

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



"ABUNDANCIA LARVARIA Y FUENTES ALIMENTICIAS DE
Aedes Aegypti (L) (DIPTERA: CULICIDAE)
EN ALGUNOS RECIPIENTES ARTIFICIALES,
EN EL SUR DE CHIAPAS, MEXICO"

TESIS

COMO REQUISITO PARCIAL PARA OPTAR EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS EN ENTOMOLOGIA MEDICA

PRESENTA

ARMANDO ULLOA GARCIA

Monterrey Nuevo León.

Septiembre de 1996.





1080072445

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



"ABUNDANCIA LARVARIA Y FUENTES ALIMENTICIAS DE
Aedes aegypti (L) (DIPTERA: CULICIDAE)
EN ALGUNOS RECIPIENTES ARTIFICIALES,
EN EL SUR DE CHIAPAS, MEXICO"

TESIS

COMO REQUISITO PARCIAL PARA OPTAR EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS EN ENTOMOLOGIA MEDICA

PRESENTA

ARMANDO ULLOA GARCIA

Monterrey Nuevo León.

Septiembre de 1996.

TM
RA 639
S
US



UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON
FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

"ABUNDANCIA LARVARIA Y FUENTES ALIMENTICIAS DE *Aedes Aegypti* (L)
(DIPTERA: CULICIDAE) EN ALGUNOS RECIPIENTES ARTIFICIALES,
EN EL SUR DE CHIAPAS, MEXICO"

TESIS

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

PRESENTA

ARMANDO ULLOA GARCIA

COMISION DE TESIS



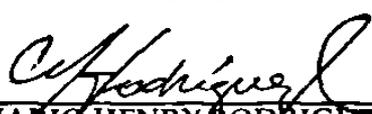
DR. MOHAMMAD H. BADI
PRESIDENTE



DR. ILDEONSO FERNANDES SALAS
SECRETARIO



DR. HUMBERTO QUIROZ MARTINEZ
VOCAL



DR. MARIO HENRY RODRIGUEZ L.
ASESOR EXTERNO

IN MEMORIA

**Dedico esta tesis a Inés Molina (†), compañera y amiga de la licenciatura
de quién guardo gratos recuerdos. Que en paz descanses.**

DEDICATORIA

Deseo dedicar este honesto trabajo a mi hijo JOSE ARMANDO por la dicha de ser Padre.

A mis padres

Arnulfo Ulloa Castillejos y

Silvia Garcia Guillén.

Con profundo Amor

A mi Esposa

Maria Elena Macotella Escobar

Por su amor y comprensión.

A mis hermanos

Arnulfo, Margarita Concepción, Rodolfo, Yolanda, Silvia, Jorge y Yesenia.

Con la gratitud que se merecen.

A mis suegros

Ernesto Macotella López y Elena Escobar

Por brindarme su cariño y apoyo.

A mis Sobrinos

Francisco, Eduardo, Gustavo, José Raúl, Juan Enríque, José Antonio, Xiomára, Monserrat, Paola, Ernesto, Ariadne y Bebsabé.

Con todo mi amor.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por el apoyo invaluable para llevar acabo mis estudios de Maestría.

Deseo expresar un agradecimiento especial a mi asesor Dr. PhD. Mario H. Rodríguez, por ser el principal guía en mi desarrollo profesional. Gracias por siempre.

Al Dr. Juan I. Arredondo Jiménez, por darme la oportunidad de colaborar en este Centro de Investigación y a su invaluable asesoría en el curso de este trabajo.

Al Dr. Ildefonso Fernández, por ser el impulsor de la calidad en la maestría en Entomología Médica, además de brindarme la oportunidad de pertenecer a ella.

Al Dr. Mohammad Badii Z., por su asesoría otorgada y revisión al escrito. Gracias Maestro.

Al Dr. Enrique Loyola, por la buena disposición de apoyarme siempre.

Al Dr. Humberto Quiroz, por su revisión al escrito y por brindarme sus conocimientos sobre el fascinante mundo de la Entomología Acuática.

Al M. en C. Américo D. Rodríguez, por permitirme colaborar con él y a su contribución de ideas para mejorar éste trabajo y apoyo estadístico.

Al M. en C. Cuauhtémoc Villarreal Treviño. Por su sincera amistad y apoyo desinteresado siempre que lo requerí. Gracias cuñado.

Al Ing. Salvador Partida, por su apoyo administrativo en las necesidades de este estudio.

Al M. en C. Alfonso Flores, por compartir sus conocimientos y su excelente don de persona.

Al M. en C. Filiberto Reyes, por su atinada labor en la maestría e inculcarme el interés en la Biología de los Mosquitos. Que siempre le vaya bien.

Al Dr. Rahim, por permitirme conocer lo complejo de la Bioestadística.

Al Dr. Roberto Mercado, por su buena disposición de enseñar.

A la Dra. Julia Verde, Maestra Ma. Luisa Rodríguez, Maestra Lizzet Villarreal, Sras. Cristina Franco e Irma González, por darme la oportunidad de contar con ellas.

A los M. en C. Cecilia Trujillo y Jorge Martínez, por demostrarme su amistad.

Al M. en C. René Roque, amigo fiel y compañero, por su aporte de literatura.

Al Q. A. Arnoldo Orozco, por compartir conmigo los grandes momentos de la Maestría.

A mis amigos y compañeros de la maestría Ezequiel Magallon, Rosa Ma. (Batita), Eugénia, Zinnia, Mi Yola, Mónica, Norma, Carolina, Armando, Rosario (mi tía), Nereida, Salvador, Adriana, Andrés, Cuauhtémoc, Botello, Felipe, quienes hicieron más grata mi estancia.

A la Familia Rodríguez Ramírez, en especial a Don Américo y Sras. Sara y Gloria, por todas las atenciones que me brindaron y que hicieron posible sentirme como en mi casa.

Al M. en C. Rogelio Danís, por su sincera amistad y apoyo estadístico.

Al Biol. Mauricio Casas, por su gran amistad y por sus invaluable apoyo en el curso de este trabajo. Gracias chilanguito.

Al M. en C. Alejandro Martínez, por su apoyo desinteresado en el curso de este trabajo.

Al Biol. Enrique López, por apoyarme siempre.

Al grupo de confesiones: Biol. Guillermo Bond, Biól. Carlos Marina, M. en C. José M. en C. Guadalupe Vázquez, por compartir éxitos y fracasos en nuestras confesiones, además de sus críticas constructivas en los ensayos de mis seminarios.

Al Ing. Teresa Wong Koo y su equipo Leticia Chirino, Odette de los Santos y Jaime, por el invaluable apoyo brindado en la elaboración de este trabajo.

A los Q.F.B José Domingo Méndez, Olga Ruth Gálvez, Antonio Rosales y Daniel Ramírez, por el apoyo en el procesamiento de las muestras.

A mi buen y distinguido Jorge Torres, por apoyarme siempre.

A Mirian e Irma por estar siempre pendientes de nosotros.

A todos los Investigadores del CIP, laboratoristas y personal administrativo que de alguna forma contribuyeron al desarrollo y culminación de este trabajo. Gracias.

A todos los señores técnicos de campo del CIP y en especial a los S^{res}. Eufronio Diaz, Elifas Mazariegos y Osvaldo Girón, por su apoyo en trabajo de campo.

CONTENIDO

INTRODUCCION	1
ANTECEDENTES	5
OBJETIVO GENERAL	7
OBJETIVOS ESPECIFICOS	7
HIPOTESIS DE TRABAJO	8
MATERIAL Y METODO	9
Area de estudio	9
Duración del estudio	9
Muestreo	9
Variable bióticas y abióticas estudiadas	10
Censo de poblaciones de <i>Aedes aegypti</i> y otros culícidos	10
Listado cualitativo de artrópodos acuáticos en los cuatro tipos de recipientes artificiales	12
Tamaño corporal de mosquitos por tipo de recipientes	12
Relación del tamaño corporal con la fecundidad y número de oviposición de <i>Aedes aegypti</i>	13

Análisis cualitativo del agua para determinar poblaciones de bacterias, microflora y microfauna presente	14
Análisis cualitativo del contenido estomacal de larvas de <i>Aedes aegypti</i>	15
Parámetros fisicoquímicos	16
Temperatura	16
Materia orgánica	16
Nitratos	17
Fosfatos	17
Oxígeno disuelto	18
Conductividad eléctrica	19
pH	19
Análisis estadístico	20
RESULTADOS	21
Densidad larvaria de <i>Aedes aegypti</i> en cada tipo de recipiente	21
Culícidos asociados a <i>Aedes aegypti</i> en cada tipos de recipiente	21
Artrópodos acuáticos encontrados en los cuatro tipos de recipientes	21
Tamaño corporal de <i>Aedes aegypti</i> en los cuatro tipos de recipientes	23

Relación del tamaño corporal con la fecundidad y número de oviposición de <i>Ae. aegypti</i>	24
Poblaciones de microorganismos en aguas de criaderos y contenido estomacal de <i>Ae. aegypti</i>	25
Protozoarios	25
Algas	26
Diatomeas	27
Bacterias	27
Poblaciones de bacterias en aguas y tres secciones del tracto digestivo de <i>Ae. aegypti</i>	28
Parámetros fisicoquímicos	29
Relación entre variables fisicoquímicos y la densidad de larvas de <i>Ae. aegypti</i>	30
DISCUSION	31
CONCLUSIONES	37
LITERATURA CITADA	38

INDICE DE TABLAS Y FIGURAS

Tabla 1.-Densidad larvaria de *Aedes aegypti* por litro de agua, en cuatro tipos de recipiente

Tabla 2.- Artrópodos colectados en los cuatro tipos de recipiente

Tabla 3.- Artrópodos colectados en tanques

Tabla 4.- Artrópodos colectados en llantas

Tabla 5.- Artrópodos colectados en tambos

Tabla 6.- Artrópodos colectados en floreros

Tabla 7.- Proporción de sexos de *Aedes aegypti* , obtenidos de pupas colectadas en los cuatro tipos de recipientes.

Tabla 8.- Longitud alar promedio (mm) de hembras y machos de *Aedes aegypti* , obtenidas de pupas colectadas en los cuatro tipos de recipientes

Tabla 9.- Relación del tamaño corporal y el número de oviposición por hembras de *Aedes aegypti*

Tabla 10.- Relación del tamaño corporal y el número promedio de huevos por hembras de *Aedes aegypti*

Tabla 11.- Géneros de protozoarios

Tabla 12.- Géneros de chlorophytas

Tabla 13.- Géneros de bacillariophytas

Tabla 14.- Bacterias encontradas en cada uno de los cuatro tipos de recipiente

Tabla 15.- Bacterias encontradas en aguas y tres secciones del tracto digestivo

Tabla 16.- Análisis químico comparativo del agua, en los cuatro tipos de recipientes artificiales

Tabla 17.- Correlación de Pearson de las variables fisicoquímicos y densidad larvaria de *Aedes aegypti*

Tabla 18.- Modelo de regresión entre las variables fisicoquímicas y densidad larvas de *Aedes aegypti*

Tabla 19.- Resultados de las variables estudiadas en cada tipo de recipiente

Figura 1.- Area de estudio

Figura 2. Densidad larvaria de *Aedes aegypti* por litro de agua

Figura 3.-Tamaño corporal promedio de hembras y machos de *Aedes aegypti*

Figura 4.- Relación del tamaño corporal y el número de oviposiciones por hembras de *Aedes aegypti*

Figura 5.- Relación del tamaño corporal y el número de oviposiciones por hembras de *Aedes aegypti*

Figura 6. Regresion lineal de la longitud alar con el número de huevos ovipositados por hembras de *Aedes aegypti* en la primera oviposición

Figura 7.- Regresión lineal de la longitud alar con el número de huevos ovipositados por hembras de *Aedes aegypti* en la segunda oviposición

Figura 8.- Regresión lineal de la longitud alar con el número de huevos ovipositados por hembras de *Aedes aegypti* en la tercera oviposición

Figura 9.- Regresión lineal de la longitud alar con el número de huevos ovipositados por hembras de *Aedes aegypti* en las tres oviposiciones

Anexo 1. Tabla de lectura de API 20-E

Anexo 2.- Hoja de resultados de API 20-E

RESUMEN

Se estudió la dinámica poblacional de *Aedes aegypti* (L.) principal vector de los dengue virus, en Huixtla, Chiapas México. Se censaron las poblaciones de estadios inmaduros de *Ae. aegypti* en cuatro tipos de recipientes (tanques, llantas, tambos y floreros) a lo largo de 10 semanas, con un muestreo por semana en cada recipiente (10 réplicas por tipo de recipiente). Así mismo se determinaron algunos parámetros fisicoquímicos. Se separaron además pupas de cada tipo de recipiente y se determinó el tamaño de los mosquitos adultos obtenidos de éstos. Luego se evaluó la longevidad (fecundidad) de mosquitos. Por último, se estudiaron las posibles fuentes de alimento de larvas de *Ae. aegypti*.

