledon (1985). Los caracteres morfológicos utilizados en el reconocimiento de las especies fueron el cibario (cavidad bucal), faringe, la

forma y estructura de las espermatecas en las hembras, así como la forma de los ascoides antenales. En los machos se utilizaron los genitales externos y los ascoides en los flagelómeros antenales.

### 6.3.- Determinación de la tasa de picadura de especies antropofílicas y su relación con parámetros ambientales.

Cada 3 - 4 semanas de Febrero 1994 a Enero 1995, se llevaron a cabo 12 viajes de campo hacia el área de estudio, para realizar las capturas de flebótomos. Estas se llevaron a cabo durante 10 noches consecutivas cada vez, de las 1800 a 2200 h, tiempo en el cual se registraron el número de contactos vector - hombre y los datos de temperatura y humedad relativa por medio de un higrotermómetro (Cole-Parmer Instrument Company, Chicago, Illinois 60648 USA). La colecta de las especies antropofílicas se llevó a cabo mediante cebo humano, donde un voluntario expuso los brazos y las piernas a las picaduras.

El análisis de datos incluyó la elaboración de histogramas para mostrar la abundancia poblacional del vector a lo largo del año y la ubicación del horario de sus picos de actividad. Para determinar la relación existente entre los parámetros medidos de una manera más analítica, se emplearon los modelos estadísticos de regresión lineal ( $Y = \alpha + \beta X$ ) para el caso de la humedad y el modelo de regresión polinomial de segundo grado ( $Y = \alpha + \beta X + \beta X^2$ ) para la temperatura en ambos modelos el eje Y= al logaritmo base 10 del total capturado y X= al parámetro climático evaluado (Kleinbaum *et al.* 1978)

#### 6.4.- Determinación de la estructura de edades, ciclo gonotrófico y tasa de sobrevida.

Con base en la abundancia de *Lutzomyia cruciata* durante el primer mes de captura y el hecho de encontrar hembras de esta especie infectadas (5.1%) probablemente con *L. mexicana*. Se seleccionó el mes de Marzo para investigar la estructura de edades, ciclo gonotrófico y la tasa de sobrevida.

Durante 23 noches consecutivas se llevaron a cabo capturas en cebo humano con el horario mencionado previamente. El material colectado fué preservado en nitrógeno líquido en viales desechables de plástico, los cuales contenían una mezcla de solución salina (0.65%), glicerina (10%) y agua destilada estéril (100 ml). En el laboratorio el material fué disecado sobre portaobjetos con una gota de solución salina (0.65%) y clasificado como hembras nulíparas ó páridas según criterio de Detinova (1962). Estos datos fueron usados para determinar la tasa de paridad diaria y estimar el ciclo gonotrófico y la tasa de sobrevida mediante el uso del modelo de series de tiempo de Birley y Rajagopalan (1981) cuya ecuación original es la siguiente:

$$M(t) = P(u) \cdot T(t - u)$$

donde:

$M(t)$  = Es el número de hembras paridas en el día ( $t$ )

$T(t - u)$  = Es el total en el día ( $t - u$ )

$(u)$  = Es la duración del ciclo gonotrófico

$P(u)$  = Es la tasa de sobrevida por ciclo

Debido a que las capturas de hembras hambrientas varía día a día, picos aparentemente significativos ocasionados por factores climáticos pueden estar presentes. Por ello los datos originales fueron "filtrados" usando la ecuación de Holmes y Birley (1987):

$$Z(t) = X(t) - \alpha X(t - 1)$$

donde:

$X(t)$  = Es la serie de tiempo a ser filtrada

$Z(t)$  = Es la serie de tiempo filtrada

$\alpha$  = Es el parámetro autoregresivo

Los valores inferiores al rango de  $\pm \sqrt{2/n}$  fueron considerados no significativos para el cálculo del ciclo gonotrófico y la tasa de sobrevivencia (Chatfield 1975).

#### 6.5.- Análisis de la relación reservorio-vector.

— Para estudiar las preferencias alimenticias de los insectos flebótomos sobre las especies de roedores presentes en la zona de estudio, se usaron unas trampas de luz CDC sin foco para capturar todos los flebótomos atraídos hacia estos vertebrados. El principio funcional de la CDC está basado en el diseño de Sudia y Chamberlain (1962) y Disney (1966). Por otra parte, pequeñas jaulas con malla metálica de 15 x 7 x 5 cm fueron fabricadas para alojar a los roedores que sirvieron como cebo. Estas jaulas se colocaron encima y en contacto con la trampa, de tal manera que cuando los insectos atraídos y aspirados. De dos a tres trampas fueron utilizadas mensualmente de Febrero 1994 a Enero 1995. El número de noches-trampa por muestreo varió en

función de la disponibilidad de cebos o de la lluvia en algunas noches. Estas trampas fueron colocadas desde las 1730 a 2200 h. Se emplearon como cebos las siguientes especies: *Heteromys gaumeri*, *Ototylomys phyllotis*, *Oryzomys melanotis*, *Peromyscus yucatanicus* y *Sigmodon hispidus*. También se registró la edad, sexo y el estado reproductivo de los cebos empleados.

#### 6.6.- Estudio sobre los sitios de reposo y/o desarrollo larval de flebótomos.

El muestreo se llevó a cabo por medio de la trampa para emergencia de adultos de Comer y Corn (1991). Consiste en un embudo de plástico que se introduce por su extremo más angosto a botellas de plástico transparente de 2 l de capacidad (Fig. 1). El extremo más amplio del embudo fue colocado en las aberturas de madrigueras de pequeños mamíferos como el armadillo (*Dasypus* sp.) y aguti (*Dasyprocta* sp.). Los muestreos se llevaron a cabo a lo largo de un año. Por cada mes de colecta se trabajaron 9 noches usando 17 trampas en embudo, un total de 153 noches-trampa por cada muestreo. Las trampas fueron colocadas antes del atardecer y dejadas toda la noche para su revisión a la mañana siguiente. Los insectos capturados fueron preservados en alcohol etílico al 70%.

En el laboratorio los flebótomos fueron procesados para su montaje en preparaciones permanentes siguiendo la técnica de Young y Perkins (1984) excepto que, como medio de montaje se empleó Euparal (Bloquip Products Co. Gardena CA 90248 USA), debido a los mejores resultados obtenidos con este medio. La

mayoría de los especímenes fué depositado en la colección del laboratorio de Inmunología CIR Dr. Hideyo Noguchi bajo el código de acceso= UADY y duplicados del mismo material fueron enviados al laboratorio de Entomología Médica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma de Nuevo León, código de acceso= UANL.

El análisis de datos incluyó la elaboración de un histograma de frecuencias absolutas para mostrar la abundancia de las especies colectadas mensualmente. Además se calculó en índice de Dominancia de Berger-Parker para cada muestreo (Southwood 1978) cuya fórmula es la siguiente:

$$d = N(\max) / N(t)$$

donde:

$N(\max)$  = Al total colectado de la especie dominante

$N(t)$  = Total colectado de todas las especies

---

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

## 7.- RESULTADOS.

### 7.1.- Determinación de la tasa de picadura de especies antropofílicas del género *Lutzomyia* y su relación con parámetros ambientales.

Durante el año de muestreo con cebo humano, se trabajaron 110 noches - cebo y se encontró que la única especie atraída fue *Lutzomyia cruciata*. Se colectaron un total de 526 hembras, la abundancia (Fig. 2) por mes muestra que el pico poblacional de *Lu. cruciata* se presentó en el mes de Marzo 1994. Picos menores fueron encontrados en Febrero, Diciembre 1994 y Enero 1995. De Marzo a Diciembre la población se mantuvo en niveles muy bajos ó cero como en el caso de Abril 1994. Cabe aclarar que en Septiembre 1994 no hubo muestreo debido a las intensas lluvias.

En cuanto a la actividad horaria de *Lu. cruciata*, el mayor pico de picadura (contactos vector-hombre/hora) se presentó entre las 1800 y 1900 h, con un pico muy similar entre 1900 y 2000 h, ambos picos representaron el 66.2% de todas las hembras capturadas. Picos decrecientes ocurrieron de 2000 a 2200 (Fig. 3).

Las capturas se reagruparon de acuerdo con los niveles de humedad relativa y temperatura correspondientes. En la Fig. 4, se muestra que a mayor porcentaje de humedad relativa hay mayor actividad de los insectos y así el 55% (288/526) fue capturado cuando la humedad osciló entre 88 - 100%. Estos datos al ser analizados en relación a su dependencia de la humedad relativa, el mejor modelo descriptivo fue la regresión lineal con eje Y transformado a log base 10. La Fig. 5 representa la ecuación del

mismo, ésta ecuación fue significativa con la prueba de Análisis de Varianza ANVA ( $F= 18.71 > P\alpha_{0.01(1)}$ , g.l.= 28). A medida que la humedad relativa se incrementó, las actividad de *Lu. cruciata* también aumentó.

En cuanto a la temperatura, los datos agrupados en cuatro clases, mostraron que la actividad de los flebótomos era mayor entre los 19 y 22°C con un total de 281 (53.4%) insectos capturados. Un pico menor ocurrió entre los 23 - 26°C con 174 (33.1%) insectos (Fig. 6). El modelo empleado para analizar estas capturas fue la regresión cuadrática con el eje Y transformado a log base 10. La prueba de ANVA resultó significativa ( $F= 40.59 > P\alpha_{0.05(1)}$ , G.l.= 12). La Fig. 7 muestra que la actividad de *Lu. cruciata* estuvo condicionada a la temperatura. Valores bajos y altos de ésta tuvieron poco efecto sobre la actividad hematófaga, teniendo un punto óptimo alrededor de los 22°C.

## 7.2.- Determinación de la estructura de edades, ciclo gonotrófico y tasa de sobrevida.

347 hembras de *Lu. cruciata* fueron colectadas durante 23 noches de muestreo. La Fig. 8 muestra las capturas y la paridad diarias. La mayor captura ocurrió en el primer día con picos menores a intervalos de cuatro días aproximadamente.

Los datos de disección fueron los siguientes: 231 (66.57%) hembras fueron paridas y 116 (33.43%) correspondieron a hembras nulíparas. Todas ellas estaban no alimentadas con estados de Christophers en I y II . No se capturaron hembras semi y/o

grávidas.

El método de Birley y Rajagopalan (1981) no dió un buen estimador del ciclo gonotrófico ni de la tasa de sobrevivencia. El valor más alto después del día cero ocurrió al día 6  $R=(6)$ , pero el índice de correlación ( $R_u= 0.44$ ) no fue significativo con la prueba de Chatfield (1975).

Por otra parte, cuando los mismos datos de paridad fueron analizados con la adecuación realizada por Holmes y Birley (1987) al modelo original de Birley y Rajagopalan (1981), se encontró que usando coeficientes de correlación de los datos filtrados, se presentó de nueva cuenta un pico al día 6 ( $R_u= 0.595$ ) el cual fue significativo con la prueba de Chatfield (1975) (Fig. 10). La tasa de sobrevivencia por ciclo fue obtenida a partir del valor de la pendiente en la regresión entre las hembras paridas ( $M_t$ ) y totales ( $T_t - u$ ) ya que este se consideró como una regresión a través del origen ( $\alpha= 0$ ) mediante una prueba de significancia de  $t$  ( $t=1.34 < P_{\alpha_{0.05(1)}, g.l.= 10}$ ). El valor calculado fue  $\beta= 0.503$ , a partir de este dato se obtuvo una probabilidad de sobrevivencia diaria de 0.89 usando la fórmula de Davidson (1954).

### 7.3.- Análisis de la relación reservorio-vector.

Las colectas obtenidas en este estudio resultaron ser tan bajas ó casi nulas que el análisis que se pretendía realizar entre especie de hospedero y otros parámetros intraespecíficos, no se pudo llevar a cabo. Lo importante de los datos, es que con las trampas utilizadas en el estudio e independientemente de la

especie de roedor usado como cebo, la única especie capturada fué *Lutzomyia olmeca olmeca*. El número total de insectos colectados fue 46 individuos, de los cuales 33 (71.7%) fueron hembras y 13 (28.26%) machos.

La mayor captura de esta especie ocurrió en el mes de Febrero 1994 con un total de 26 ejemplares. Ahora bien, la especie de roedor más atractiva fué *Heteromys gaumeri* comprendiendo el 50% de todas las capturas, seguida de *Ototylomys phyllotis* con el 32% de las colectas.

#### 7.4.- Sitios de reposo y/o desarrollo larval de insectos flebótomos.

Fueron capturados 566 flebótomos con la trampa-embudo durante el año de muestreo. Dos géneros y siete especies fueron registradas (Tabla 1). La principal especie capturada fue *Lutzomyia deleoni* (Fairchild & Hertig), representó al 72.08% de las capturas. La segunda especie más numerosa fue *Brumptomyia hamata* (Fairchild & Hertig) con un 15.2%. La relación hembra - macho fué aproximadamente de 1.5 : 1.

La abundancia promedio de los flebótomos por mes es mostrada en Fig. 10, en ésta se aprecia que el mayor pico poblacional ocurrió en Febrero con un pico similar en Marzo 1994. Picos menores se presentaron durante Enero 1994 y Diciembre 1993. Es probable que el ciclo reproductivo de los flebótomos asociados con armadillos y otros mamíferos, haya tenido un inicio en Diciembre para alcanzar un máximo en Febrero y declinar después de Marzo. De igual manera se hace la

aclaración que durante Septiembre no hubo muestreo por las razones anteriormente mencionadas.

La Fig. 11 muestra los registros promedio de temperatura, humedad relativa y precipitación pluvial obtenidos en una estación meteorológica ubicada a 32 km del área de estudio. Es claro que los mayores picos poblacionales parecen estar asociados con bajos niveles de precipitación. Aparentemente no hubo una asociación entre la temperatura y/o humedad relativa con los picos poblacionales.

Aunque el examen de los ovarios de los flebótomos capturados no estaba dentro de los objetivos de este estudio, la presencia de hembras grávidas (hembras con huevos en sus abdomenes) se detectó al momento de la identificación. Las hembras grávidas tenían el desarrollo ovárico en IV y/o V de los estados de Christophers (Fig. 12). De 61 hembras grávidas encontradas (Fig. 10), el 88.5% (54/61) correspondió a *Lu. deleoni*. Otras especies grávidas fueron *Br. hamata* 4.92%, *Lu. carpenteri* (Fairchild & Hertig) 3.28%, *Lu. shannoni* (Dyar) 1.64% y *Br. galindoi* (Fairchild & Hertig) también con 1.64%.

En cuanto al índice de dominancia de Berger-Parker (fig. 13), la especie dominante en la mayoría de los meses de muestreo fue *Lu. deleoni*. Sin embargo, durante Abril la especie dominante fue *Lu. o. olmeca* y durante Agosto y Octubre la proporción de dominancia cambió a *Br. hamata*.

## 8.- DISCUSION

### 8.1.- Dinámica poblacional, tasa de picadura, de infección y sobre el rol de *Lutzomyia cruciata* como vector.

El patrón encontrado del ciclo de la dinámica poblacional de *Lu. cruciata* mostró que la mayor abundancia de esta especie ocurrió en los meses de Diciembre a Marzo, con un pico mayor en éste último. El mismo patrón lo reportó Ramírez (1992) para las especies antropofílicas del género *Lutzomyia*, que fueron capturadas en trampa Shannon realizadas a 200 m alrededor del ejido La Libertad, Escárcega, Campeche. Una posible explicación para la dinámica poblacional de *Lu. cruciata* son las condiciones climáticas durante los meses mencionados. Se asocia con temperaturas bajas y altos niveles de humedad relativa. Por otra parte, lo que es importante mencionar es que la abundancia poblacional de *Lu. cruciata* coincide con varios factores de valor epidemiológico, por ejemplo el número de individuos infectados de *Ototylomys phyllotis* (posible reservorio de *L. mexicana*) que aparecen desde Noviembre, es un indicador de que la circulación del parásito es en dicho mes.

Otro punto también es el número de casos humanos de Leishmaniasis reportados cada año, estos se inician en Marzo con un pico en el mes de Mayo (Albertos et al. 1995). Si se considera que el período de incubación del parásito en humanos, oscila entre 15 y 30 días, entonces existe una fuerte asociación entre abundancia de *Lu. cruciata* y el inicio de casos humanos de Leishmaniasis. Aunado a ello, durante el mismo periodo del año, la principal actividad humana en el interior de la selva es la

extracción de la goma del árbol del chicle (*Malnikara sapota*). Lo anterior sugiere que las poblaciones de *Lu. cruciata* en Campeche tienen un papel activo en la transmisión de Leishmaniasis.

Se conoce relativamente poco sobre la actividad horaria de *Lu. cruciata* en nuestro país, al parecer la única referencia donde se menciona el bioritmo de picadura de esta especie fue publicado por Biagi et al. (1966). Ellos reportan que la mayor actividad de poblaciones de *Lu. cruciata* en Escárcega, Campeche, ocurre entre las 1800 y 1900 h, lo cual claramente coincide con el pico de actividad encontrado en este estudio.

Por otro lado, este es el primer estudio donde se analizaron las capturas de *Lu. cruciata* con respecto a la temperatura y humedad relativa. Sin embargo, también es posible que la mayoría de las especies antropofílicas de flebótomos tengan su rango de actividad entre los 19 - 22°C con altos niveles de humedad relativa. Un factor no medido en este trabajo pero de gran influencia sobre la actividad del vector es la velocidad del viento. La presencia de ráfagas fuertes de aire imposibilita a los flebótomos a realizar el vuelo de orientación hacia el hospedero.

En cuanto a la tasa de infección de *Lu. cruciata*, en Febrero 1994 fue de 5.1%. Solo se realizó en este mes debido a que éste y Marzo son los más importantes epidemiológicamente. Esta tasa es más alta que la reportada por Disney (1968) en Belice; el encontró un 0.8% de infección por *Le. mexicana*. El mismo autor indicó que *Lu. cruciata* era la principal especie

atraída al hombre.

La competencia vectorial de *Lu. cruciata* ha sido demostrada mediante estudios en laboratorio. Williams (1970) utilizando hembras experimentalmente infectadas con *L. mexicana*, fue capaz de llevar a cabo la transmisión del parásito hacia voluntarios humanos. Posteriormente se reportó que una de las principales especies antropofílicas de flebótomos en Nicaragua fue *Lu. cruciata* (Zeledón y Murillo 1983). Por otra parte, Rowton et al. (1991) en Belice, disecaron y examinaron un total de 2,450 hembras de *Lu. cruciata* capturadas en cebo humano y encontraron el parásito en cinco de ellas (0.20%), pero no lograron el aislamiento del mismo.

En relación a trabajos realizados en la Península de Yucatán, Ramírez (1992), encontró que la principal especie antropofílica en Campeche era *Lu. cruciata*, pero no logró detectar *L. mexicana* a partir de tales hembras. En Quintana Roo, Cruz-Ruiz et al. (1994) en colectas con cebo humano, encontraron que la especie antropofílica más abundante era nuevamente *Lu. cruciata*, con un 55.6% del total de especies capturadas. En la misma área de estudio de esta investigación, Andrade et al. (1994) encontraron 10 hembras de *Lu. cruciata* infectadas con flagelados del género *Leishmania*.

Toda esta información parece indicar que el papel de *Lu. cruciata* como vector de Leishmaniasis es más importante de lo que se había considerado en el pasado. La misma sugerencia fue señalada por Lainson (1984). En el listado de especies probadas ó bajo sospecha de ser vectoras de Leishmaniasis en el Nuevo

Mundo (Young y Lawyer 1987), no se incluye a *Lu. cruciata* para nuestro país. En tal listado solo aparece citada *Lu. o. olmeca* como vector confirmado en México. Sin embargo, esto es debido al trabajo de Biagi et al. (1965) quienes realizaron la captura de ejemplares en el Estado de Quintana Roo. Estos autores analizaron un total de 3,462 individuos de varias especies, pero la más abundante y analizada fué *Lu. cruciata* con 2,271 individuos. Aunque también es cierto que no se obtuvo transmisión a voluntarios humanos. La única que transmitió biológicamente *L. mexicana* al hombre fué *Lu. o. olmeca* (= *Phlebotomus flaviscutellatus*).

No se ponen en duda los hallazgos de Biagi op cit., pero es de suponer que los requisitos señalados por Killick-Kendrick y Ward (1981) para la incriminación de flebótomos vectores no fueron seguidos por Biagi op cit., además de que solo una persona resultó infectada con *L. mexicana* en las transmisiones experimentales. Por lo mismo es recomendable que los resultados no se extrapolen a otras localidades. Antes de eso, estudios adicionales deben de ser realizados en Campeche para confirmar la identidad del vector que mantiene en circulación a *L. mexicana*.

#### 8.2.- Estructura de edades, ciclo gonotrófico y tasa de sobrevida de *Lu. cruciata*.

A pesar de que se han usado otros métodos, aparte de Detinova (1962) para la determinación de paridad en flebótomos (Wilkies y Rioux 1980, Magnarelli et al. 1984), este método

resultó ser eficaz para las poblaciones de *Lu. cruciata* en el Estado de Campeche. Por su parte Lewis (1965) utilizó la técnica de relictos foliculares para la determinación de paridad de *Lu. cruciata* en Belice. Este autor encontró un 96% de paridad la cual atribuyó a autogenia. Perkins (1982) llegó a una conclusión similar con *Lu. cruciata* en Norteamérica. Porter et al. (1987) encontró un 81% de paridad para la misma especie en Guatemala, aunque no se hizo observación alguna sobre este resultado.

En el presente estudio no se hicieron intentos para determinar autogenia en las poblaciones de *Lu. cruciata*. La tasa de paridad obtenida durante el muestreo de 23 días, fué de 66.6%. Sin embargo, se requiere evidencia de laboratorio para confirmar los resultados de Lewis (1965) y Perkins (1984).