Se encontró que los recipientes en los que se presentó una mayor densidad larvaria fueron las llantas ($\bar{X}=48.49$ larvas/litro de agua). Otros culícidos como *Culex p. quinquefasciatus* y *Cx. coronator* estuvieron asociados a *Ae. aegypti* en los cuatro tipos de recipientes. Entre los artrópodos acuáticos las familias Chironomidae y Cipridae fueron encontrados frecuentemente en todos los tipos de recipientes.

El pH fue la única variable fisicoquímica que resultó asociada a la densidad larvaria de *Ae. aegypti*. Sin embargo, cuando se analizó mediante el análisis multivariado de covarianza (MANCOVA) ajustado por los cuatro tipos de recipientes, se encontró que el pH no tuvo ninguna relación con la abundancia de *Ae. aegypti*.

Se encontró además que en los tanques se produjeron los mosquitos más grandes ($\bar{X}=2.50$ 0.25mm hembras y $\bar{X}=2.110.18$ mm machos), con igual proporción de sexos en cada uno de los cuatro tipos de recipientes.

Los mosquitos de mayor tamaño tuvieron un mayor número de oviposiciones (hasta 5) y un mayor número de huevos por hembra.

Finalmente se observó que en el agua de los cuatro tipos de recipientes se encontraron protozoarios, algas, diatomeas y bacterias, mientras que en el tracto digestivo de larvas de *Ae. aegypti*, algas diatomeas y bacterias fueron encontradas con mayor frecuencia.

INTRODUCCION

Aedes aegypti se distribuye en las áreas tropicales y subtropicales del mundo, en general dentro de las latitudes 35°N y 35°S que corresponden a la isoterma de verano de 10°C, aunque su distribución puede sobrepasar estos límites en ciertas épocas del año. A su vez, la distribución de esta especie está limitada altitudinalmente: cerca de la línea ecuatorial puede encontrarse a gran altura, por ejemplo en Colombia se ha encontrado a 2,200 msnm con una temperatura media anual de 17°C. En zonas geográficas más alejadas del Ecuador es raro que la especie se encuentre por encima de los 1,000 msnm (Nelson, 1986). En México se ha encontrado hasta los 1 630 msnm (Ibáñez-Bernal, 1987).

Es una especie predominantemente urbana, aunque se encuentra también en zonas suburbanas y rurales. Se cría en recipientes artificiales y naturales localizados dentro o en los alrededores de las viviendas humanas, como son tambos, floreros, llantas, latas, botes, cubetas, agujeros en árboles o en hojas de plantas tropicales (Gómez-Dantés e Ibáñez, 1994).

Se han descrito y se utilizan actualmente varios índices para vigilar las poblaciones de *Ae. aegypti*. Estos indicadores detectan las poblaciones de este mosquito, a través del monitoreo de las densidades de la población larvaria e incluyen los índices de casa, de recipiente, de Breteau e índice Maya. En las operaciones contra *Ae. aegypti*, el índice de casa expresa el porcentaje de casas infestadas por larvas, pupas o ambos estadios de desarrollo y es usado con mayor frecuencia. Mientras que el índice de recipiente indica el porcentaje de recipientes infestados, el índice de Breteau registra el número de recipientes infestados por 100 casas y el índice Maya describe las casas investigadas en una área o comunidad de acuerdo al riesgo potencial de crianza larvario (casas conteniendo criaderos positivos) (Nelson, 1986; Miller *et al.* 1993). Estos índices entomológicos tienen una relación pobre con el riesgo de transmisión de dengue (Tun-Lin, 1995). Sin embargo, han sido una herramienta útil, para identificar los recipientes que frecuentemente albergan poblaciones larvarias de *Ae. aegypti* en una comunidad (Gómez-Dántes comentario personal).

Historicamente, el control larvario de *Ae. aegypti* ha sido mediante la eliminación de los sitios de cría (descacharrización). Sin embargo, esta práctica sólo puede ser aplicada a recipientes pequeños y de uso temporal, mientras que existen otros tipos de recipientes que no pueden ser desechados por ser de valor comercial como las llantas o de uso doméstico como tambos, tanques y pozos que las amas de casa usan para almacenar agua. En estos tipos de recipiente el control químico ha sido la medida de control comunmente usada, mediante el insecticida organofosforado Abate (temefos). Desafortunadamente, el requerimiento de personal capacitado aunado al elevado costo de mantenimiento de estas prácticas de control de amplia cobertura son factores que reducen su efectividad a largo plazo. Los estudios de la dinámica poblacional y los factores que regulan las poblaciones en los criaderos de *Ae. aegypti*, pueden proveer información relevante para que los programas de control puedan ser dirigidos a los recipientes de mayor importancia ("recipientes claves"), en términos de productividad y estabilidad en mantener poblaciones de larvas (Tun-Lin, 1995).

En México, al igual que en todo el continente americano, *Ae. aegypti* es el vector primario de los 4 serotipos del virus dengue. El dengue puede expresarse clínicamente en diversas formas e intensidades, dependiendo en gran medida de factores propios del huésped, aunque también pueden influir factores del virus. Tras un periodo de incubación de 3 a 14 días puede ser causa de fiebre indiferenciada, fiebre asociada a síntomas generales y dolores en el cuerpo, con o sin exantema (dengue clásico) o fiebre, hemorragias, derrames serosos y a veces choque (dengue hemorrágico) (Martínez-Torres, 1995).

El dengue, como problema de salud pública, toma cada vez mayor relevancia dentro del contexto de las enfermedades transmitidas por vectores. Sin lugar a dudas, una de las causas de su resurgimiento ha sido el incremento de desperdicios sólidos, acompañado de la necesidad de almacenar agua para el uso doméstico, lo que condiciona que se disponga de un mayor número de criaderos para el desarrollo del vector primario del virus dengue, el *Aedes aegypti* (Gómez-Dantés, 1995; Gubler, 1989).

Aunque *Ae. aegypti* no es un mosquito muy susceptible al virus dengue como lo son *Ae. albopictus* (Skuse) y *Ae. polynesiensis* (Marks), éste sin embargo es un mejor vector, debido a que es una especie doméstica tanto en su hábito de cría, de reposo y de alimentación dentro o alrededor de las casas. Estas características aseguran el contacto vector/hombre (Service, 1992).

Anualmente el pico de infecciones ocurre en octubre y noviembre, después del período de lluvias, presentándose epidemias locales de marzo a junio. La incidencia del dengue clásico en la República Mexicana hasta la semana 20 de 1996, fue de 871 casos. Los estados que reportaron un mayor número de casos fueron Veracruz (279 casos), Colima (161 casos) y Tamaulipas (139 casos), que en conjunto representaron el 66.48% del total registrado en el país. El dengue hemorrágico en el país, hasta la semana 18 de 1996, registró un total de 13 casos confirmados y 45 en estudio. Los estados con mayor número fueron Chiapas (4 casos), Morelos (2 casos), Oaxaca (2 casos), Tamaulipas (2 casos), representando un incremento del 116% respecto al año de 1995 (Secretaría de Salud, 1996).

Los virus dengue pertenecen a la familia Togaviridae y al género Flavivirus y por ser transmitido por artrópodos, están dentro del grupo de los arbovirus. Existen cuatro diferentes serotipos del virus dengue DEN-1, DEN-2, DEN-3 y DEN-4. Los primeros aislamientos los realizaron Sabin y Schlesinger en 1945 cuando aislaron las cepas Nueva Guinea y Hawai y que posteriormente se denominaron DEN 1 y DEN 2. En 1957-60, Hammon y sus colaboradores aislaron en las Filipinas los otros dos serotipos: DEN 3 y DEN 4. (Secretaría de Salud, 1992; Zarate, 1994).

En el hombre, cada uno de los cuatro tipos del virus del dengue ha estado asociado al dengue clásico y al dengue hemorrágico. Estudios realizados en Tailandia y Cuba han demostrado una asociación sistemáticamente elevada entre la infección por el tipo 2 del virus del dengue y el síndrome de choque (SCD). En epidemias ocurridas entre 1976 y 1978 en Indonesia y de 1980-1982 en Malasia se obtuvo frecuentemente en los casos graves el tipo 3 del virus del

dengue. El primer ataque confiere sólo protección transitoria y parcial contra los otros tres tipos del virus, y son posibles infecciones secundarias o sucesivas al cabo de un tiempo relativamente corto (OMS, 1987)

ANTECEDENTES

En diversas regiones del mundo la importancia de los recipientes como criaderos de *Ae. aegypti* es variable. Por ejemplo, las llantas fueron los recipientes de mayor preferencia por poblaciones de *Ae. aegypti* en Sur de Estados Unidos (Tinker, 1969), Puerto Rico (Moore *et al.* 1978) y áreas urbanas de Louisiana (Chamber *et al.* 1986). En el Caribe, Nelson (1986), encontró que los tambos de 200 litros fueron los criaderos preferidos por *Ae. aegypti*; mientras que Barker *et al.* (1988), reportaron que los recipientes usados en jardines fueron los más abundantes y preferidos por *Ae. aegypti*, Winch *et al.* (1992), reportaron en Mérida, Yucatán que los botes de latas y las llantas fueron los recipientes con mayor positividad a larvas de *Ae. aegypti*.

La importancia de un tipo de recipiente como criadero potencial, es medida por la preferencia del mosquito hacia éste (índice de recipiente) y la frecuencia relativa del tipo de recipiente en la comunidad. Otra consideración importante es la producción de adultos por tipo de recipiente. Por ejemplo, puede haber una frecuencia alta de botes positivos a *Ae. aegypti* en la comunidad, pero la producción real diaria de adultos se obtiene por conteo del número de pupas por recipiente dividiendo por dos, dado que el desarrollo de la pupa lleva aproximadamente dos días (Nelson, 1986).

La distribución de una especie se relaciona con los factores inherentes a la especie (factores intrínsecos) y los factores relativos al ambiente que inciden sobre la especie (factores extrínsecos). Uno de los factores extrínsecos más significativamente involucrado en el incremento poblacional de *Ae. aegypti*, lo constituye la lluvia, la cual se acumula en una gran variedad de recipientes expuestos a la oviposición, lo que determina que las áreas con más prevalencia de dengue sean aquéllas con mayor precipitación (Uribe, 1983; Ibáñez-Bernal *et al.* 1995). Esto determina que la transmisión de dengue presente un patrón estacional y el número de casos se incremente en el segundo semestre del año y de manera secuencial a la época de lluvias (Gómez-Dantés, 1995).

La abundancia del vector se encuentra muy relacionada con los factores sociales y culturales de cada país y región. Aunque se reconoce la persistencia de algunos de los factores que influyen en la selección del criadero para la oviposición (Gómez-Dantés, 1995). Por ejemplo las llantas son preferidas por *Ae. aegypti* por ser recipientes oscuros con microclima propicio (Nelson, 1986).

Otros investigadores como Beier (1994), Lord (1994) y Washburn (1995), reportan que la presencia de nutrientes orgánicos (disponibilidad de alimento), presencia de depredadores, parásitos y densidad de la población, son factores que regulan las poblaciones larvarias de *Ae. aegypti*.