En relación al cálculo de ciclo gonotrófico y tasa de sobrevivencia, el pico no significativo de los índices de correlación para el día seis, puede indicar dos situaciones según Birley & Rajagopalan (1981). La primera de ellas es que si los valores de  $R(u)$  son bajos, entonces se debe concluir que la población es incoherente, es decir los picos de abundancia a lo largo del muestreo no siguen un patrón determinado. La segunda situación es que el método de muestreo sea inadecuado. En el presente estudio, se cree que el método de muestreo fue adecuado, puesto que se empleó la técnica de cebo humano, con la cual solo se capturan hembras hambrientas (Service 1977). Probablemente las bajas capturas (tamaño de muestra) que se presentaron en algunos días causaron los valores no significativos de  $R(u)$ . Otra consideración es que la prueba de

significancia de Chatfield (1975) podría ser muy severa (Holmes y Birley 1987, Mutero y Birley 1987).

Las diferencias entre ambos métodos, Birley y Rajagopalan (1981) y Holmes y Birley (1987) son mínimas. Sin embargo, como se observó en este estudio, la duración del ciclo gonotrófico fue indicada en ambos métodos en seis días. Pese a ello, la tasa de sobrevivencia diaria solo fue calculada usando el modelo de coeficientes de correlación (Holmes y Birley 1987), debido esencialmente a que estos datos fueron estadísticamente significativos.

No existe un estudio en donde se haya calculado la duración del ciclo gonotrófico en *Lu. cruciata*. Sin embargo, la estimación de éste en el presente estudio ( $R=6$ ) coincide con el estimador que para la misma especie calculó Perkins (1982). Este autor reportó un tiempo medio entre oviposiciones de 5.6 días.

---

### 8.3.- Análisis de la relación reservorio-vector.

Las casi nulas capturas en cebo animal de flebótomos invalidan cualquier discusión al respecto. Sin embargo, lo que es claro fue el hecho de obtener solo a *Lu. o. olmeca* en las colectas. Esta especie, según Biagi et al. (1965) ha sido capaz de transmitir a *L. mexicana* por picadura hacia voluntarios humanos. Además, debido a su alto grado de atracción a roedores silvestres, podría estar manteniendo en la naturaleza un ciclo zoonótico de transmisión. Aún falta mucho por investigar en relación a esta especie. Una posibilidad es realizar estudios de preferencias alimenticias de *Lu. o. olmeca* en posibles

reservorios de *Le. mexicana*, pero usando la técnica de ELISA para la identificación de los mamíferos usados como hospederos de las hembras de *Lu. o. olmeca* capturadas en sitios naturales de reposo.

#### 8.4.- Sitios de reposo y/o desarrollo larval de flebótomos.

El colector predominantemente a *Lu. deleoní* en madrigueras de mamíferos va de acuerdo con los reportes previos que han indicado su hábito no antropofílico (Forattini 1973). Es probable que *Lu. deleoní* esté muy asociada a tales madrigueras por el hecho de alimentarse sobre sus vertebrados ocupantes. Pocos individuos de especies antropofílicas como *Lu. shannoni* y *Lu. panamensis* fueron capturados en las madrigueras, por lo que no es factible que usen el interior de las mismas como sitios de reproducción y desarrollo larval.

— Respecto a las posibles especies vectoras de Leishmaniasis, muy pocos ejemplares de *Lu. o. olmeca* fueron colectados, pero en su mayoría eran machos. No fueron capturados individuos de *Lu. cruciata* en la trampa-embudo, lo cual sugiere que esta especie al igual que *Lu. o. olmeca* llevan a cabo la oviposición en otros lugares.

La abundancia de los flebótomos colectados con la trampa-embudo, tuvo un aparente ciclo reproductivo comprendido de Diciembre a Marzo, un patrón muy similar al de *Lu. cruciata* en colectas con cebo humano. El único parámetro climático que tuvo relación con la abundancia de los flebótomos habitando madrigueras fueron bajos niveles de precipitación.

Aunque los estadios larvales de los flebótomos requieren de altos niveles de humedad en el suelo, el agua libre ó en exceso tiene efectos letales sobre las larvas. Por ello durante la estación de lluvias cuando se registraron más de 500 mm, la población declinó drásticamente. Los parámetros ambientales de temperatura y humedad relativa no tuvieron un efecto aparente sobre la dinámica poblacional de los flebótomos, aunque tales datos más bien describen el aire atmosférico en el exterior de las madrigueras. Dentro de ellas existen microclimas. Ahora bien, en especies pequeñas de insectos, la conservación del agua es una condición esencial para sobrevivir y las madrigueras podrían proporcionar un microhabitat óptimo en el cual los insectos podrían evitar la desecación durante el día (Cloudsley-Thompson 1962).

La localización de los sitios de desarrollo larval de flebótomos es una tarea tediosa y difícil (Bettini 1989). Dolmatova y Demina (1971), señalaron que un lugar de desarrollo larval se puede considerar en las madrigueras si se detectan adultos que emergen de ellas. Así en este estudio las madrigueras positivas para hembras son criaderos larvales para las especies *Lu. deleoni* y *Br. hamata* principalmente. Estudios a futuro son necesarios para determinar exactamente donde *Lu. o. olmeca* y *Lu. cruciata* llevan a cabo la oviposición. Así se podría establecer un esquema de control de los vectores de Leishmaniasis cutánea localizada, en el área endémica del Estado de Campeche, México.

## 9.- CONCLUSIONES

- La única especie atraída a cebo humano fué *Lu. cruciata*, la cual fue mayormente abundante durante el mes de Marzo 1994 (34.79%) y tuvo un pico de actividad (34.0%) entre las 1800 a 1900 h.
- La captura de *Lu. cruciata* estuvo influenciada por rangos de humedad relativa entre los 88 - 100% y de temperatura entre los 19 - 22°C.
- El ciclo gonotrófico obtenido fue de seis días, con una tasa de sobrevivencia por ciclo de 0.503 y la tasa de sobrevivencia diaria fue de 0.89.
- La única especie de flebótomo atraída con el cebo animal fue *Lu. olmeca olmeca*.
- Las madrigueras de pequeños mamíferos sirven como criaderos larvales de flebótomos de las especies *Lu. deleoni* y *Brumptomyia hamata*.

## 10.- LITERATURA CITADA

Albertos, A. N. E., A. Vargas G., S. Canto L. & F. Andrade N. 1995. Índice endémico para leishmaniasis cutánea localizada en Campeche, México. Memorias del VI Congreso Nacional de Investigación en salud Pública. Cuernavaca, Morelos. 23 - 25 Enero.

Andrade, F., N. Van Wynsberghe, S. Canto, C. Navarro & J. Chable. 1994. Chiclero's ulcer (MEX LCL) Forty years later, 1953-1993. Dynamics of transmission. Memorias del VIII Congreso Internacional de Parasitología, Izmir, Turquía. 10-14 Octubre.

Andrade-Narvaéz, F. J., E. Simmonds D., S. Rico A., M. Andrade N., A. Palomo C., S. Canto L., M. R. García M., M. Madera S., & N. Albertos A. 1990. Incidence of localized cutaneous Leishmaniasis (Chiclero's ulcer) in Mexico. Trans. R. Soc. Trop. Med. & Hyg. 84: 219-220.

Andrade-Narvaéz F. J., N. E. Albertos A., S. B. Canto L., A. Vargas G., G. Valencia P., A. Palomo C., A. Ramírez F., J. Loria L., J. Cern E., M. Cárdenas M., & A. G. Damian C. 1992. Risk factors associated with cutaneous leishmaniasis infection and disease in the state of Campeche, Peninsula of Yucatan, Mexico. In: P. Wijeyaratne, T. Goodman & C. Espinal (eds.) Leishmaniasis Control Strategies: A Critical Evaluation. IDRC Supported Research. pp. 193-205

Adler, S. & O. Theodor. 1957. Transmission of disease agents by phlebotomine sand flies. Ann. Rev. Entomol. 2: 203-226.

Basimike, M., M. S. Mutinga, R. Kumar, & D. Munyinyi. 1992. Relative abundance of adult phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in relation to soil characteristics of their breeding sites in Baringo District, Kenya. *Environ. Entomol.* 21: 1114-1120.

Beach, R., D. G. Young, & G. Kiulu. 1986. New phlebotomine sand fly colonies II. Laboratory colonization of *Phlebotomus duboscqi* (Diptera: Psychodidae) *J. Med. Entomol.* 23: 114-115.

Beach, R., D. G. Young, & M. J. Mutinga. 1983. New Phlebotominae sand fly colonies: rearing *Phlebotomus Martini*, *Sergentomyia schwetzi*, and *Sergentomyia africana* (Diptera: Psychodidae) *J. Med. Entomol.* 20: 579-584.

Beier, J. C., B. M. El Sawaf, T. A. Morsy, A. I. Merdan, M. M. Rifaat, & S. El Said. 1986. Sand flies (Diptera: Psychodidae) associated with visceral leishmaniasis in El Agamy, Alexandria Governorate, Egypt. III. Experimental *Leishmania* infections and vector status. *J. Med. Entomol.* 6: 616-621.

Bettini, S. 1989. Sandfly breeding sites. In: D. T. Hart (ed.) *Leishmaniasis. The Current Status and New Strategies for Control.* pp. 179-188.

Biagi, F., A. M. de Biagi & F. Beltran H. 1965. *Phlebotomus flaviscutellatus*, transmisor natural de *Leishmania mexicana*. *Prensa Med. Mex.* 30: 267-272.

Biagi, F., A. M. de Biagi & F. Beltran H. 1966. Actividad horaria de *Phlebotomus* antropofílicos en la península de

- Yucatán. Rev. Invest. Salud Públ. 26: 73-77
- Birley, M. H. & P. K. Rajagopalan. 1981. Estimation of the survival and biting rate of *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae). J. Med. Entomol. 18: 181-186.
- Borovsky, D. & Y. Schlein. 1987. Trypsin and chymotrypsin-like enzymes of the sandfly *Phlebotomus papatasi* infected with *Leishmania* and their possible role in vector competence. Med. Veter. Entomol. 1: 235-242.
- Buescher, M. D., L.C. Rutledge, J. Roberts, & J. H. Nelson. 1984. Observations on multiple feeding by *Lutzomyia longipalpis* in the laboratory (Diptera: Psychodidae) Mosq. News 44: 76-77.
- Chable-Santos, J. B., N. R. Van Wynsberghe, S. B. Canto-Lara & F. J. Andrade-Narvaez. 1985. Isolation of *Leishmania (L.) mexicana* from wild rodents and their possible role in the transmission of localized cutaneous leishmaniasis in the State of Campeche, México. Am. J. Trop. Med. Hyg. (En prensa).
- Chaniotis, B. H. 1986. Successful colonization of the sand fly *Lutzomyia trapidoi* (Diptera: Psychodidae), with enhancement on its gonotrophic activity. J. Med. Entomol. 23: 163-166.
- Chatfield, C. 1975. The Analysis of Time Series: Theory and Practice. Chapman & Hall. Londres.
- Cloudsley-Thompson, J. L. 1962. Microclimates and the distribution of terrestrial arthropods. Annu. Rev. Entomol. 7: 199-222.

Craig, T. M., C. L. Barton, S. H. Mercer, B. E. Droleskey, & L. P. Jones. 1986. Dermal leishmaniasis in a Texas cat. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 35: 1100-1102.

Crampton, J., T. Knapp, & R. Ward. 1989. DNA probes for vector taxonomy. In: D. T. Hart (ed.) *Leishmaniasis: The Current Status and New Strategies for Control* pp. 957-964.