OBJETIVO GENERAL

Contribuir al conocimiento de la dinámica de las poblaciones de estadios inmaduros de *Ae. aegypti* L. (Diptera:Culicidae) y la fauna asociada nativa en el sur de Chiapas, México.

OBJETIVOS ESPECIFICOS

- 1.- Determinar la densidad larvaria de *Ae. aegypti* en 4 de los tipos de recipientes más comunes en el sur de Chiapas.
- 2.- Determinar las poblaciones de microorganismos que se encuentran en el agua de los diferentes recipientes, establecer si son fuentes de alimento para las larvas de *Ae. aegypti* mediante análisis cualitativo del contenido estomacal de éstos.
- 3.- Determinar el tamaño de los mosquitos adultos de *Ae. aegypti* obtenidos de pupas colectadas en cada uno de los cuatro tipos de recipientes.
- 4.- Relacionar el tamaño corporal con la fecundidad y número de oviposiciones en hembras de diferentes clases de tamaños.
- 5.- Evaluar las condiciones fisicoquímicas del agua en los diferentes recipientes y establecer su relación con la presencia y abundancia de larvas de *Ae. aegypti*.

HIPOTESIS DE TRABAJO

La presencia y densidad de larvas de *Ae. aegypti* en los diferentes recipientes es determinada por las características físico-biológicas del hábitat.

MATERIAL Y METODO

Area de estudio

El estudio se llevó a cabo en el poblado de Huixtla, Chiapas., localizado hacia al sur del estado, en los 97° W y 15° 8' N, en una región conocida como el plano costero. Esta localidad está situada a 28 msnm y cuenta con una población de 44,496 habitantes, con una densidad de 115 habitantes por kilómetro cuadrado (Figura 1).

Duración del estudio

Este estudio tuvo una duración de 1 año, evaluándose 4 tipos de recipientes artificiales que fueron tanques, llantas, tambos y floreros que por su abundancia y disponibilidad se consideran criaderos potenciales de poblaciones de *Ae. aegypti* y otros culícidos. Para cada tipo de recipiente se realizaron muestreos semanales.

Muestreo

Se seleccionaron 10 unidades muestrales de cada tipo de recipiente. Fue requisito de que todos los recipientes seleccionados tuvieran agua y larvas de *Aedes aegypti*.

Los floreros fueron seleccionados en el interior del panteón municipal; mientras que los tanques, tambos y llantas en los domicilios (Figura 1).

Variables bióticas y abióticas estudiadas.

Bióticas

- Densidad larvaria de *Aedes aegypti* por tipo de recipiente.
- Presencia de artrópodos acuáticos.
- Relación del tamaño corporal con el número de oviposiciones y número de huevos por hembras de *Ae. aegypti*.
- Análisis cualitativo de poblaciones de bacterias, microflora y microfauna presente en agua y estómagos de larvas de *Aedes aegypti*.

Abióticas

- Temperatura.
- Materia orgánica.
- Nitratos.
- Fosfatos.
- Oxígeno disuelto.
- Conductividad eléctrica.
- pH.

Censo de las poblaciones de *Ae aegypti* y otros culícidos

Se registró la densidad absoluta de las formas inmaduras de las especies existentes de cada depósito. En tanques y tambos una red de plancton fue usada para el muestreo, mientras que en llantas y floreros se usaron dos succionadores de plástico.

En los tanques y tambos la red fue sumergida en el agua, con movimientos en forma circular, pegada a las paredes del recipiente y desplazandola hacia el centro con el fin de coleccionar todas las larvas. Cuando el agua contenía mucha materia orgánica, después de cada muestreo el agua se dejaba en reposo para que la materia orgánica precipitara y así continuar con el muestreo hasta que todas los estadios eran extraídos.

El material colectado fue depositado en charolas de peltre blanco. Los estadios inmaduros, incluyendo las pupas fueron contadas con el apoyo de goteros transparentes. Las larvas, una vez cuantificadas, fueron regresadas a su depósito y las pupas fueron trasladadas al laboratorio en bolsas de plástico, donde se les mantuvo hasta adultos, los cuales fueron sexados e identificados mediante las claves Clark-Gill y Darsie (1983).

Para el muestreo en llantas y floreros dos succionadores de 100 ml fueron usados para extraer el agua total, la cual fue filtrada a través de un tamiz con malla de luz número 20 (Hubbard Scientific Co. Northbrook, Ill), para que las larvas atrapadas en éste se depositaran en una charola y poder así cuantificar por estadios larvarios con el apoyo de goteros. Las larvas de todos los estadios fueron regresadas a su depósito y las pupas fueron trasladadas al laboratorio para que al emerger los adultos fueran identificados.

El volumen de agua en tanques fue obtenido aplicando la fórmula para una área rectangular, $V=a$ (largo) \times b (ancho) \times c (altura), a y b fueron constantes para cada tanque, variando la altura que fue el registro del nivel del agua medido con la regla de madera previamente calibrada a 1 metro. Esta se introdujo verticalmente al agua y el nivel de agua se registró en centímetros.

Para el volumen en tambos se aplicó la fórmula de un cilindro circular recto, $V=\pi$ (3.1416) \times r^2 (radio de la base) \times h (altura), a cada tambo le fue medido el radio de la base, siendo éste constante para cada tambo durante el estudio y la altura correspondió al registro del nivel del agua en cada visita, medido con la regla de madera previamente calibrada a 1 metro. En llantas y floreros el volumen total de agua fue extraído, medido con un probeta de plástico de 1 litro. La densidad larvaria por tipo de recipiente fue expresada por litro de agua en cada tipo de recipiente.

Listado cualitativo de artrópodos acuáticos en cada tipo de recipiente

Al realizar el muestreo de poblaciones larvales, se colectaron también los artrópodos acuáticos presentes en cada tipo de recipiente. Se trasladaron al laboratorio en bolsas de plástico con agua para su identificación hasta familia mediante claves de Merrit y Cummis (1984).

Tamaño corporal de mosquitos por tipo de recipiente

Las pupas colectadas en cada tipo de recipiente fueron depositadas en bolsas de plástico previamente identificadas por tipo de recipiente, fecha de visita y se transportaron al laboratorio, donde se mantuvieron en vasos de plástico, tapados con tela tricot para evitar que los mosquitos al emerger escaparan.

Los mosquitos (hembras y machos) emergidos fueron anestesiados con cloroformo para la identificación de las especies existentes y determinar el tamaño corporal, estimado mediante la longitud alar, midiéndose desde la incisión axial al margen de la vena R1 sin contar las escamas de las fimbrias (Xue & Ali 1994). Para ello, con la ayuda de una pinza de disección a cada mosquito (hembra y macho) se le extrajo una de las alas, ésta se colocó en un portaobjetos, la longitud alar fue registrada mediante un microscopio estereoscópico (Bausch & Lomb) que contenía un ocular graduado (Olympus Tokio P7X) previamente calibrado en milímetros.

Relación del tamaño corporal con la fecundidad y número de oviposición de *Aedes aegypti*.

Se colectaron larvas de cuarto estadio con agua de los recipientes y fueron mantenidas en cámaras de emergencia. Una cámara consistió de dos compartimientos, en la inferior se colocó la muestra del material biológico, los mosquitos al emerger pasaron al compartimiento superior a través de un cono invertido, el cual no permitió el regreso de los mosquitos al compartimiento inferior. Los mosquitos hembras y machos permanecieron en la cámara por 48 horas con acceso a sucrosa al 10%, para permitir la copulación. Cumplido este periodo, las hembras fueron extraídas de la cámara y colocadas en vasos desechables, donde se les ofreció alimentación de sangre humana a saciedad. Las hembras que no se alimentaron se les ofreció otra alimentación a las 8 horas siguientes y los machos fueron desechados. Las hembras alimentadas fueron colocadas individualmente en cámaras de oviposición, consistente en un vaso de plástico con 40 ml de agua filtrada, conteniendo un abatelengua forrado con papel filtro como soporte de oviposición y así facilitar el conteo de los huevos.

Cada 24 horas post-alimentación, el agua y abatelengua de cada vaso era observado, en caso de oviposición el número de huevos fue cuantificado bajo un microscopio estereoscópico (Bausch & Lomb) y un contador manual.

Cada mosquito que ovipositó fue colocado en otra cámara de oviposición con alimentación a base de sucrosa al 10% y se le permitió otra alimentación sanguínea a las 24 horas de su primera oviposición. Este procedimiento fue seguido por varios ciclos de oviposición (frecuencia) hasta que el mosquito muriera en forma natural. Cuando esto ocurrió, se le extrajo una de las alas para registrar su tamaño corporal.

A las hembras que no ovipositaron después de 72 horas, se les ofrecieron otras comidas sanguíneas hasta que ovipositaron; si el mosquito moría sin ovipositar, éste era desechado.

Análisis cualitativo del agua para determinar poblaciones de bacterias, microflora y microfauna presente.

De cada tipo de recipiente, fue obtenida una muestra de agua de 60 ml. en frasco DBO previamente esterilizados. Las muestras fueron colectadas de la profundidad. Posteriormente se transportaron al laboratorio en una hielera. Una vez en laboratorio, fueron obtenidas submuestras para el aislamiento de poblaciones de bacterias presentes mediante siembras en caldo nutritivo en agua peptonada alcalina (APA, solución de cloruro de sodio al 0.05% y peptona de caseína al 1% con pH 9). Para ello, en un tubo estéril con caldo nutritivo se adicionó con un pipeta estéril, 1 ml de la muestra. Estas fueron incubadas a 37°C por 8 horas. Posteriormente se procedió a la siembra en placas de diferentes medios de agar para obtener colonias de las diferentes bacterias presentes. Los medios que se utilizaron fueron: agar sangre de carnero que es un medio de aislamiento primario (Becton Dickinson de México-Bioxon), agar dextrosa-saboraud, medio de aislamiento para hongos (Laboratorios Difco), agar de eosina azul de metileno, medio para aislamiento de enterobacterias (Becton Dickinson de México-Bioxon) y agar salmonella shigella, medio selectivo (Becton Dickinson de México-Bioxon). La siembra se realizó mediante la técnica de estriado en placas, que consistió en tomar una muestra con una asa bacteriológica del tubo que contenía la suspensión de bacterias y se transfirió a las placas. Las placas fueron incubadas por 24 horas a 37°C. Cumplido este periodo se observó si había crecimiento.

Con el fin de identificar las bacterias presentes se realizaron pruebas bioquímicas mediante la técnica de API-20E (bioMérieux), que es un sistema para la identificación de Enterobacterias al igual que otros bacilos Gram-negativos y no exigentes. Este sistema consta de 20 microtubos que contienen los sustratos deshidratados. En cada tubo fue adicionado una suspensión de 5 ml de muestras de bacterias que rehidratan el sustrato. Cada grupo de tubos fue incubado por 24 horas a 37°C, periodo en la que el metabolismo de las bacterias producen cambios de color espontáneo o bien al añadir reactivos en el sistema, cambios que permitieron realizar la lectura de las reacciones en los tubos, de acuerdo con la Tabla de lectura (Anexo 1), anotando en la hoja de resultados

(Anexo 2) las reacciones espontáneas. Si la glucosa era positiva y/o 3 o más pruebas eran positivas, se realizaban el revelado de las pruebas que requerían reactivos y si la glucosa era negativa no se adicionaban reactivos. Mediante la Tabla de identificación se comparaban las reacciones de la hoja de resultados con los de la tabla de lectura. Del conjunto de reacciones se obtuvo un perfil numérico. En la hoja de resultados, las pruebas estaban separadas en grupos de tres y un valor 1, 2 o 4 era indicado para cada uno. El grupo de tubos del sistema API 20-E consta de 20 pruebas, los números en el interior de cada grupo corresponden a las reacciones positivas. La prueba de la Oxidasa es el nº 21 y si es positivo se le asigna el valor 4. Sumando los valores de las pruebas positivas para cada grupo se obtiene un código de 7 cifras, la cual corresponde a un determinado género y/o especie reportada en el catálogo analítico API 20-E.

Para identificar otros microorganismos como protozoarios, algas y diatomeas se utilizó la técnica del lugol (Ali 1990). A una muestra de 5 ml de agua se le adicionaron tres gotas de lugol y una muestra fue observada al microscopio compuesto, identificando los microorganismos con el apoyo de claves de Edmonson (1959), Jahn y Jahn (1949).

Análisis cualitativo del contenido estomacal de larvas de *Aedes aegypti*.

Larvas de *Ae. aegypti* de cuarto estadio fueron colectadas de cada recipiente al mismo tiempo que se tomaron las muestras de agua. Para identificar poblaciones de bacterias en el contenido estomacal, 5 larvas fueron disectadas después de que la cutícula fue esterilizada por inmersión en una solución de ácido acético al 5% durante 5 minutos. En un portaobjeto con una gota de agua estéril a cada larva le fue extraído el contenido estomacal con el apoyo de agujas de disección, el contenido de las 5 larvas fueron sembradas en caldo nutritivo de agua peptonada alcalina (APA) donde se mantuvieron en incubación a 37°C por 8 horas. Al término de este periodo, se realizaron las pruebas para la identificación de las especies presentes mediante el sistema de API-20E (bioMérieux).

Para identificar poblaciones de bacterias en las diferentes secciones del tracto digestivo, 5 larvas fueron disectadas individualmente y el intestino se dividió en 3 secciones, intestino anterior (Torax), intestino medio (segmentos abdominales 1 al 5), y el intestino posterior (segmentos abdominales 6, 7, y 8) (Clements 1992). Las muestras de cada sección del estómago fueron adicionados en caldo nutritivo para el crecimiento de las bacterias e incubadas a 37°C por 8 horas. Inmediatamente después de este periodo, las poblaciones de bacterias fueron identificadas mediante el sistema de API 20E (bioMérieux).

Para la identificación de otros microorganismos en los estómagos de larvas de *Ae. aegypti*, se realizaron disecciones completas del tracto digestivo las que fueron observadas directamente al microscopio compuesto.

Parámetros fisicoquímicos.

Temperatura

Antes de realizar cualquier muestreo la temperatura del agua fue registrada con un termómetro manual de -10 a 110°C.

Muestras de 250 ml de agua fueron transportadas al laboratorio en botellas de plástico, en una hielera. En estos muestras se determinaron el contenido de materia orgánica, nitratos, fosfatos, oxígeno disuelto, conductividad eléctrica y pH.

Materia orgánica

Se registró el contenido aproximado de materia orgánica en agua según la técnica de Janik y Byron (Schworbel 1975). Esta consistió en depositar en un tubo de ensayo (16x150) 2 ml de la muestra y 8 ml de agua (Dilución 1:5) a la que se le agregaron 5 gotas de ácido sulfúrico diluído 1:3 y 3 gotas de solución de permanganato de potasio (permanganato potásico 0.01 N). Las muestras fueron agitadas y se dejaron reposar por algunos segundos. El registro del contenido de materia orgánica fue en base al consumo de permanganato de potasio.

Si la solución decoloraba sin calentar, entonces el contenido de materia orgánica era >50 mg/l; si la solución decoloraba sin hervir calentando sólo unos minutos la materia orgánica era >30 mg/l; cuando la solución decoloraba después de hervir, la materia orgánica era igual 20-30 mg/l, cuando la solución decoloraba después de hervir y reposar por algunos minutos entonces la materia orgánica era igual a 12-20 mg/l y cuando la solución no decoloraba aunque se hirviera y se dejara reposar entonces la materia orgánica era <de 12mg/l. La lectura final fue obtenida multiplicando el contenido de materia orgánica por 5 que fue la dilución inicial de la muestra (Schworbel, 1975).

Nitratos.

Estos fueron determinados mediante el método de la Hidrazina (Kamphane, 1967) en muestras duplicadas de 10 ml cada una previamente filtrada con papel filtro Whatman® GF/C ó filtros de membrana Milliporos - 0.45µ. Este método utilizó una solución reductora de hidrazina al 0.48% y cobre al 0.04%, la cual reduce los nitratos a nitritos seguida por un cambio de color, usando una reacción acoplada de disociación. El método asume una reducción estequiométrica de 1:1 de nitrato a nitrito. El total de nitrito presente fue entonces medido por espectrofotometría (Spectronic 20D-Milton Roy Company) a 543 nm. Se diseñó una curva de calibración para las determinaciones de concentración de cada una de las muestras. La solución patrón consistió de 0.2858 grs de nitrato de amonio (NH_4NO_3) en un litro de agua destilada, con la concentración final de 50 mg/l. Las concentraciones de la solución patrón que se manejaron para la curva de calibración fueron 500 ppb, 200 ppb, 100 ppb, 50 ppb y 20 ppb.

Fosfatos

Se utilizó el método para fosfatos solubles en agua (Goldman, 1974), con muestras sin filtrar por duplicado de 10 ml de la muestra. A cada muestra se le añadió 100 µl de la solución de molibdato de amonio al 10%-ácido sulfúrico al 50%. Una vez agitada la muestra, se le agregó a un tubo de cada muestra 50 µl de cloruro estañoso al 10%. Cuando en la muestra existía fosfato se formaba

una coloración azul que fue medida por espectrofotometría (Spectronic 20D-Milton Roy Company) con un colorímetro a 675 nm. La solución patrón que se usó en la curva de calibración para las determinaciones de concentración de cada una de las muestras, consistió de 0.2197 grs de fosfato dihidrogenado de potasio (KH_2PO_4) en un litro de agua destilada, con la concentración final de 50 mg/l. Las concentraciones de la solución patrón que se manejaron para la curva de calibración fueron 500 ppb, 200 ppb, 100 ppb, 50 ppb y 20 ppb.

Oxígeno Disuelto

El oxígeno fue determinado usando el método de Winkler 1888 (Golterm, 1969). Se llenó un frasco de 250 ml con tapón esmerilado con la muestra. Al tomar la muestra de agua de cada tipo de recipiente fue importante evitar el contacto de la muestra con el aire. Inmediatamente fueron adicionados, de modo que quedaran en el fondo del frasco (para que al tapar saliera sólo agua) y sin burbujear: 1 ml de solución de sulfato de manganeso al 36.5% y 1 ml de solución alcalina de yoduro de potasio (dilución de hidróxido de potasio al 100% y yoduro de potasio al 66.66% en agua destilada). Inmediatamente, el frasco se tapó y fue agitado, sin que quedaran burbujas. Después de reposar el frasco unos minutos, éste fue agitado nuevamente, se esperó que el precipitado descendiera hasta 1/3 de la altura de la botella y fue añadido 1 ml de ácido sulfúrico concentrado; se tapó de nuevo y se agitó hasta que el precipitado se mezclara totalmente (este procedimiento se llevó a cabo en los sitios de muestreo). Posteriormente, en el laboratorio, la muestra fue titulada. Para ello, 50 ml de la muestra fue depositada en un vaso de precipitado al que se le adicionó lentamente una solución de tiosulfato sódico 0.01 N, hasta que el color amarillo de la muestra casi desapareciera, agregando a la muestra 0.1 ml de solución indicadora de almidón (almidón Q. P. al 1% en agua destilada) para continuar con la titulación hasta que el color azul desapareciera totalmente, la cantidad de oxígeno disuelto fue expresado en mililitros por litro de agua mediante la siguiente relación

$$\text{ml O}_2/\text{l de agua} = \frac{B}{B-2} \times \frac{VNf}{50} \times 1000 \times 8 \text{ gr/eq} \times \frac{22.41}{32} \times 1000$$

B=Volumen del frasco.

N=Normalidad de la solución de Tiosulfato sódico.

V=Volumen utilizado de la solución de Tiosulfato sódico (en litro).

f=Factor de corrección para N.

Conductividad eléctrica

La conductividad de las muestras fue registrada en el laboratorio mediante un conductímetro (Milton Roy Company-Hanna Instruments), previamente calibrado con una solución 1:2 de cloruro de potasio a 12,900 $\mu\text{ohms/cm}$. Una vez calibrado se procedió a medir las muestras problema (sin filtrar).

pH

El registro del pH de las muestras, también fueron realizados en el laboratorio usando un potenciómetro digital (Conductronic pH 10-digital pH meter), previamente calibrado con soluciones buffer de pH 4 y 7 respectivamente. Una vez calibrado se procedió a medir las muestras problema (sin filtrar).

Análisis estadístico

El análisis estadístico se llevó a cabo mediante un análisis exploratorio de cada una de las variables, con frecuencias simples, pruebas de tallo y hoja, histogramas y box-plot, con la finalidad de identificar posibles valores extremos. También se realizó un análisis bivariado a través de correlaciones paramétricas de Pearson con datos transformados a $\log(X+1)$, para encontrar posibles asociaciones. Además se corrieron regresiones simples para medir la magnitud de las variables que resultaron asociadas (Zar, 1984). Por último, se llevó a cabo análisis multivariados de regresión múltiple de covarianza (MANCOVA), en los cuales se incluyeron únicamente las asociaciones que resultaron significativas a través del análisis bivariado (por ejemplo: relación entre variables fisicoquímicas con la abundancia de *Ae. aegypti*).

Todos los análisis se realizaron mediante los paquetes estadísticos SPSS inc. (para Macintosh 4), StawView ((512+TM) y STATA® (Versión 3.1).

RESULTADOS

Densidad larvaria de *Ae. aegypti* en cada tipo de recipiente.

Resultados del censo total de estadíos inmaduros de *Ae. aegypti* (todos los estadíos I al IV y pupas), colectadas en las llantas fue de 13,120 (2.14% de larvas de primer estadio, 11.17% de segundo, 37.86% de tercero, 44.10% de cuarto y 4.90% de pupas); seguidos de los tanques con 5,350 (2.78% de larvas de primer estadio, 17.75% de segundo, 27.47% de tercer, 40.48% de cuarto, y 11.75% de pupas); los tambos con 3,450 (5.10% larvas de primer estadio, 6.05% de segundo, 22.84% de tercero, 52.86% de cuarto y 13.15% pupas); finalmente los floreros con 710 larvas (2.29% de primer estadio, 5.77% de segundo, 25.35% de tercero, 64.36% de cuarto y 12.95% de pupas) .

La densidad promedio por tipo de recipiente, en las llantas fue de 187.52 ± 286.48 SD (n=86), en tanques de 62.25 ± 155.89 SD (n=70), en tambos de 41.60 ± 95.71 SD (n=83) y en floreros de 9.59 ± 18.52 SD larvas (n=82). Al expresar la densidad larvaria por unidad de volumen, se encontró que las llantas, también presentaron una mayor densidad por litro de agua, ($\bar{x}=48.49 \pm 94.58$ DS), seguidas de floreros ($\bar{x}=8.86 \pm 19.97$ DS), tambos ($\bar{x}=0.343 \pm 1.18$ DS) y tanques ($\bar{x}=0.129 \pm 0.374$ DS). Se encontraron diferencias significativas entre la densidad obtenida en llantas con la densidad obtenida en tanques, tambos y floreros. Mientras que la densidad en floreros fue significativamente diferente a tanques y tambos (gl=3 F=16.61 p=0.000), no hubieron diferencias significativamente entre estos dos últimos (Tabla 1; Figura 1).

Culícidos asociados a *Aedes aegypti*.

De los adultos emergidos colectados en estadio pupal, se identificaron dos especies del géneros *Culex* cohabitando con *Ae. aegypti*: *Culex coronator* y *Culex pipiens quinquefasciatus* en cada tipo de recipiente. De 70 muestreos realizados en cada tipo de recipiente *Culex p. quinquefasciatus* se encontró presente en menor frecuencia. Por ejemplo, en tanques se reportó 3/70 (4.28%) con un promedio de 3.33 ± 2.51 DS adultos emergidos, en llantas 5/70 (7.14%)

con un promedio de 13.2 ± 17.79 DS adultos emergidos, en tambos 1/70 (1.42%) con un total de 10 adultos emergidos y floreros 3/70 (4.28%) con un promedio de 3.33 ± 2.51 DS adultos emergidos. Respecto a *Culex coronator*, en tanques se registraron en 8 visitas de 70 (11.42%) con un promedio de 17.62 ± 24.18 DS adultos emergidos, en llantas 15/70 (21.42%) registrando un promedio de 10.46 ± 9.17 adultos emergidos. En tambos se observaron en 13 visitas de 70 y un promedio de 27.23 ± 56.47 DS adultos emergidos y por último en floreros se reportaron en 17 visitas de 70 con un promedio de 6 ± 5.67 DS adultos emergidos. En una de las llantas se encontró *Hemagogus sp.*

Artrópodos acuáticos encontrados en los cuatro tipos de recipientes.