Comer, J. A. & J. L. Corn. 1991. Funnel trap for the capture of Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) from tree holes. *J. Med. Entomol.* 28: 289-292.

Cruz-Ruiz, A. L., J. García-Rejón, P. Manrique-Saide & J. Perez-Mutul. 1994. Taxonomical identification of anthropophilic species in Quintana Roo, Peninsula of Yucatan, Mexico. *Rev. Biomed.* 5: 127-131.

Davidson, G. 1954. Estimation of the survival rate of anopheline mosquitoes in nature. *Nature* 174: 792-793.

Detinova, T. S. 1962. *Age-grading Methods in Diptera of Medical Importance with Special Reference to some Vectors of Malaria*. WHO Monogr. Ser. No. 47 216 p.

Disney, R. H. L.: 1966. A trap for phlebotomine sandflies attracted to rats. *Bull. ent. Res.* 56: 445-451.

Disney, R. H. 1968. Observations on a zoonosis: Leishmaniasis in British Honduras. *J. Appl. Ecol.* 5: 1-59.

Dolmatova, A. V. & N. A. Demina. 1971. Les phlébotomes (Phlebotominae) et les maladies qu'ils transmettent. *Initiations-Documentations Techniques no. 18*. Office de la Recherche Scientifique et Technique. Outre-Mer, Paris.

Dougherty, M. J., R. D. Ward, & G. Hamilton. 1992. Evidence for the accessory glands as the site of production of the oviposition attractant and/or stimulant of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae). *J. Chem. Ecol.* 18: 1165-1175.

Dye, C., M. W. Guy, A. B. Elkins, T. J. Wilkies & R. Killick-Kendrick. 1987. The life expectancy of phlebotomine sandflies: first field estimates from southern France. *Med. Vet. Entomol.* 1: 417-425.

Elnaiem, D. A. & R. D. Ward. 1991a. Oviposition attraction of the sandfly *Lutzomyia longipalpis* (Lutz & Neiva) (Diptera: Psychodidae) to rabbit faeces. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.* 85: 312.

Elnaiem, D. A. & R. D. Ward. 1991b. Response of the sandfly *Lutzomyia longipalpis* to an oviposition associated with conspecific eggs. *Med. Veter. Entomol.* 5: 87-91.

Elnaiem, D. A. & R. D. Ward. 1992. Oviposition attractants and stimulants for the sandfly *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae). *J. Med. Entomol.* 29: 5-12.

Elnaiem, D. A., R. D. Ward, & H. H. Rees. 1991. Chemical factors controlling oviposition of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae). *Parassitologia (Suppl. 1)* 33: 217-224.

Elnaiem, D. A., I. Morton, R. Brazil, & R. D. Ward. 1992. Field and laboratory evidence for multiple bloodfeeding by *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae). *Med. Veter. Entomol.* 6: 173-174.

El Said, S., J. C. Beier, B. M. El Sawaf, S. Doha, & R. El Kordy. 1986. Sand flies (Diptera: Psychodidae) Associated with visceral leishmaniasis in El Agamy, Alexandria Governorate, Egypt II. Field behavior. J. Med. Entomol. 23: 609-615.

Endris, R. G., D. G. Young, & P. V. Perkins. 1987. Experimental transmission of *Leishmania mexicana* by a North American sand fly, *Lutzomyia anthophora* (Diptera: Psychodidae). J. Med. Entomol. 24: 243-247.

Endris, R. G., P. V. Perkins, D. G. Young, & R. N. Johnson. 1982. Techniques for laboratory rearing of sand flies (Diptera: Psychodidae) Mosq. News 42: 400-407.

Fausto, A. M., M. Maroli, & M. Mazzini. 1992. Ootaxonomy and eggshell ultrastructure of *Phlebotomus* sandflies. Med. Veter. Entomol. 6: 201-208.

Feliciangeli, M. D. 1987. Ecology of sandflies (Diptera: Psychodidae) in a restricted focus of cutaneous leishmaniasis in northern Venezuela. IV. Sandfly monthly fluctuation and Leishmaniasis incidence relationship. Mem. Inst. Oswaldo Cruz 82: 177-179.

Feliciangeli, M. D., O. C. Castrejon, & J. Limongi. 1993. Egg surface ultrastructure of eight New World phlebotomine sand fly species (Diptera: Psychodidae). J. Med. Entomol. 30: 651-656.

Flores, J. S. & I. Espejel C. 1994. Tipos de Vegetación de la Península de Yucatán. Etnoflora Yucatanense Fascículo 3, 135 pp.

Forattini, O. P. 1973. Entomologia Medica. Vol. 4 Psychodidae, Phlebotominae, Leishmanioses, Bartonelose. Editora Edgard Blucher. 658 p.

Fryauff, D. J., H. A. Kassem, M. G. Shehata, M. El Awady, & S. M. El Said. 1990. Enzyme electrophoresis as an alternative method for separating the sympatric *Leishmania* vectors *Phlebotomus papatasi* and *Phlebotomus langeroni* (Diptera: Psychodidae). J. Med. Entomol. 27: 773-776.

García, E. 1973. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Koppen. Apuntes de Climatología. Talleres Larios. México, D. F.

Gemetchu, T. 1976. The biology of a laboratory colony of *Phlebotomus longipalpis* Parrot & Martin (Diptera: Phlebotominae). J. Med. Entomol. 12: 661-671.

Gibb, P. A., T. J. Anderson & C. Dye. 1988. Are nulliparous sandflies light-shy? Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg. 82: 342-343.

Grimaldi, G. & R. B. Tesh. 1993. Leishmaniasis of the New World: Current concepts and implications for future research. Clin. Microbiol. Rev. 6: 230-250.

Grimaldi, G., R. B. Tesh & D. McMahon-Pratt. 1989. A review of the geographic distribution and epidemiology of leishmaniasis in the New World. Am. J. Trop. Med. Hyg. 41: 687-725.

Grogl, M., R. D. Kreutzer, C. P. McHugh & R. K. Martin. 1991. Characterization of *Leishmania* isolate from the rodent host *Neotoma micropus* collected in Texas and comparison

- with human isolates. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 45: 714-722.
- Gustafson, T. L., C. M. Reed, P. B. McGreevy, M. G. Pappas, J. C. Fox, & P. G. Lawyer. 1985. Human cutaneous leishmaniasis acquired in Texas. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 34: 58-63.
- Guzman, H., L. L. Walters & R. B. Tesh. 1994. Histologic detection of multiple blood meals in *Phlebotomus duboscqi* (Diptera: Psychodidae). *J. Med. Entomol.* 31: 890-897.
- Holmes, P. R. & M. H. Birley. 1987. An improved method for survival rate analysis from time series of haematophagous dipteran populations. *J. Anim. Ecol.* 56: 427-440.
- Jones, J. C. 1968. The sexual life of mosquitoes. In: T. Eisner & E. O. Wilson (eds.) *Readings from Scientific American*. W. H. Freeman and Company. San Francisco. pp. 71-78.
- Kassem, H. A., D. J. Fryauff, B. M. El Sawaf, M. G. Shehata, & N. F. Shoumar. 1990. Electrophoretic comparison of the ~~Leishmania~~ vectors *Phlebotomus papatasi* and *Ph. langeroni* (Diptera: Psychodidae). *J. Med. Entomol.* 27: 592-601.
- Kettle, D. S. 1990. Chapter 9: Psychodidae-Phlebotominae (Sand flies) In: Kettle, D. S. (ed.) *Medical and Veterinary Entomology* C. A. B. International. Wallingford, United Kingdom pp. 159-172.
- Killick- Kendrick, R. 1978. Recent advances and outstanding problems in the biology of phlebotomine sandflies. *Acta Tropica.* 35: 297-313.
- Killick- Kendrick, R. 1979. Biology of *Leishmania* in phlebotominae sandflies. In: W. H. R. Lumsden & D. A. Evans (eds.) *Biology of the Kinetoplastida*, Vol. 2.

- Academic Press, Nueva York. pp. 306-460.
- Killick- Kendrick, R. & R. D. Ward. 1981. Ecology of *Leishmania*.  
Workshop No. 11. Parasitol. 82: 143-152.
- Killick- Kendrick, R., A. J. Leaney, & P. D. Ready. 1977. The  
establishment, maintenance and productivity of a laboratory  
colony of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae). J.  
Med. Entomol. 13: 429-440.
- Killick- Kendrick, R., D. H. Molyneux, & R. W. Ashford. 1974.  
*Leishmania* in phlebotomine sand flies. I. Modifications of  
the flagellum associated with attachment to the mid-gut and  
oesophageal valve of the sandfly. Proc. Royal Soc. London  
Series B. 187: 409-419.
- Kleinbaum, D. G., L. L. Kupper & K. E. Muller. 1978. Applied  
Regression Analysis and Other Multivariable Methods. 2da.  
edition PWS-Kent Publishing Company, Boston.
- Kreutzer, R. D., G. B. Modi, R. B. Tesh, & D. G. Young 1987.  
Brain cell karyotypes of six species of New and Old World  
sand flies (Diptera: Psychodidae). J. Med. Entomol. 24:  
609-612.
- Kreutzer, R. D., M. T. Palau, A. Morales, C. Ferro, D.  
Feliciangeli, & D. G. Young. 1990. Genetic relationship  
among phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in the  
*verrucarum* species group. J. Med. Entomol. 27: 1-8
- Lainson, R. 1984. Cutaneous leishmaniasis in Belize, Central  
America, and identity of the causative parasite. Trans. R.  
Soc. Trop. Med. Hyg. 78: 851-852.

- Lainson, R. & J. J. Shaw. 1979. The role of animals in the epidemiology of South American leishmaniasis. Lumsden W. H. R. & In: D. A. Evans (eds.) Biology of Kinetoplastida. Vol. 2. Academic Press, Nueva York
- Lane, R. P. 1989. Sandfly systematics: epidemiological requirements and current developments. In: D. T. Hart (ed.) Leishmaniasis: The Current Status and New Strategies for Control. pp. 951-956.
- Lane, R. P. 1993. Sandflies (Phlebotominae) In: R. P. Lane & R. W. Crosskey (eds.) Medical Insects and Arachnids. Chapman & Hall. Londres.
- Lane, R. & R. D. Ward. 1984. The morphology and possible function of abdominal patches in males of the two forms of the leishmaniasis vector *Lutzomyia longipalpis*. Cah O.R.S.T.O.M. ser. Ent. med. Parasit. 22: 245-249.
- Lawyer, P. G. & D. G. Young. 1987. Experimental transmission of *Leishmania mexicana* to hamsters by bites of Phlebotominae sand flies (Diptera: Psychodidae) from the United States. J. Med. Entomol. 24: 458-462.
- Lewis, D. J. 1965. Internal structural features of some Central American phlebotomine sandflies. Ann. Trop. Med. Parasitol. 59: 375-385.
- Lewis, D. J. 1971. Phlebotominae sandflies. Bull. Wld. Hlth. Org. 44: 535-551.
- Lewis, D. J., D. G. Young, G. B. Fairchild & D. M. Minter. 1977. Proposals for a stable classification of the phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae). Syst. Entomol. 2: 319-

332.

Magnarelli, L. A. & G. B. Modi. 1988. Caloric determinations of Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae). J. Med. Entomol. 25: 127-130.