Se colectaron 5 Ordenes de artrópodos acuáticos, entre los que destacaron el Orden Hemíptera representado por 3 familias: Notonectidae, Belostomatidae y Velidae; al Orden Díptera correspondieron 3 familias: Chironomidae, Syrphidae y Stratiomidae; al Orden Coleóptera correspondieron 2 familias: Noteridae y Dytiscidae, y los Ordenes Odonata y Ostracoda estuvieron representados por una sola familia cada una, Libellulidae y Cipridae respectivamente.

La única familia que no correspondió a la clase Insecta fue Cipridae que es un Crustaceo del Orden Ostracoda, el cual fué común encontrarlo en los cuatro tipos de recipientes.

En llantas y tambos se encontraron 7 familias respectivamente, mientras que en tanques y floreros se encontraron 4 (Tabla 2).

Las frecuencias de ocurrencias de las diferentes familias de artrópodos se enlistan en las Tablas 3, 4, 5 y 6, en ellas se observa que las familias Chironomidae y Cipridae fueron encontradas en los cuatro tipos de recipientes.

De los artrópodos que se consideran depredadores de culicidos (Merritt y Cummins 1988), se encontraron principalmente ejemplares de las familias Dytiscidae, Notonectidae, Belostomatidae, Velidae y Libellulidae, sin embargo éstos fueron encontrados en bajas densidades.

Tamaño corporal de *Ae. aegypti* en los cuatro tipos de recipientes.

En los tanques se capturaron un total de 545 pupas, de las cuales emergieron 269 hembras (49%) y 276 machos (51%); en las llantas se colectaron 442 pupas, emergiendo 233 hembras (52%) y 209 machos (48%); en los tambos se colectaron un total de 311 pupas, resultando 162 hembras (52%) y 149 machos (48%); mientras que en los floreros se capturaron 80 pupas, de las cuales emergieron 37 hembras (46%) y 43 machos (54%). Al realizar la prueba "t" pareada y a dos colas, con valores reales de cada sexo para cada tipo de recipiente, se encontró que la proporción de sexos no fueron significativamente diferentes entre los recipientes (Tabla 7).

En los tanques se colectaron los mosquitos hembras más grandes ($\bar{x}=2.60 \pm 0.25$ DS), seguidos de floreros ($\bar{x}=2.48 \pm 0.26$ DS), llantas ($\bar{x}=2.43 \pm 0.29$ DS) y tambos ($\bar{x}=2.33 \pm 0.21$ DS). Cuando se compararon los promedios se encontró que las hembras obtenidas en tanques fueron significativamente diferentes a las hembras colectadas en floreros, llantas y tambos, siendo también significativamente diferentes el tamaño de las hembras obtenidas de tambos de entre aquellas obtenidas en floreros y llantas ($gl=3$ $F=22.6362$ $p=0.0000$), mientras que las hembras obtenidas en estos dos últimos recipientes no fueron significativamente diferentes.

Los mosquitos machos más grandes, se encontraron también en tanques ($\bar{x}=2.11 \pm 0.18$ DS), los cuales fueron significativamente diferente ($gl=3$ $F=28.2854$ $p=0.0000$) a los obtenidos en floreros ($\bar{x}=2.0 \pm 0.31$ DS), llantas ($\bar{x}=1.94 \pm 0.21$ DS) y tambos ($\bar{x}=1.93 \pm 0.15$ DS), los cuales no fueron significativamente diferentes (Tabla 8; Figura 2).

Relación del tamaño corporal con la fecundidad y número de oviposición de *Aedes aegypti*.

Varios eventos reproductivos de los mosquitos han sido relacionados con el tamaño corporal de éstos. En este estudio se analizó la relación del tamaño corporal con respecto a la frecuencia de oviposiciones y fecundidad de hembras de *Ae. aegypti*.

Un total de 88 hembras fueron evaluados las cuales al término de los experimentos fueron categorizados mediante un análisis de percentiles (análisis de la distribución de los datos, tomando como base a la mediana, que es un valor no sesgado), obteniéndose tres clases de tamaños: pequeño 2.10-2.50 mm, medio 2.55-2.75 mm y grande 2.80-3.01 mm. El promedio de la longitud alar para la clase pequeña fue 2.34 mm \pm 0.11 DS, el 34.09% (30) de las hembras se encontraron dentro de esta clase. La clase de tamaño medio incluyeron el 32.95% (29) de los mosquitos con un promedio de la longitud alar de 2.67 mm \pm 0.06 DS. Mientras que la clase más grande tuvo un promedio de longitud alar de 3.01 mm \pm 0.19 DS y comprendieron el 32.95% (29) de las hembras.

Se encontró una relación lineal entre el tamaño corporal del mosquito y el número de oviposiciones por hembra, observándose que a mayor tamaño de la hembra el número de oviposiciones fue mayor (Tabla 9; Figura 3).

El número de huevos por hembra de *Ae. aegypti* en cada oviposición también tuvo un comportamiento similar, encontrándose que el número de huevos en hembras grandes fue mayor que el de los mosquitos pequeños en la primera y segunda oviposiciones $gl=2$ $F=11.23$ $p=0.0000$ y $F=6.27$ $p=0.0041$ respectivamente. Los mosquitos pequeños no presentaron una tercera oviposición. Mediante una prueba "t" se comparó el número de huevos ovipositados por los mosquitos de tamaño mediano y grande, encontrándose diferencias no significativas ($gl=11$ $t=0.67$ $p=0.519$) Tres de los mosquitos de tamaño grande presentaron hasta 4 oviposiciones, mientras que sólo uno de ellos presentó una quinta oviposición (Tabla 10; Figura 4).

La longitud alar estuvo positivamente asociada con el número de huevos, en la primera ($r^2= 0.137$ $F= 13.67$ $p=0.0004$) y segunda oviposición ($r^2=0.209$ $F= 8.258$ $p=0.0063$); mientras que en la tercera oviposición se observó una asociación negativa pero también significativa ($r^2= 0.509$ $F=11.42$ $p=0.0061$). De la misma manera, la longitud alar sobre la cantidad total de huevos (Fecundidad real total=suma de huevos de mosquitos que presentaron 3 oviposiciones) fue significativa ($r^2= 0.172$ $F=17.84$ $p=0.0001$) (Figuras 5, 6, 7 y 8).

Durante el experimento observamos que el 12.5% (5) de mosquitos pequeños ovipositaron después de dos alimentaciones sanguíneas, el 17.5% (7) ovipositaron después de 3 alimentaciones y el 5% (2) tuvieron 4 alimentaciones pero se murieron sin ovipositar.

El tiempo promedio desde la alimentación hasta la oviposición en hembras con una sola alimentación sanguínea fue de 86.36 ± 8.80 horas (65-91 horas=2.70-3.79 días), a una temperatura constante de 27°C y 80% de humedad relativa.

Poblaciones de microorganismos en aguas de criaderos y contenido estomacal de *Aedes aegypti*.

Protozoarios:

Un total de 10 géneros de protozoarios fueron encontrados entre los cuatro tipos de recipientes, los cuales pertenecen a los Ordenes siguientes: Orden Euglenales (*Euglena*, *Leponcinclis* y *Peranema*); Orden Holotrichidae (*Colpidium*, *Paramecium* y *Chilodonella*); Orden Actinophrydia (*Actinophrus*); Orden Amoebae (*Amoeba*); Orden Peritricha (*Vorticella*); Orden Bdelloida (*Philodina*).

En las aguas de las llantas fueron encontrados los 10 géneros de todos los Ordenes, mientras que en los floreros se encontraron 6 géneros *Euglena*, *Peranema*, *Philodina*, *Vorticella*, *Paramecium* y *Amoeba* que corresponden a los Ordenes Euglenales, Bdelloida, Peritricha, Holotrichidae y Amoebae

respectivamente, en tanques a excepción del género *Chilodonella*, los tres géneros encontrados, también fueron reportados en tambos, es decir *Peranema*, *Philodina* y *Vorticella*. Dos géneros fueron encontrados tanto en aguas como en tracto digestivo de larvas muestreadas en llantas y floreros, siendo *Amoeba* y *Peranema*. Tres géneros *Peranema*, *Philodina* y *Vorticella*, fueron comunes en aguas de los cuatro tipos de recipientes (Tabla 11).

Algas

Los seis géneros de algas encontradas en muestras de aguas y/o tracto digestivo de larvas muestreadas en los cuatro tipos de recipientes, pertenecen a la división de las Chlorophytas, del Orden Chlorococcales y a las familias Chlorococcaceae con *Chlorococum*; Oocystaceae representada por *Ankistrodesmus*, *Chlorella* y *Closterium*; Scenedesmaceae con *Tetrademus* y Zignemataceae con *Spirogyra*.

Los géneros *Chlorococum*, *Tetrademus*, *Ankistrodesmus*, *Spirogyra* y *Closterium* fueron encontrados en aguas y/o estómagos de muestras obtenidas de tambos y llantas, mientras que *Chlorococum*, *Tetrademus*, *Chlorella* y *Ankistrodesmus* fueron encontrados tanto en aguas como en el tracto digestivo de muestras obtenidas de tanques y floreros. El género *Ankistrodesmus* se encontró en tracto digestivo, pero no estuvo presente en la muestra de agua. Se encontro que el género *Chlorococum* fue el único género común en aguas y tracto digestivo de larvas muestreadas en los cuatro tipos de recipientes; por otro lado *Closterium* se encontró únicamente en llantas (Tabla12).

Diatomeas.

Los 10 géneros de diatomeas encontrados en las aguas y/o tracto digestivo de larvas de *Ae. aegypti*, pertenecen a la división de la Chrysophyta, Clase Bacillariophyceae y Orden de las Bacillariales.

En los tanques se identificaron el mayor número de géneros siendo, *Fragilaria*, *Gomphonema*, *Diatomella*, *Tabellaria*, *Mastogloidea*, *Navicula* y *Stauronesis*, mientras que en los floreros sólo el género *Fragilaria* fue encontrado. Tres géneros fueron encontrados en un sólo recipiente *Gyrosigma*, *Neidiun* y *Sinedra*.

Los géneros *Mastogloidea*, *Navicula*, *Stauronesis* y *Synedra* se encontraron en estómagos sin estar presente en el agua. El género *Fragilaria* fue común encontrarla en las aguas de los cuatro tipos de recipientes y en estómagos de larvas obtenidas de tanques, tambos y llantas (Tabla 13).

Bacterias.

Las bacterias identificadas en cada tipo de recipiente se categorizaron en 3 grupos, las que se identificaron sólo en agua (1), las que estuvieron presentes en aguas y tracto digestivo (2) y las que se encontraron sólo en el tracto digestivo (3).

Entre los cuatro tipos de recipientes se encontraron 14 géneros y/o especies de bacterias en las muestras de agua, siendo *Acinetobacter sp.*, *A. Hydrophila/caviae*, *Escherichia coli*, *Erwinia sp.*, *A. sobria.*, *Aeromonas sp.*, *Citrobacter sp.*, *Enterobacter sp.*, *Enterobacter cloacae*, *Pastereulla sp.*, *Morganella morgani*, *Pseudomonas cepacios*, *Enterobacter aerogenes*, *Pseudomonas sp.* Mientras que en muestras de aguas y tracto digestivo fueron encontradas 11 especies, representadas por *Aeromonas sp.*, *Enterobacter agglomerans*, *Klebsiella oxytoca*, *Pastereulla sp.*, *Pseudomonas cepacios*, *Pseudomonas sp.*, *Vibrio sp.*, *Klebsiella neumoniae*, *Kluyvera sp.*, *Tatunella sp.*, *A. hydrophila/caviae*. Las especies que se encontraron en muestras del tracto

digestivo sin encontrarse en aguas fueron *A. salmonicida*, *Enterobacter sp.*, *Flavimonas oryzihabitans*, *Klebsiella sp.*, *Tatunella sp.*, *Acinetobacter sp.*, *Enterobacter sakasaki*, *Haffnia sp.*, *Enterobacter cloacae* y *Vibrio sp.* De los géneros y/o especies encontradas en aguas y tracto digestivo, *Aeromonas sp.* fue común encontrarla en tanques, llantas y floreros (Tabla 14).