Magnarelli, L. A., G. B. Modi, & T. B. Tesh. 1984. Follicular development and parity in phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae). J. Med. Entomol. 21: 681-689.

Mahmood, F., D. A. Carlson, & D. Borovsky. 1992. Biosynthesis and metabolism of juvenile hormone III from methyl farnesoate by exposed corpora allata of *Lutzomyia anthophora*. J. Med. Entomol. 29: 548-555.

Maroli, M., S. Fiorentino, & E. Guandalini. 1987. Biology of a laboratory colony of *Phlebotomus perniciosus* (Diptera: Psychodidae). J. Med. Entomol. 24: 547-551.

McHugh, C. P., M. Grogl & R. D. Kreutzer. 1993. Isolation of *Leishmania mexicana* (Kinetoplastida: Trypanosomatidae) from *Lutzomyia anthophora* (Diptera: Psychodidae) collected in Texas. J. Med. Entomol. 30: 631-633.

McHugh, C. P., M. Grogl. & S. F. Kerr. 1990. Isolation of *Leishmania mexicana* from *Neotoma micropus* collected in Texas. J. Parasitol. 76: 741-742.

Minter, D. M. 1982. Phlebotomine sandflies. In: Manson-Bahr, P. E. C. & F. I. C. Apter (eds.) Manson's Tropical Diseases. Bailliere Tindall, London. 18th edition. pp. 743-759.

Modi, G. B. & R. B. Tesh. 1983. A simple technique for mass rearing *Lutzomyia longipalpis* and *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae) in the laboratory. J. Med. Entomol.

20: 568-569.

Murillo, J. & R. Zeledon. 1985. Flebótomos de Costa Rica. Brenesia No. 23. 137 p.

Mutero, C. M. & M. H. Birley. 1987. Estimation of the survival rate and oviposition cycle of field populations of Malaria vectors in Kenya. J. Appl. Ecol. 24: 853-863.

OMS, 1990. Lucha contra las leishmaniasis. Informe de un Comité de Expertos de la OMS. Organización Mundial de la Salud. Serie de Informes Técnicos 793. 177 p.

Perkins, P. V. 1982. The identification and distribution of phlebotomine sand flies in the United States with notes on the biology of two species from Florida (Diptera: Psychodidae). Tesis Doctoral, Universidad de Florida.

Phillips, A., P. J. M. Milligan, M. Maroli, R. P. Lane, S. Kamhawi, G. Broomfield & D. H. Molyneux. 1990.

Intraspecific variation in the cuticular hydrocarbons of the sandfly *Phlebotomus perfiliewi* from Italy. Med. Vet. Entomol. 4: 451-457.

Phillips, A., S. Kamhawi, P. J. M. Milligan, & D. H. Molyneux. 1989. Cuticular hydrocarbon analysis as a tool in sandfly identification. In: D. T. Hart (ed.) Leishmaniasis: The Current Status and New Strategies for Control. pp. 225-234.

Porter, C. H., F. J. Steurer & R. D. Kreutzer. 1987. Isolation of *Leishmania mexicana mexicana* from *Lutzomyia ylephiletor* in Guatemala. Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg. 81: 929-930.

- Ramírez, F. A. 1992. Estudio d. las poblaciones de *Lutzomyia* spp. (Diptera: Psychodidae). su variación mensual y actividad horaria en la zona de la Libertad, municipio de Escárcega, Campeche, México. Tesis Biólogo UADY. 36 p
- Rogo, L. M., E. D. Kokwaro, M. J. Mutinga, & C. P. M. Khamala. 1992. Differentiation of vector species of phlebotominae (Diptera: Psychodidae) in Kenya by chorionic sculpturing of their eggs. J. Med. Entomol. 29: 1042-1044.
- Rowton, E., M. de Mata, N. Rizzo, T. Navin & C. Porter. 1991. Vectors of *Leishmania braziliensis* in the Peten, Guatemala. Parassitologia 33 (Suppl. 1): 501-504.
- Seidelin, H. 1912. Leishmaniasis and Babesiasis in Yucatan. Ann. Trop. Med. & Parasitol. 6: 295-299.
- Schlein, Y. & A. Warburg. 1986. Phytophagy and the feeding cycle of *Plebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae) under experimental conditions. J. Med. Entomol. 23: 11-15
- Schlein, Y. & B. Yuval. 1987. Leishmaniasis in the Jordan Valley IV. Attraction of *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae) to plants in the field. J. Med. Entomol. 24: 87-90.
- Service, M. W. 1977. A critical review of procedures for sampling populations of adult mosquitoes. Bull. ent. Res. 67: 343- 382.
- Solbrig, O. T. & D. J. Solbrig. 1979. Introduction to Population Biology and Evolution. Adisson-Wesley Publishing Company. Filipinas. pp. 265-289.

- Southwood, T. R. E. 1978. Ecological Methods with Particular References to the Study of Insects Populations. Chapman & Hall Londres.
- Sudia, W. D. & R. W. Chamberlain. 1962. Battery light trap, an improved model. Mosq. News 22: 126-129.
- Theodor, O. 1936. On the relation of *Phlebotomus papatasi* to the temperature and humidity of the environment. Bull. ent. Res. 27: 653-671.
- Tesh, R. B., H. Guzman, & M. L. Wilson. 1992. Trans-beta-farnesene as a feeding stimulant for the sand fly *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae). J. Med. Entomol. 29: 226-231.
- Van Handel, E. 1972. The detection of nectar in mosquitoes. Mosq. News 32: 4-8.
- Vargas, D. L. 1981. Los lutzomíneos de México (Diptera: Phlebotomidae). Arch. Invest. Méd. Mex. 12: 579-587.
- Velasco-Castrejón, O. 1987. Las leishmaniasis en México. Rev. Lat. Amer. Microbiol. 29: 119-126.
- Velasco-Castrejón, O., S. J. Savarino, B. C. Walton, A. A. Gam, & F. A. Neva. 1989. Diffuse cutaneous leishmaniasis in Mexico. Am. J. Trop. Med. Hyg. 41: 280-288.
- Walters, L. L. 1993. Leishmania differentiation in natural and unnatural sand fly host. J. Euk. Microbiol. 40: 196-206.
- Walters, L. L., G. B. Modi, R. B. Tesh, & T. Burrage. 1987. Host-parasite relationship of *Leishmania mexicana mexicana* and *Lutzomyia aboumenci* (Diptera: Psychodidae) Am. J. Trop. Med. Hyg. 36: 294-314.

- Walters, L. L., G. L. Chaplin, G. B. Modi & R. B. Tesh. 1989. Ultrastructural biology of *Leishmania (Viannia) panamensis* (= *Leishmania braziliensis panamensis*) in *Lutzomyia gomezi* (Diptera: Psychodidae): A natural host-parasite association. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 40: 19-39.
- Ward, R. D. 1977. The colonization of *Lutzomyia flaviscutellata* (Diptera: Psychodidae), a vector of *Leishmania mexicana amazonensis* in Brazil. *J. Med. Entomol.* 14: 469-476.
- Ward, R. D., J. G. C. Hamilton, M. Dougherty, A. I. Falcao, M. D. Feliciangeli, J. E. Perez & C. J. Veltkamp. 1993. Pheromone disseminating structures in tergites of male phlebotomines (Diptera: Psychodidae). *Bull. ent. Res.* 83: 437-445.
- Wilkie, T. J. & J. A. Rioux. 1980. The application of Polovodova's technique for the age determination of *Phlebotomus (Larroussius) ariasi*. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.* 74: 114.
- Williams, P. 1970. Phlebotomine sandflies and leishmaniasis in British Honduras (Belize). *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.* 64: 317-368.
- Young, D. G. 1979. A review of the bloodsucking psychodid flies of Colombia (Diptera: Phlebotominae and Sycoracinae). *Inst. Food Agric. Sci Tech. Bull.* 806, Univ. of Florida, Gainesville. 266 p.
- Young, D. G. & P. G. Lawyer. 1987. New World vectors of the leishmaniases. In: K. F. Farris (ed.) *Current Topics in Vector Research*, Vol. 4. Springer-Verlag, Nueva York Inc.

pp. 29-71.

Young, D. G. & P. V. Perkins. 1984. Phlebotomine sand flies of North America (Diptera: Psychodidae). Mosq. News 44: 263-304.

Yuval, B. 1991. Leishmania-Sandfly interactions: An empirical field study. J. Parasitol. 77: 331-333. Yuval, B., A. Warburg, & Y. Schlein. 1988. Leishmaniasis in the Jordan Valley IV. Dispersal characteristics of the sandfly *Phlebotomus papatasi*. Med. Vet. Entomol. 2: 391-395.

Yuval, B. & Y. Schlein. 1986. Leishmaniasis in the Jordan Valley III. Nocturnal activity of *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae) in relation to nutrition and ovarian development. J. Med. Entomol. 23: 411-414.

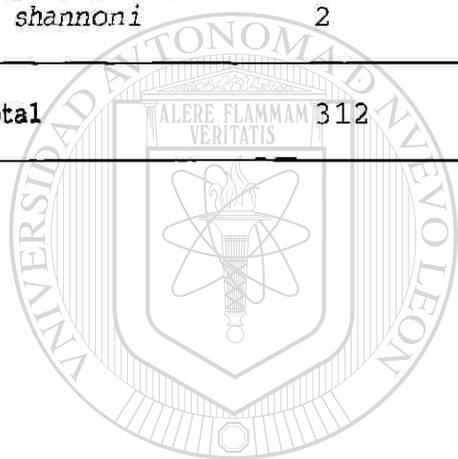
Meledon, R. & J. Murillo. 1983. Anthropophilic sandflies of Nicaragua, Central America. Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg. 77: 280-281.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

Tabla 1. Especies de flebótomos colectados en madrigueras de pequeños mamíferos usando la trampa-embudo en un bosque en el estado de Campeche, México.

Especie	Número		Total	%	
	Hembras	Machos		Hembras	Machos
<i>B. galindoi</i>	10	14	24	1.77	2.47
<i>B. hamata</i>	73	13	86	12.9	2.30
<i>L. carpenteri</i>	4	14	18	0.71	2.47
<i>L. deileoni</i>	220	188	408	38.87	33.22
<i>L. o. olmeca</i>	1	17	18	0.18	3.00
<i>L. panamensis</i>	2	0	2	0.35	0
<i>L. shannoni</i>	2	8	10	0.35	1.41
<b>Total</b>	<b>312</b>	<b>254</b>	<b>566</b>	<b>55.13</b>	<b>44.87</b>



# UANL

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS





DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

Figura 1. Trampa-embudo usada para capturar los flebótomos a la entrada de varias madrigueras de pequeños mamíferos en un bosque subperennifolio en Escárcega, Campeche.