Bacterias encontradas en aguas y secciones del tracto digestivo de *Ae. aegypti*.

Un total de 10 generos y/o especies fueron encontradas en las aguas de los tanques (1), siendo *Ae. hydrophila/caviae*, *Aeromonas sp.*, *Vibrio sp.*, *Klebsiella oxytoca*, *Escherichia coli*, *Erwinia sp.*, *Pseudomonas cepacios*, *Pseudomonas sp.*, *Pastereulla sp.* y *Enterobacter agglomerans*. De éstas especies *Ae. hydrophila/caviae* y *Aeromonas sp.* fue común encontrarlas en las tres secciones del tracto digestivo. Las especies *Kluyvera sp.* y *Vibrio metschnikavu* fueron encontradas en el tracto digestivo anterior, mientras que *Tatunella sp.* y *Flavimonas oryzihabitans* en el tracto digestivo medio y posterior, sin encontrarlas en el agua. Se encontró una especie *Enterobacter agglomerans* en las aguas, sin encontrarla en el tracto digestivo de los mosquitos.

En aguas de las llantas (2) se encontraron un total de 5 géneros representadas por 6 especies *Morganella morgani*, *Ae. hydrophila/caviae*, *Aeromonas sp.*, *Tatunella sp.*, *Klebsiella oxytoca* y *Kluyvera sp.* De éstas especies *Morganella morgani* fue común encontrarla en las tres secciones del tracto digestivo y no se encontró en otro tipo de recipiente, también *Aeromonas sp.* fue común encontrarla en las tres secciones del tracto digestivo. *Enterobacter sp.*, *Escherichia coli*, *Erwinia sp.* y *Chryseomonas luteola*, se encontraron en el tracto digestivo anterior sin encontrarse en el agua. En el tracto digestivo posterior dos especies se encontraron sin estar presente en el agua, *Erwinia sp.* y *Aeromonas salmonicida*.

En muestras de aguas obtenidas de tambos (3) se encontraron *Aeromonas sp*, *Tatunela sp*, *Klebsiella neumoniae*, *Enterobacter sp*, *Enterobacter cloacae*, *Kluyvera sp*, *Citrobacter sp*, *Aeromona sobria* y *Pastereulla sp*. De estas especies *Klebsiella neumoniae* fue común encontrarla en las tres secciones del tracto digestivo. *Escherichia coli*, *Erwinia sp* y *Xantomonas maltophilia* fueron encontradas en el tracto digestivo anterior sin encontrarla en las muestras de agua, mientras que del tracto digestivo medio *Enterobacter sakasaki* y del tracto digestivo posterior *Erwinia sp* y *Salmonella arizona* no fueron encontradas en las aguas.

En las muestras de agua (4) obtenidas de floreros se encontraron *Ae. Hydrophila/caviae*, *Enterobacter cloacae*, *Citrobacter sp*, *Pseudomonas sp*, *Salmonella arizona* y *Enterobacter aerogenes*. De estas especies *Aeromona Hydrophila/caviae* fue común encontrarla en las tres secciones del tracto digestivo. Dos géneros y/o especies encontradas en tracto digestivo anterior *Tatunella sp*, y *Shewanella putrefaciens*, 3 en tracto digestivo medio *Vibrio sp*, *Tatunella sp* y *Enterobacter sp* y cuatro en el tracto digestivo posterior *Vibrio sp*, *Tatunella sp*, *Enterobacter sp* y *Morganella morgani* no se encontraron en agua. *Enterobacter aerogenes* y *Enterobacter agglomerans* fueron encontrado en muestras de agua sin encontrarlas en alguna sección del tracto digestivo (Tabla 15).-

Parámetros fisicoquímicos.

El pH en los cuatro tipos de recipientes presentaron tanto condiciones ácidas como básicas, en las llantas se observaron condiciones ligeramente ácidas ($\bar{x}=6.92 \pm 0.50$ DS) mientras que en los tanques ($\bar{x} =7.32 \pm 0.77$ DS) tambos ($\bar{x}=7.09 \pm 0.03$ DS) y floreros ($\bar{x}=7.11 \pm 0.93$ DS) registraron condiciones ligeramente alcalinas.

Los floreros y llantas registraron la más alta y baja conductividad eléctrica $\bar{x}=185.24 \pm 432$ DS y $\bar{x}=77.57 \pm 58.71$ DS respectivamente, mientras que los tanques y tambos $\bar{x}=95.09 \pm 62.61$ DS y $\bar{x}=80.31 \pm 81.5$ DS los registros fueron similares.

En los floreros el oxígeno disuelto ($\bar{x}=3.67 \pm 3.78$ DS) se presentó en bajas concentraciones, mientras que en tanques, tambos y llantas fueron similares ($\bar{x} =5.17 \pm 2.31$ DS, $\bar{x} =5.15 \pm 1.83$ DS, $\bar{x} =4.32 \pm 2.32$ DS).

Las concentraciones de fosfatos encontrados en tanques y tambos fueron altos ($\bar{x}=263.51 \pm 383.97$ DS y $\bar{x}=402.32 \pm 849.76$ DS), mientras que las concentraciones en llantas y floreros fueron bajas ($\bar{x} =117.41 \pm 212.97$ DS $\bar{x}=191.48 \pm 291.74$ DS).

Se encontró alta concentración de nitratos en los recipientes que tuvieron baja concentración de fosfatos (tanques y tambos).

Dentro de los cuatro de recipientes evaluados las llantas y floreros presentaron los más altos niveles de materia orgánica con un promedio de 106.28 ± 52.8 SD y 98.45 ± 54.04 SD mg/l respectivamente.

Se observó que la temperatura de los floreros fue la más alta ($\bar{x}=30.34 \pm 3.75$ DS), seguidos de los tambos ($\bar{x}=29.57 \pm 3.61$ SD), llantas ($\bar{x}=28.05 \pm 2.16$ SD) y tanques ($\bar{x}=26.16 \pm 1.11$ SD) (Tabla 16).

Relación entre variables fisicoquímicas y la densidad de larvas de *Ae. aegypti*.

La relación entre las variables fisicoquímicas y la abundancia de *Ae. aegypti*, con datos transformados a $\log(x+1)$, el pH fue significativamente correlacionado con la abundancia larvaria de *Ae. aegypti* ($r= -0.11$ $p=0.046$) (Tabla 17). Pero en el análisis mutivariado MANCOVA (Análisis de covarianza multivariado) para establecer la relación que existe entre el pH y la abundancia de *Ae. aegypti*, ajustando por los cuatro diferentes tipos de recipiente (tanques, llantas, tambos y floreros). Se encontró que el pH no tuvo ninguna relación con la abundancia de *Ae. aegypti* en los diferentes tipos de recipiente (Tabla 18) En la tabla 19 se presentan los resultados de las diferentes variables estudiadas, en cada tipo de recipiente.

DISCUSION

Las llantas proveen un medio favorable para el desarrollo de *Aedes aegypti*. De las otras 2 especies encontradas *Cx. coronator* y *Cx. p. quinquefasciatus*, ninguna fue más abundante que *Aedes aegypti* en los cuatro tipos de recipientes, lo que significa que *Aedes aegypti* es la especie que prevalece en estos tipos de recipientes. La densidad y composición de especies en los diferentes recipientes, da evidencia de la preferencia de las hembras grávidas por ovipositar en éstos (Beier *et al.* 1983). La alta densidad larvaria de *Ae. aegypti* que encontramos en llantas, es similar a la de varios reportes en los que destacan la importancia de éstas, como sitios potenciales de poblaciones larvarias de esta especie, caso concreto son los reportes por Tinker (1964), Haverfield y Hoffmann (1966), Keirans (1969) y Beier (1983). Moore *et al.* (1978) en Puerto Rico encontraron que las llantas fueron el segundo recipiente más importante (14.6%) después de los bebederos para animales (18.3%), en cuanto a positividad a *Ae. aegypti*. De igual forma Focks *et al.* (1981) encontraron que en Nueva Orleans, las llantas comprendieron sólo el 6% de los recipientes, pero contenían el 25% de la producción de formas inmaduras de *Ae. aegypti*. Contrariamente se encontraron mosquitos en 48% de botes y botellas pero éstos fueron responsables de 2.3% de la producción de estadios inmaduros de esta especie. Algunas de las razones por qué las poblaciones de *Ae. aegypti* prefieren las llantas, es que éstas son recipientes muy comunes en zonas urbanas y son de color obscuro, lo fresco del interior y su configuración que evita la evaporación (Nelson, 1986).

También se observó que el mayor número de géneros de artrópodos acuáticos se encontró en las llantas. Esto concuerda con la hipótesis de que la densidad del depredador es denso-dependiente de la presa. De acuerdo al modelo presa-depredador de Holling (1959), a medida que se incrementa la densidad de la presa, también lo hace el número de presas consumidas por el depredador. Sin embargo, la presencia de otras especies de culícidos y chironómidos asociados pudieron reducir la tasa de depredación sobre las poblaciones de *Ae. aegypti*. De las familias de artrópodos acuáticos encontrados en cada tipo de recipiente y que se han reportado como depredadores de

mosquitos se encontraron la familia Dytiscidae, Belostomatidae, Velidae, Notonectidae y Libellulidae (Notestine, 1971; Merrit y Cummins, 1984). La presencia de los diferentes artrópodos, indica que puede ser factible valorar el efecto de depredación de éstos en los diferentes tipos de recipientes. Por ejemplo Neri-Barbosa y Quiroz-Martínez (1995)¹ y Cantú *et al.* (1995)², evaluaron a *Notonecta irrorata* Uhler mediante liberaciones de adultos en depósitos artificiales (tambos de plástico), logrando obtener buena depredación del entomófago sobre las poblaciones de culícidos.

Otra importante consideración en este estudio fue la de identificar la existencia de variabilidad en el tamaño de los mosquitos en los diferentes tipos de recipientes, como una expresión de las condiciones del habitat en que se estan desarrollando, ya que los programas de control pueden ser dirigidos a sitios donde se están produciendo mosquitos grandes. Estos aparentemente detectan un mayor número de hospederos y presentan una mayor persistencia de picadura, los cuales pueden jugar un papel importante en el mantenimiento y amplificación de patógenos transmitidos por mosquitos (Nasci, 1986). Además que pueden tener una capacidad vectorial más alta que las poblaciones de mosquitos pequeños, por su éxito en la búsqueda de un hospederero, su alta longevidad y el amplio ámbito de vuelo (Haramis, 1983, Trpis *et al.* 1986, Briegel, 1990; Nasci, 1991). En este estudio se encontró que los mosquitos más grandes se obtuvieron en los tanques, mientras que los mosquitos pequeños en los tambos. Estos resultados parecen estar directamente relacionados con la

¹Neri-Barbosa J. F. y Quiroz-Martínez, H.. 1995. Evaluación del formulado Bactimos (Bti) y el Entomófago *Notonecta irrorata* Uhler (Hemiptera: Notonectidae), sobre larvas de mosquitos (Diptera:Culicidae), en depósitos artificiales en el campo experimental ITESM. Memoria:XVIII Congreso Nacional de Control Biológico-I Congreso Americano de Control Biológico. Sociedad Mexicana de Control Biológico. 122-123.