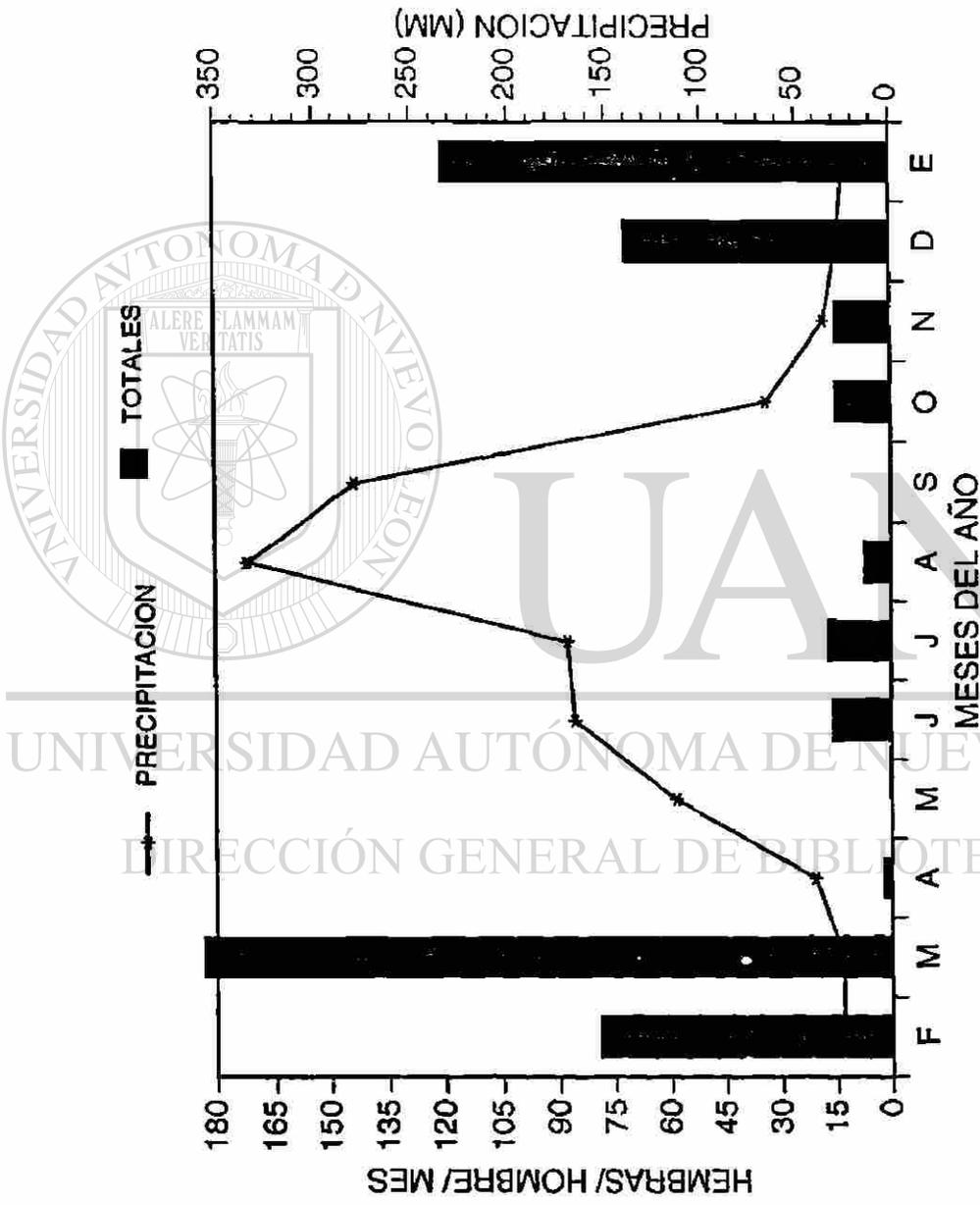


Figura 2. Abundancia de *Lu. cruciata* en colectas con cebo humano, por meses de captura. La Libertad, Escárcega, Campeche.

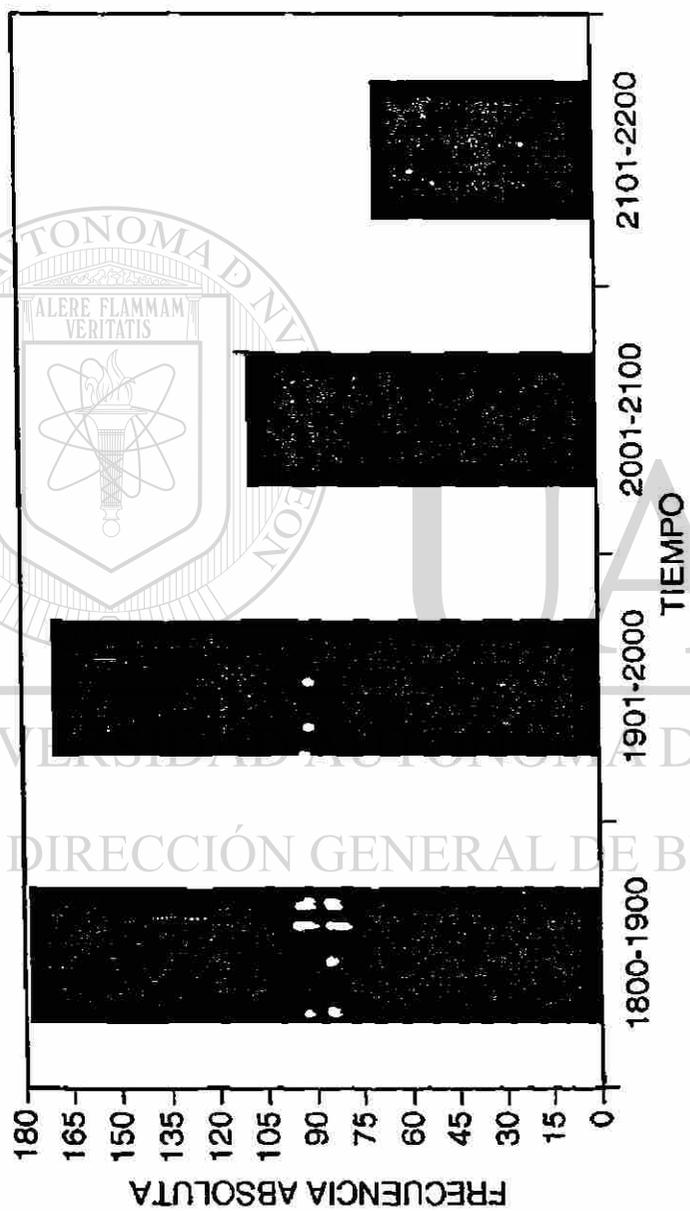


Figura 3. Actividad horaria de *Lu. cruciata* en colectas realizadas con cebo humano. La Libertad, Escárcega, Campeche.



Figura 4. Distribución de frecuencias de las capturas de *Lu. cruciata* realizadas con cebo humano de acuerdo con los valores de humedad relativa registrados en la Libertad, Escárcega, Campeche.

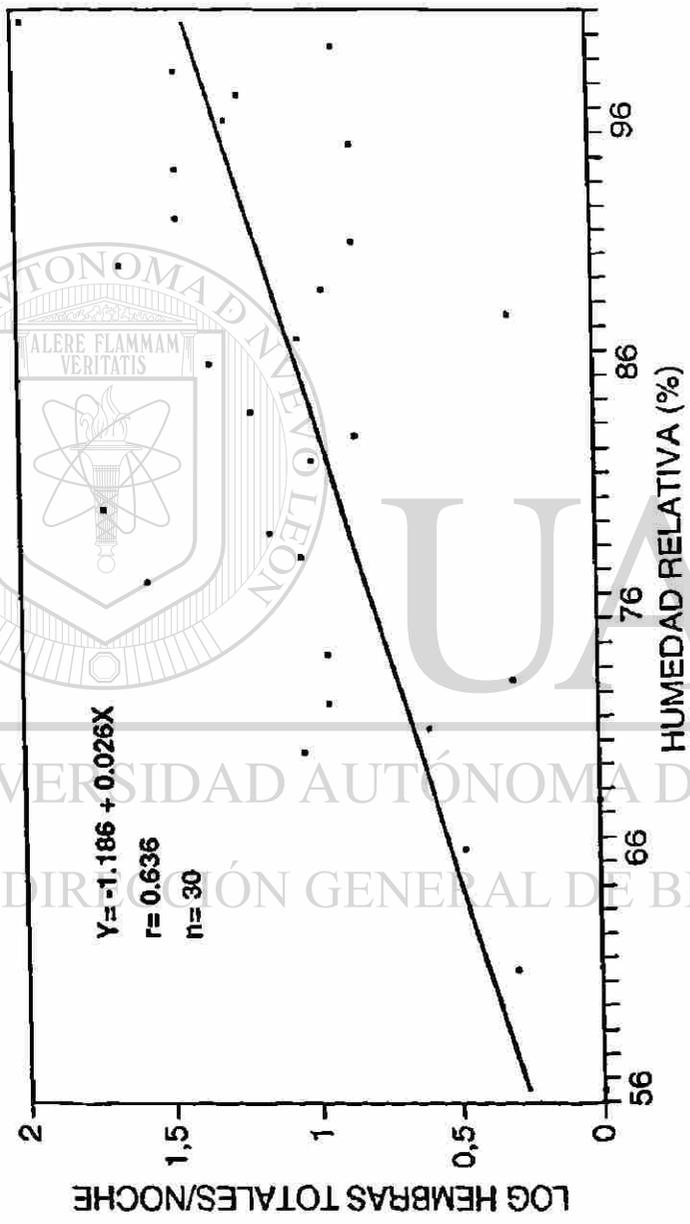


Figura 5. Regresión lineal que describe la relación de la humedad relativa con la actividad de picadura de *L.u. cruciata*.

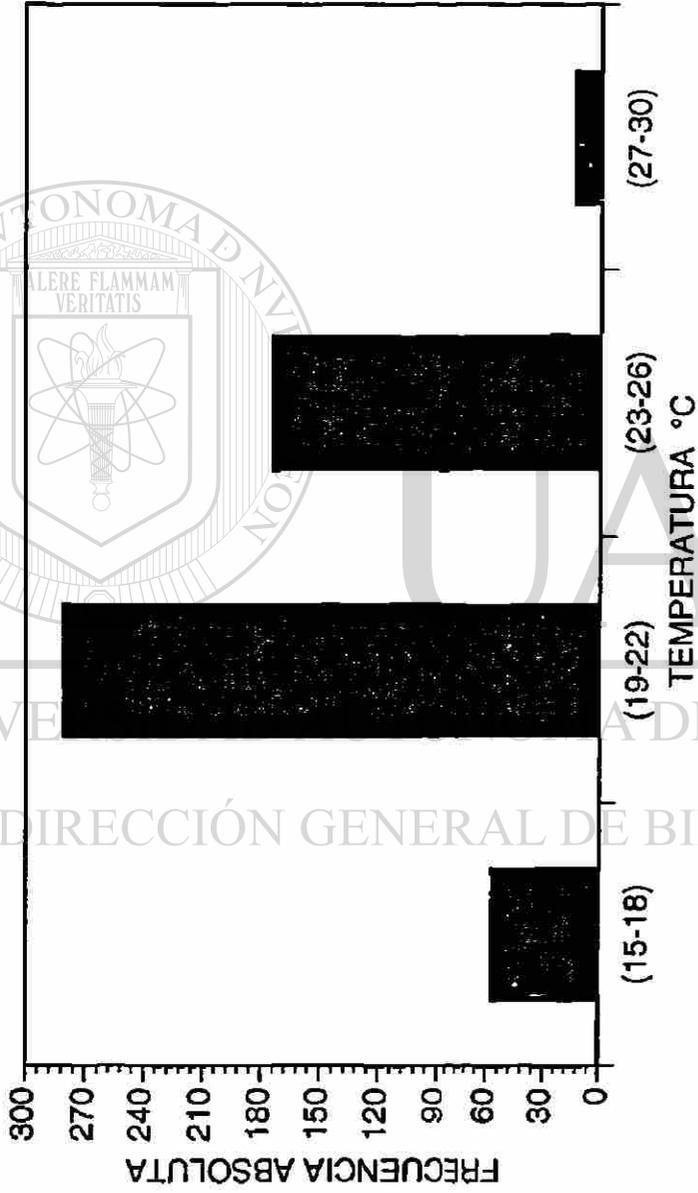


Figura 6. Distribución de frecuencias de las capturas de *L. cruciata* realizadas con cebo humano de acuerdo con los valores de temperatura registrados en La Libertad, Escárcega, Campeche.