²Cantú J. G., Quiroz-Martínez H., Badii M. H., y Tejada L. O. 1995. Liberaciones simples o múltiples en el biocontrol de larvas de mosquitos. Memoria:XVIII Congreso Nacional de Control Biológico-I Congreso Americano de Control Biológico. Sociedad Mexicana de Control Biológico 120-122.

densidad larvaria encontrada en cada tipo de recipiente. Ikeshoji y Mulla (1970), Fish *et al.* (1982) y Lord (1994), encontraron que el tamaño corporal fue resultado de las condiciones que experimentaron los mosquitos durante el estado larval y que una alta densidad influyó en la sobrevivencia, crecimiento y pupación de las larvas. Otro factor directamente relacionado a la producción de mosquitos pequeños es la competencia interespecífica por el espacio y alimento (Reisen *et al.* 1984, Ho *et al.* 1984, Smith *et al.* 1995).

Las diferencias observadas en el número de oviposiciones y promedio de huevos por hembras en 1a, 2a y 3a oviposición entre las tres clases de tamaños de *Ae. aegypti* indican que la probabilidad de que una hembra sea más fecunda es proporcional a su longitud alar (como una expresión del tamaño corporal). Esto fue demostrado por la correlación positiva entre el tamaño y el número de oviposiciones y número de huevos por hembra. Las hembras de la clase más pequeña presentaron sólo dos oviposiciones, mientras que hembras de la clase más grande tuvieron hasta 5 oviposiciones. El número de huevos también se observó que fue más alto en mosquitos grandes que aquellos de tamaño pequeño.

Respecto a la disponibilidad de alimento, el mayor número de géneros de protozoarios fueron encontrados en muestras de aguas obtenidas en llantas y floreros. Este resultado parece estar relacionado con el volumen de agua (tamaño físico) contenido en el recipiente, ya que la probabilidad de encontrar protozoarios en las muestras de aguas de llantas y floreros es mayor que en recipientes con mayor volumen de agua como tanques y tambos. Sin embargo, cuando se disectaron larvas muestreadas de llantas y floreros, para el análisis del contenido estomacal no fue común encontrar protozoarios en el tracto digestivo a excepción de los géneros *Amoeba* y *Peranema* (Figura 11). La presencia de protozoarios, también está relacionada a una alta cantidad de materia orgánica disuelta (Washburn, 1995). En este estudio encontramos alto contenido de materia orgánica en llantas y floreros, lo que se relacionó con un mayor número de géneros de protozoarios en estos recipientes. Respecto a la baja frecuencia de protozoarios en el tracto digestivo de larvas de mosquitos, investigadores como Walker *et al.* (1988) y Merrit *et al.* (1990), reportaron que

ésto es debido a que muchos protistas son destruidos durante la ingestión y que otros son digeridos.

A diferencia de los protozoarios, se observó que las algas fueron encontradas con mayor frecuencia en el tracto digestivo de larvas muestreadas en tanques y floreros, mientras que de los géneros encontrados en tambos y llantas sólo *Chlorococum* se encontró en aguas y estómagos. La presencia de algas en tracto digestivo, podría estar relacionada a una mayor eficiencia de alimentación de las larvas sobre las algas y/o el resultado de la retención de las algas en el estómago de larva por falta de una digestión rápida (Ali, 1990). Aunque Clements (1992), reportó que la presencia de organismos dentro del tracto digestivo no asegura que sean fuentes de alimento, ya que algunas especies de algas (Chlorococales) son resistentes a la digestión y son desechadas intactas del tracto digestivo de la larva. El mismo comportamiento se observó con diátomeas que también se encontraron con mayor frecuencia en tracto digestivo, a excepción del único género encontrado en floreros y que estuvo presente sólo en la muestra de agua.

Estudios recientes sugieren que poblaciones de bacterias son parte importante en la dieta de larvas de mosquitos viviendo en varios habitats acuáticos (Walker y Merritt, 1988; Walker *et al.* 1988, 1991). En nuestro estudio se encontraron bacterias en el tracto digestivo de larvas muestreadas en los cuatro tipos de recipientes, sin identificarse en el agua (Tabla 14), Demaio *et al.* 1996, reporta que estas bacterias pueden ser parte de la flora intestinal normal. Información relacionada al contenido nutricional de las bacterias han sido documentadas por varios investigadores, por ejemplo Sota *et al.* (1994) reportan que las bacterias contienen nitrógeno nutritivo y podrían ser una buena dieta para larvas de mosquitos, aunque no hay evidencias que mosquitos puedan crecer y desarrollarse sobre una dieta única de bacterias. Howard y Bush (1989), encontraron que las bacterias pueden proveer aminoácidos y otros nutrientes, mediante secreciones al medio o al ser digeridas directamente por larvas. El consumo de bacterias por larvas de mosquitos fue demostrado por Walker *et al.* (1991), quienes encontraron que poblaciones de bacterias fueron reguladas por poblaciones de larvas de mosquitos, encontrando un decremento de bacterias

cuando poblaciones de larvas de mosquitos se encontraban presentes. Walker (1988) y Merrit (1990), sugirieron que las bacterias en aguas de huecos de árboles son un alimento importante para larvas de *Ae. triseriatus* (Say). Pugat y Harbach (referidos por Sota, 1993), describieron que mosquitos *Aedes* son principalmente consumidores de detritus, lo que les permite ingerir más bacterias adheridas a éstos.

Otra importante función biológica de poblaciones de bacterias en los habitat de mosquitos ha sido considerada por Hasselschwert *et al.* (1988), refiriendo a Suleman y Shirin (1981), quienes observaron que la presencia de materia orgánica asociada con poblaciones de bacterias causan un medio acuático atractivo para la oviposición de mosquitos. De igual forma Benzon (1988), describe que ciertas especies de bacteria influyen en la conducta de oviposición, debido a la producción endógena de atrayentes o estimulantes para dicho evento. De las especies de bacterias reportadas como atrayentes de oviposición para *Ae. aegypti*, encontramos a *Enterobacter aerogenes* y *Pseudomonas sp.* De acuerdo a esta información, es necesario investigar mediante ensayos de laboratorio, la influencia de poblaciones de bacterias sobre diferentes aspectos de la bionomía de *Ae. aegypti*.

De las variables fisicoquímicas estudiadas, ninguna resultó ejercer influencia sobre la presencia y abundancia de las poblaciones larvales de *Ae. aegypti*. En estudios realizados con especies de anofelinos destacan la importancia de los factores bióticos más que de los factores abióticos con la presencia de poblaciones larvares. Por ejemplo el realizado por Arredondo Jiménez (1990), encontró que las variables fisicoquímicas no fueron correlacionados significativamente con la presencia de larvas de *An. albimanus*.

Savage *et al.* (1990), encontró que principalmente 3 variable bióticas (presencia de algas plantónicas, altitud y presencia de *Eichhornia* y una variable fisicoquímica (sodio) explicaron la distribución de larvas de *An. albimanus* en la estación seca. Rejmankova *et al.* (1991), demostró que la abundancia de larvas de *An. pseudopuntipennis* fue asociada con la presencia de algas

filamentosas, y concentraciones de nitratos y en el caso de *An. albimanus* la abundancia se relacionó con la abundancia de fitoplancton, y la concentración de fósforo y diversos cationes encontrados en pastos inundados y canales.

En otro estudio realizado en Belize, por Rejmankova *et al.* (1993), se encontró que el crecimiento de plantas dominantes como algas filamentosas, cianobacterias y macrofitas sumergidas fueron mejor relacionadas con la ocurrencia de larvas de varias especies de *Anopheles*, más que los factores fisicoquímicos (profundidad del agua, temperatura, contenido de oxígeno).

Las observaciones que destacaron en nuestro estudio, fueron las siguientes:

1.- De los tipos de recipientes estudiados, las llantas mostraron la mayor densidad larvaria con un promedio de 48.49 larvas por litro de agua.

2.- Dos especies de *Culex* estuvieron asociados a poblaciones de *Ae. aegypti*, en los 4 tipos de recipientes, siendo *Cx. pipiens quinquefasciatus* y *Cx. coronator*.

3.- Las hembras y machos de mayor tamaño fueron colectados de los tanques, por el lado contrario en los tambos se encontraron los de menor tamaño. Encontrándose una relación lineal entre el tamaño corporal y el número de oviposiciones, mientras que con el número de huevos en cada oviposición fue una relación logarítmica.

4.- Los microorganismos encontrados en el tracto digestivo de larvas de *Aedes aegypti* fueron los protozoarios *Amoeba* y *Peranema*; algas como *Chlorococum*, *Tetrademus*, *Chlorella*, *Ankistrodemus* y *Spirogyra*; diatomeas tales como *Fragilaria*, *Gomphonema*, *Diatomella*, *Tabellaria*, *Mastogloidea*, *Navicula*, *Stauronesis* y *Synedra*; entre las bacterias se encontraron las especies y/o géneros *Aeromonas sp.*, *A. hydrophila/caviae*, *Aeromonas salmonicida*, *Enterobacter agglomerans*, *Enterobacter sp.*, *Enterobacter cloacae*, *Enterobacter sakasaki*, *Klebsiella oxytoca*, *Klebsiella pneumoniae*, *Pastereulla sp.*

Pseudomonas cepacios, Pseudomonas sp, Vibrio sp, Kluyvera sp, Tatumella sp, Flav. oryzihabitans, Acinetobacter sp, Haffnia sp.

5.- Se observó que *Aedes aegypti* se desarrolló en los rangos registrados de cada variable fisicoquímica estudiada.

Pudiendose concluir que

De los cuatro tipos de recipientes artificiales estudiados, existió una marcada diferencia en la carga poblacional de *Ae. aegypti*, siendo las llantas más importantes en términos de densidad y persistencia en la producción larvaria. Sería importante definir la disponibilidad (cantidades) de éstas en las comunidades, para implementar un manejo adecuado de estos tipos de recipientes.

El tamaño de los mosquitos pareció estar relacionada a la alta abundancia larvaria en cada uno de los recipientes. Se ha reportado que hembras pequeñas de *Aedes triseriatus* presentaron una mayor eficiencia (competencia vectorial) en transmitir el virus LaCrosse (Grimstad & Haramis, 1984, Paulson & Hawley 1991). Esta relación no ha sido estudiada en *Ae. aegypti* con virus dengue. Se encontró también que una proporción baja de mosquitos pequeños presentan alimentaciones múltiples, antes de completar su ciclo gonotrófico, factor que eleva la probabilidad de que mosquitos pequeños puedan infectarse y transmitir el virus dengue.

Las condiciones fisicoquímicas en cada tipo de recipientes no limitaron la presencia y/o densidad de *Aedes aegypti*. En otros estudios se han encontrado factores fisicoquímicos aislados que regulan poblaciones de mosquitos en huecos de árboles. Sin embargo, hay evidencias que los factores bióticos como la disponibilidad de nutrientes, son los más importantes.

LITERATURA CITADA

- Ali, A. 1990. Seasonal changes of larval food and feeding of *Chironomus crassicaudatus* (Diptera: Chironomidae) in a subtropical lake. J. Am. Mosq. Control Assoc. 6: 84-88.
- API Analytab Products. 1985. API 20E analytical profile index: Enterobacteriaceae and other gramnegative bacteria. Sherwood Medical, Plainview, N.Y.
- Arredondo Jiménez, J. I. 1990. "Ecología larvaria de *Anopheles albimanus* Wiedemann (Diptera:Culicidae) en el sur de Chiapas, México " Tesis de Maestría Universidad Autónoma de Nuevo León. México.
- Barker-Hudson, P., Rhonda, J., y Kay, H. 1988. Categorization of domestic breeding habitats of *Aedes Aegypti* (Diptera: Culicidae) in Northern Queensland, Australia. J. Medical Entomology. 25: 178-182.
- Beier, J. C. y Graig, G. B. 1994. Ecology and potential control of mosquito larvae in tires. Indiana Control Association 6:4-5.
- Beier, J. C., Patricoski, C., Travis, M., y Kranzfelder, J. 1983. Influence of water chemical and enviromental parameters on larval mosquito dynamics in tires. Enviromental Entomology. 12: 434-438.
- Benzon, G. L. y Apperson, C. S. 1988. Reexamination of chemically mediated oviposition behavior in *Aedes aegypti* (L.) (Diptera:Culicidae). J. Medical Entomology 25: 158-164.
- Briegel, H. 1990. Metabolic relationship between female body size, reserves and fecundity of *Aedes aegypti*. Insect Physiology 36: 165-172.