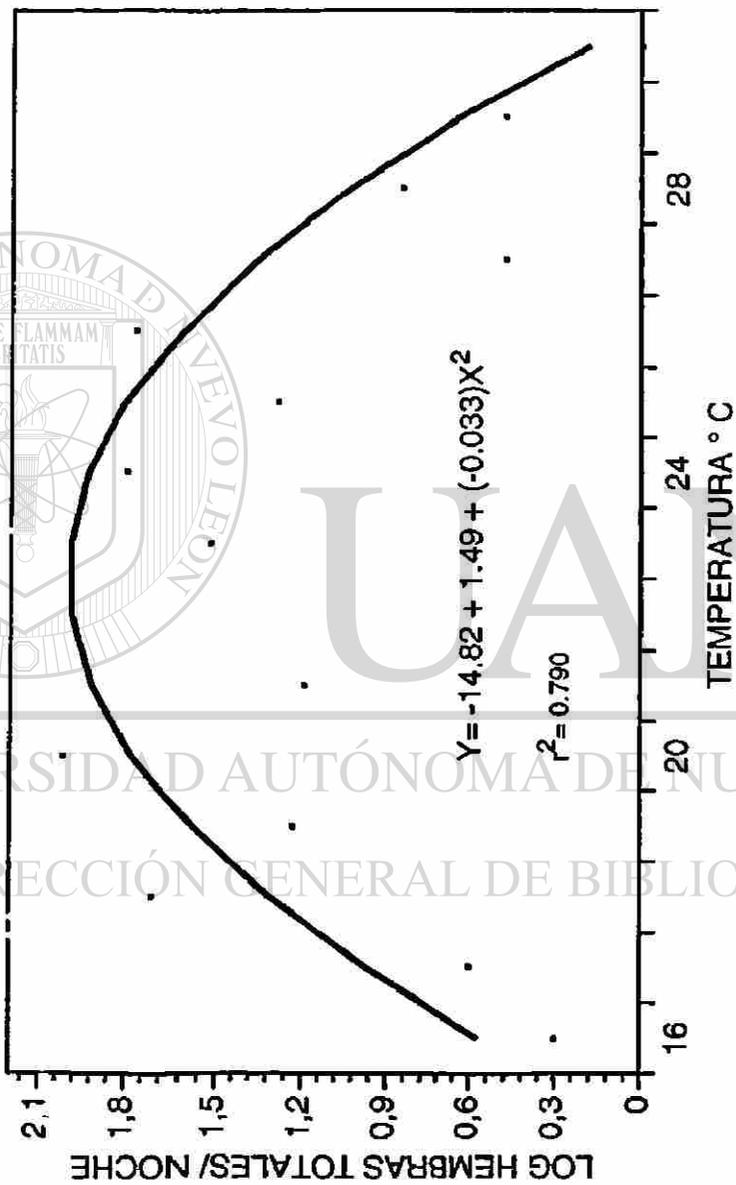
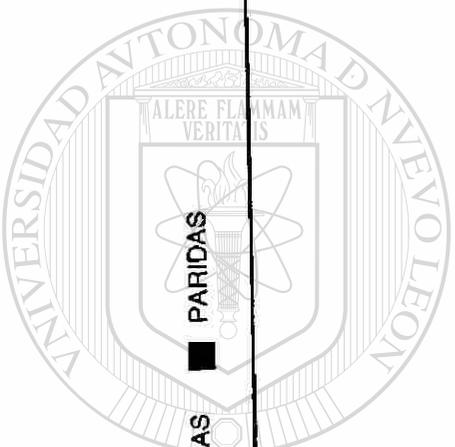


Figura # 7. Regresión cuadrática que describe la relación de la temperatura con la actividad de la picadura de *Lu. cruciata*.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN  
DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

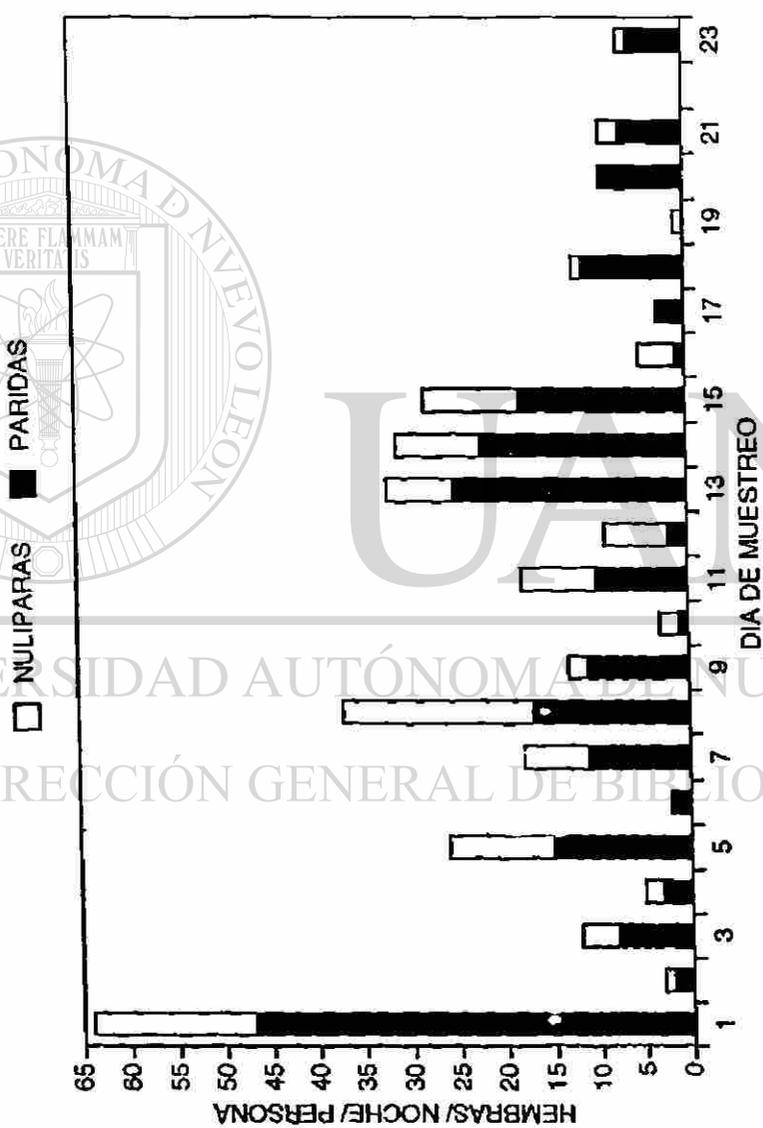


Figura 8. Total de hembras nulíparas y paridas de *Lu. cruciata* en colectas con cebo humano en una selva perennifolia. La Libertad, Escárcega, Campeche.

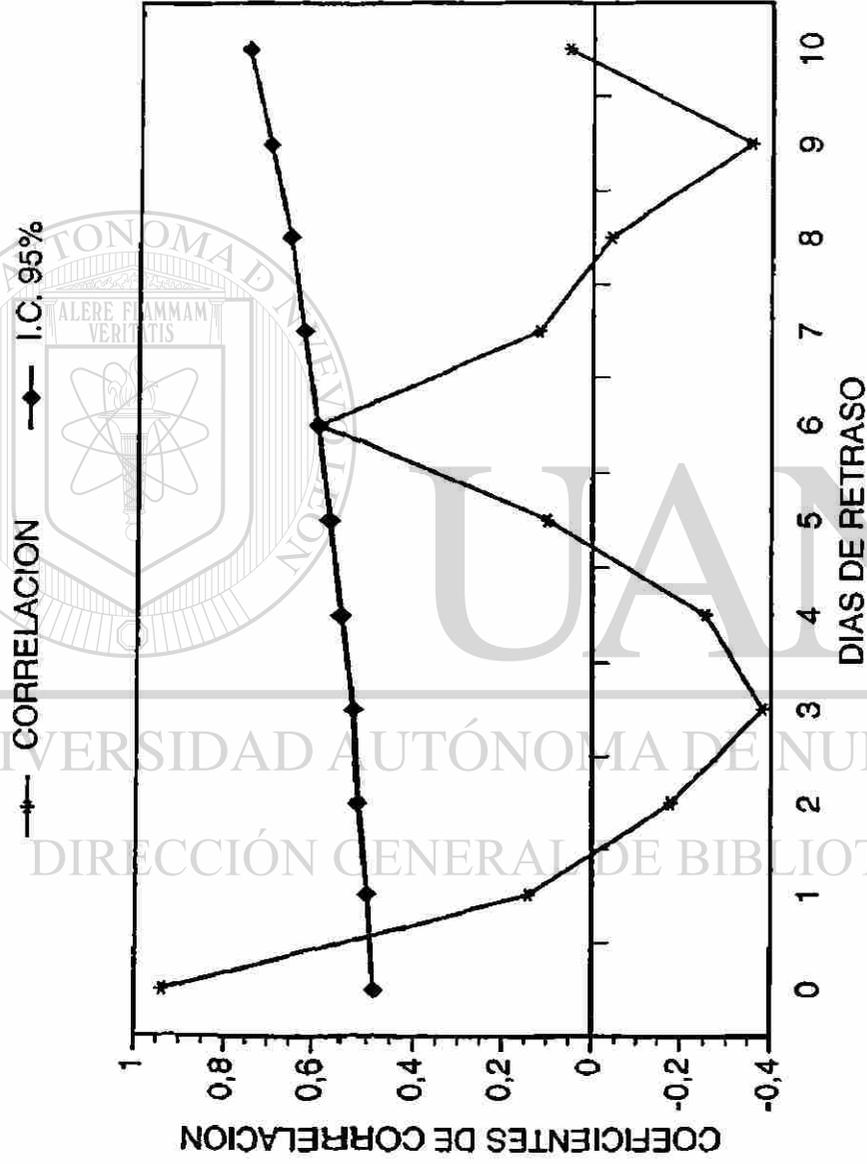


Figura 9. Coeficientes de correlación entre las series de tiempo filtradas para las hembras totales y paridas de *Ll. cruciata* colectadas por día y el intervalo de confianza al 95% para cada correlación.