- Chamber, D.M., Young, L.F. y Hill, H.S., Jr. 1986. Backyard mosquito larval habitat availability and use as influenced by census tract determined resident income levels. *J. Am. Mosq. Contr. Assoc.* 2:539-544.
- Clark-Gill, S. y Darsie, R. F., Jr. 1983. The mosquitoes of Guatemala, their identification, distribution and bionomic with keys to adult females and larvae. *Mosquito systematic* 15:151-284.
- Clements, A. N. 1992. The biology of mosquitoes, vol. 1. Development, nutrition and reproduction. Chapman & Hall, London. 508 pp.
- Demaió J., Pumpuni, C. B., Kent, M. y Beier, J. C. The midgut bacterial flora of wild *Aedes triseriatus*, *Culex pipiens*, and *Psorophora columbiae* mosquitoes. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 54: 219-223.
- Dengue hemorrágico: diagnóstico, tratamiento y lucha. Ginebra, Organización Mundial de la Salud, 1987.
- Edmonson, W. T. 1959. Fresh-Water biology. John Wiley and Sons, New York.
- Fish, D. 1985. Analysis of adult size variation within natural mosquito populations. p. 419-430. In: Lounibos, L.P., Rey and J. H. Frank (eds), *Ecology of mosquitoes: proceedings of a workshop*. Florida Medical Entomology Laboratory, Vero Beach.
- Focks, D. A., Sackett, S. R., Bailey, D.L., y Dame, D. A. 1981. Observations on container-breeding mosquitoes in New Orleans, Louisiana, with an estimate of the population density of *Aedes aegypti* (L). *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 30: 1329-1335.
- Goldman, C. R. 1974. Eutrophication of lake Tahoe emphasizing water quality. EPA-600/3-74-034. V. S.Gout. Printing Office, Whashington, D.C. 408 pp.

- Golterm, H.L. 1969. Methods for chemical analysis of fresh-waters. IBP Handbook No. 8 Blackwell. Oxford y Edimburgo.
- Gómez-Dantés, H., Ramos-Bonifaz, B. y Tapia-Conyer, R. El riesgo de transmisión del Dengue: un espacio para la estratificación. Salud Publica Mex 1995;37supl:88-97.
- Gómez-Dantés, H. y Ibañez-Bernal, S. 1994. Dengue Enfermedades tropicales en México, diagnóstico, tratamiento y distribución geográfica. Secretaria de Salud, México. Unidad 1: 83-96
- Gubler D. J. 1989. Surveillance for dengue and dengue hemorrhagic fever. Bulletin of PAHO 23(4).
- Haramis, L. D. 1983. "Larval nutrition, Adult body size, and the biology of *Aedes triseriatus*" Ecology of mosquitoes. 431-437.
- Hasselschwer, D. y Rockett, C. L. 1988. Bacteria as ovipositional attractants for *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). The Great Lakes Entomologist. 24: 163-167.
- Haverfield, L. E. y Hoffmann, B.L. 1966. Used tires as a means of dispersal of *Aedes aegypti* on Texas. J. Am. Mosq. Control Assoc. 26: 433-435.
- Ho, B.C., Ewert, A. y Chew, L.M. 1989. Interspecific competition among *Aedes aegypti*, *Ae. albopictus* and *Ae. triseriatus* (Diptera:Culicidae): Larval development in mixed cultures. J. Medical Entomology. 26: 615-622.
- Holling, C. S. 1959. The component of predation as revealed by a study of small mammal predation of the European pine sawfly. Can. Entomol. 91:293-320.

- Howard, D. J. y Bush, G. L. 1989. Influence of bacteria on larval survival and development in *Rhagoletis* (Diptera:Tephritidae). *Annals of the Entomological Society of America*. 82: 633:640.
- Ibáñez-Bernal, S. y Gómez-Dantés, H. Los vectores del dengue en México:una revisión crítica.*Salud Publica Mex* 1995;37supl:53-63.
- Ibáñez-Bernal, S. Nuevo registro altitudinal de *Aedes* (*Stegomyia*) *aegypti* (Linnaeus, 1762) (Diptera:Culicidae) en México. *Fol Entomol Mex* 1987;72:163-164.
- Ikeshoji, T. y Mulla, M. S. 1970. Overcrowding factors of mosquito larvae. *Journal of Economic Entomology*. 63: 90-96.
- Jahn, L. T y Jahn, F. F. 1949. How to know the protozoa. Edit WM. C. Brown, Company Publisher. Dubuque Iowa pp. 234.
- Kamphane, L. J. 1967. Automatic analysis for nitrate by hydrazine reduction. *Wat. Res.* 1: 205-216.
- Keirans, J. E. 1969. Larval development of *Aedes aegypti* (L.) in used auto tires. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 29: 43-46.
- Lord, C.C. 1994. Larval density dependence in *Aedes albopictus*. *Vector Control Bulletin of the North Central States*. 3: 40.
- Martínez-Torres, E. Dengue y Dengue Hemorrágico: Aspectos clínicos. *Salud Publica Mex* 1995;37supl:29-44.
- Merrit, R. W. y Cummins, K. W. 1984. An introduction to the acuatic insects of North American. Second Edition Kendall/Hunt. Publishing Company 1-722 pp.

- Merritt, W. R., Emily, J. O. y Walker, E. D. 1990. Natural food and feeding behavior of *Coquillettidia perturbans* larvae. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 6: 35-41.
- Miller, J. E., Martinez, A. B. y Salinas, D.G. 1993. Where *Aedes aegypti* live in Guerrero, using the maya index to measure breeding risk. In: Halstead SB, Gomez Dantes H. (Eds). *Dengue: A worldwide problem, a common strategy*. pp 255-261. Ministry of Health: México.
- Moore, C. G., Cline, B. L., Ruiz, T. E., Lee D., Romney-Joseph H. y Rivera-Correa E. 1978. "*Aedes aegypti* in Puerto Rico; Enviromental determinants of larval abundance and relation to dengue virus ttansmission". *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 27: 1225-1231.
- Nasci, R. S. 1986. The size of emerging and host-seeking *Aedes aegypti* and the relation of size to blood-feeding success in the field. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 2:61-62.
- Nasci, R. S. 1991. Influence of larval and adult nutrition on biting persistence in *Aedes aegypti* (Diptera:Culicidae). *J. Medical Entomology.* 28:522-526.
- Nelson, M. J. 1986. *Aedes aegypti: biology and ecology*. Washington: Panamerican Health Organization., PNSP/86-64, 50pp.
- Notestine, M. K. 1971. Population densities of know invertebrate predators of mosquito larvae in Utah Marshlands. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 31: 331-334.
- Reisen, W. K., Milby, M.M. y Bock, M. E. The effects of inmature stress on selected events in the life history of *Culex tarsalis*. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 44: 385-395.

- Rejmánkova, E., Roberts, D. R., Harbach, R. E., Pecor, J., Peyton, E.L., Manguin, S., Krieg, R., Polanco, J., y Legters, L. 1993. Environmental and regional determinants of *Anopheles* (Diptera:Culicidae) larval distribución in Belize, Central America. *Environmental Entomology*. 22: 978-992.
- Rejmánkova, E., Savage, H. M., Rejmánek, M., Arredondo -Jiménez, J. I. y Roberts, D. R. 1991. "Multivariate Analysis of relationships between habitats, Environmental factor and occurrence of Anopheline mosquito larvae *Anopheles albimanus* and *A. Pseudopuntipennis* in Southern Chiapas, México. *Journal of Applied Ecology*. 28, 827-841.
- Savage, H., M., Rejmánkova, E., Arredondo Jiménez, J.I., Roberts. D. R. y Rodríguez, M. H. 1990. Limnological and Botanical characterization of larval habitats for two primary malarial vectors, *Anopheles albimanus* and *Anopheles Pseudopuntipennis*, in coastal areas of Chiapas State México. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 6: 612-620.
- Schworbelt, J. 1975. Método de hidrobiología. H Blume, Madrid 40-41 pp.
- Sistema Nacional de Salud 1992. Boletín de Epidemiología. Vol 7 (8).
- Sistema Nacional de Salud 1996. Boletín de Epidemiología. Vol 8 (2).
- Smith, P. T., Reisen, W. K. y Cowles, D.A. Interspecific competition between *Culex tarsalis* and *Culex quinquefasciatus*. *Journal of Vector Ecology* 20: 139-146.
- Sota Teji y Kato K. 1993. "Bacteria as diet for the mosquito larvae *Aedes* (Stegomyia) (Diptera:Culicidae:) Preliminary Experiments With *Pseudomonas fluorescens*". *Apple. Entomol. Zool.* 29: 598-600.
- Tinker, M. E. 1964. Larval habitat of *Aedes aegypti* (L.) in the United States. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 24: 426-432.

- Tinker, M. E. 1974. *Aedes aegypti* habitats en Suriname. Bull. Pan Am. Health Organ. 8: 293-301.
- Trpis, M. y Hausermann, W. 1989. Dispersal and other population parameters of *Aedes aegypti* in an african village and their possible significance in epidemiology of vector-borne diseases. Am. J. Trop. Med. Hyg. 35: 1263-1279.
- Tun-Lin, W., Kay, BH. y Barnes, A. 1995. Understanding productivity, a key to *Aedes aegypti* surveillance. Am. J. Trop. Med. Hyg. 53: 595-601.
- Uribe, J. L. 1983. El problema del control de *Aedes aegypti* en América . Bol. of Sanit. Panamericana. 94: 473-481.
- Walker, E. D., Emily J. O. y Richard W. M. 1988. Gut content analysis of mosquito (Diptera:Culicidae) larvae using DAPI stain and epifluorescence microscopy. J. Medical Entomology. 25: 551-554.
- Walker, E. D. y R. W. Merritt. 1988. The significance of leaf detritus to mosquito (Diptera:Culicidae) productivity from tree holes. Enviromental Entomology. 17: 199-206.
- Walker, D. E., Lawson, D. L., Merritt, R. W., Morgan W. T. y Klug, M. J. 1991. Nutrient dynamics, bacterial populations and mosquito productivity in tree hole ecosystems and microcosms. Ecology. 72: 1529-1546.
- Washburn, J. O. 1995. Regulatory factors affecting larval mosquito populations in container and pool habitats: Implications for biological control. J. Am. Mosq. Contr. Assoc.11: 279-283.

- Winch, P.J., Barrientos-Sánchez, E., Puigserver-Castro, L. Manzano Cabrera, L. Lloyd, L. S. y Méndez-Galvan, J.F. 1992. "Variation in *Aedes aegypti* larval indices over a one year period in a neighborhood of Mérida, Yucatán, México. J. Am. Mosq. Control Assoc. 8: 193-195.
- Xue, R. D. y Ali A. 1994. "Oviposition, fecundity, and body size of a Pestiferous Midge. *Chironomus crassicaudatus* (Diptera: Chironomidae)" *Environmental Entomology*. 23: 1480-1484.
- Zar, J.H. 1984 *Bioestatistical analysis*. Second edition. Prince-Hall, Inc. Englewood Cliffs, N. J. 718pp.
- Zarate, A.M., Del Rio Za. y Valdespino, J. I. 1994. El diagnóstico de laboratorio de dengue en apoyo a la vigilancia epidemiológica. *Higiene*. 2: 153.

TABLA 1.- Densidad larvaria de *Aedes aegypti* por litro de agua, en cuatro tipos de recipiente en Huixtla, Chiapas; de septiembre a noviembre de 1994.

Recipientes	Densidad larvaria \pm DS
Tanques	0.129 \pm 0.374 c
Tambos	0.343 \pm 1.18 c
Llantas	48.49 \pm 94.58 a
Floreros	8.86 \pm 19.97 b

Letras idénticas en la misma columna no son