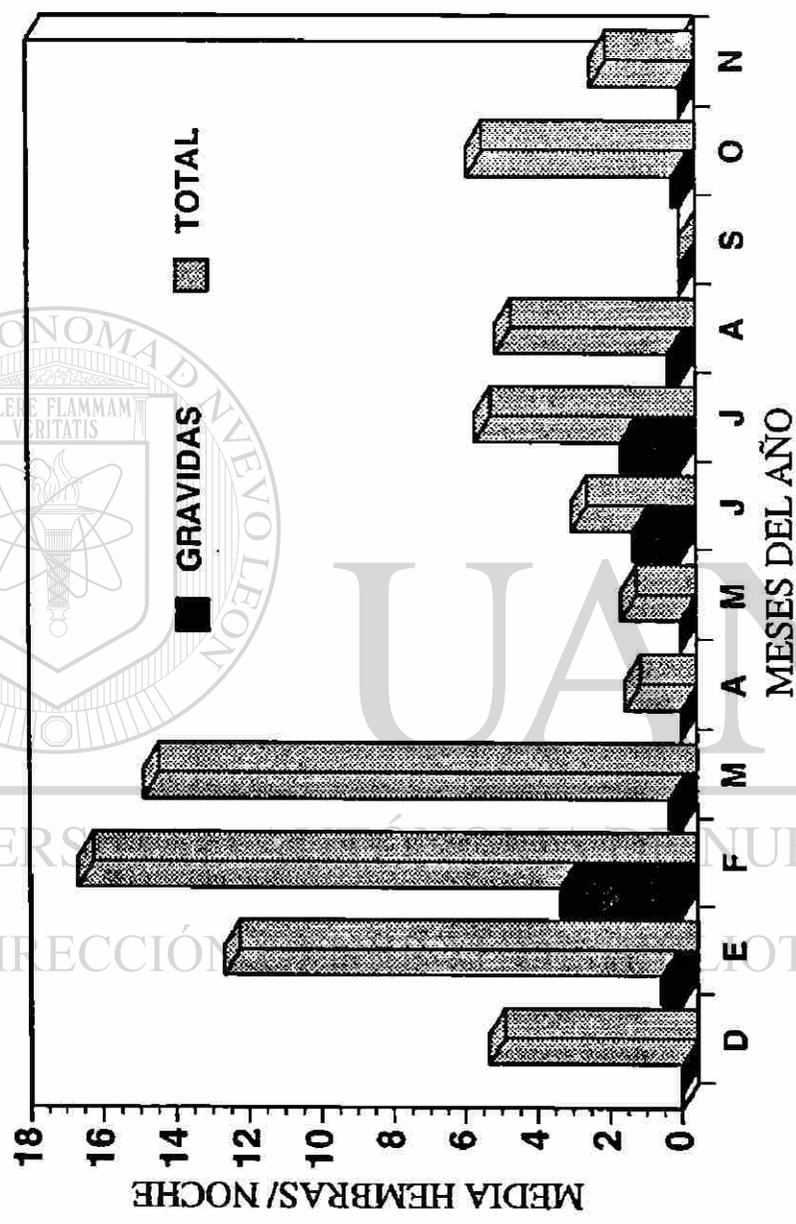


Figura 10. Abundancia de flebotomos y hembras grávidas colectadas en madrigueras de mamíferos con la trampa-embudo, en una selva subperennifolia en el estado de Campeche, México.

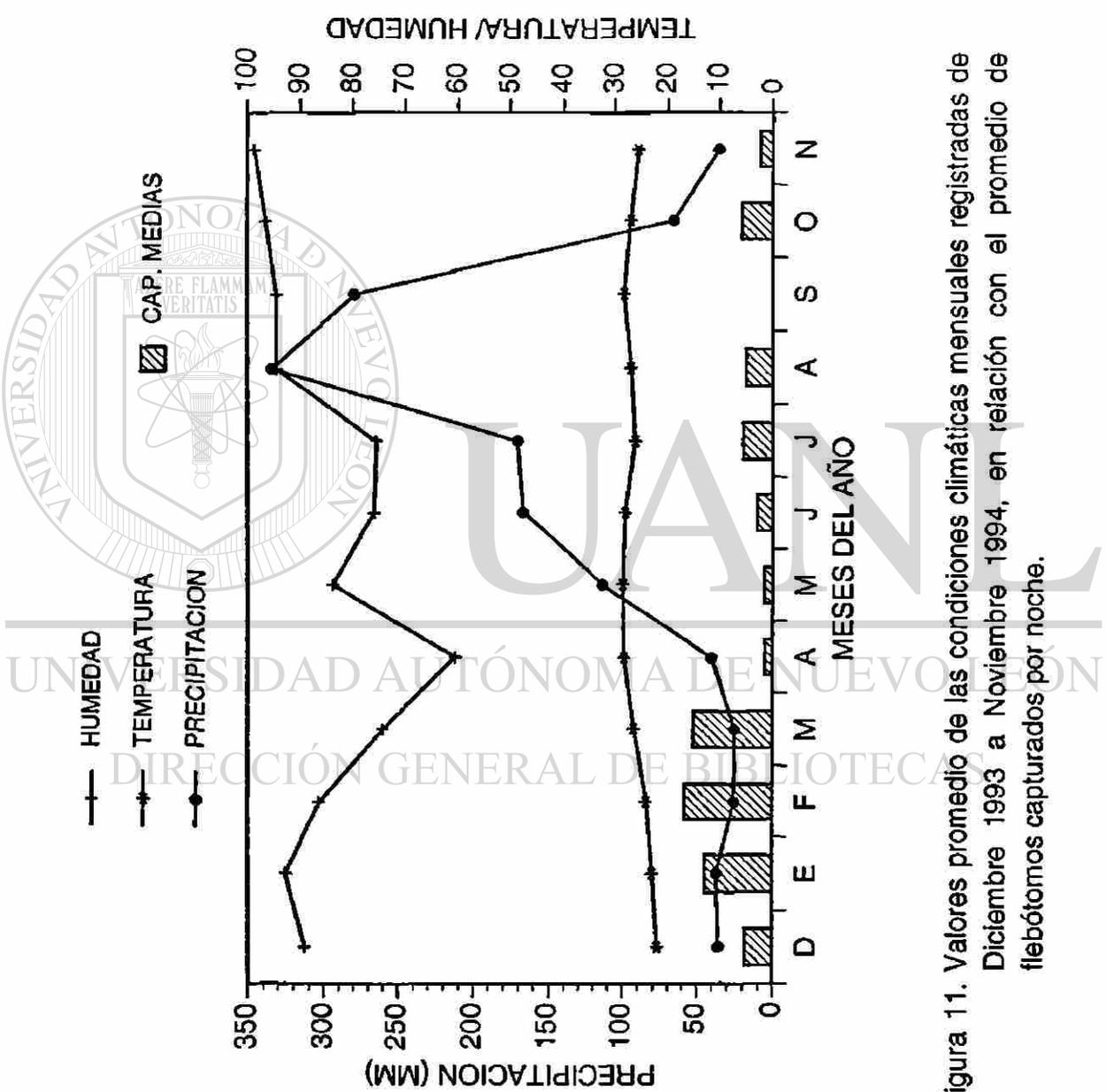


Figura 11. Valores promedio de las condiciones climáticas mensuales registradas de Diciembre 1993 a Noviembre 1994, en relación con el promedio de flebotomos capturados por noche.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

Figura 12. Abdomen de *Lu. deloni* donde se muestran los huevos en estado V de Christophers. Fotografía a 40 X. (Tomada por José Gibaja).

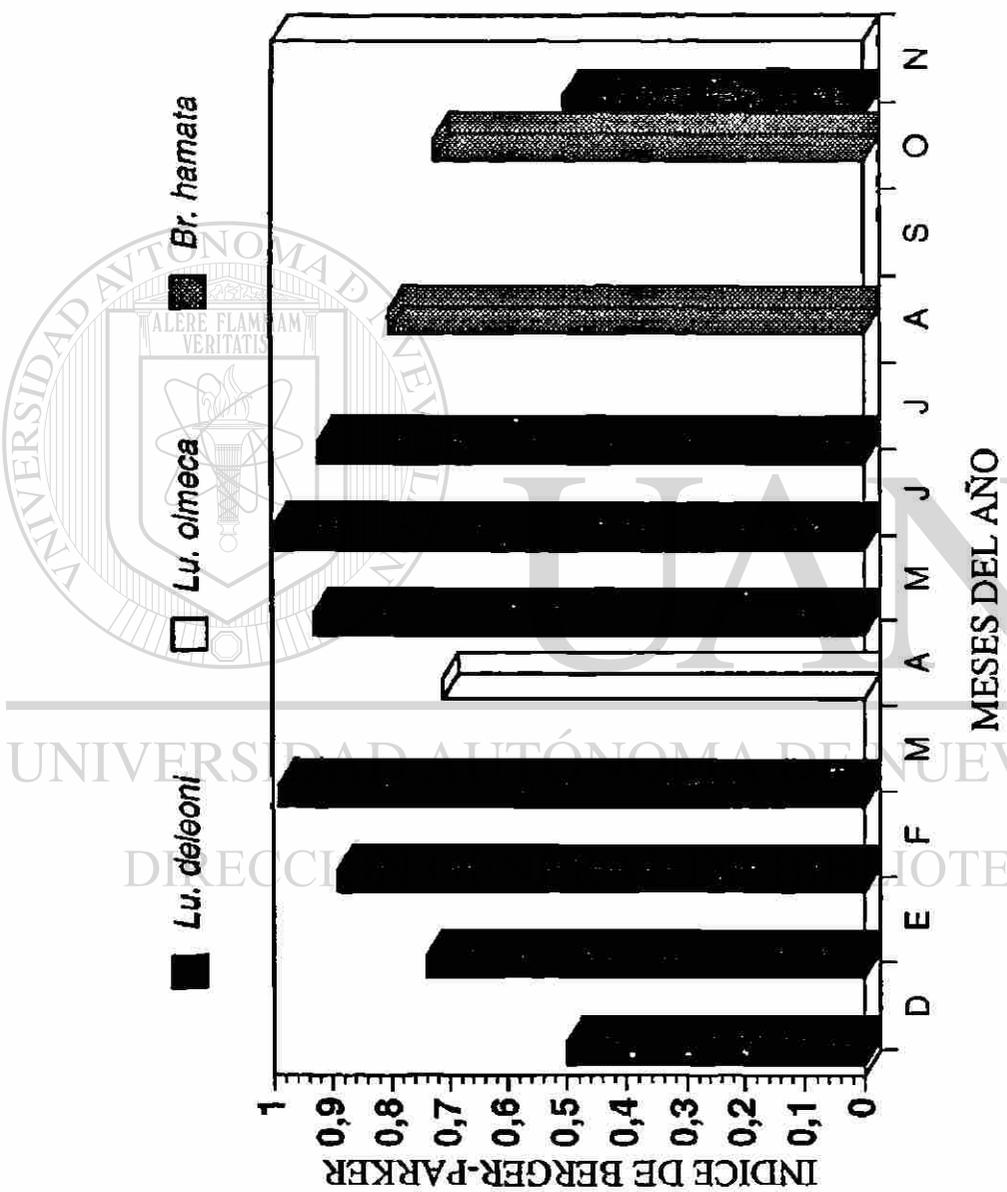


Figura 13. Índice de dominancia de Berger-Parker por mes en las colectas de fiebotomos capturados en las madrigueras en La Libertad, Escárcega, Campeche.



# UANL

---

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS

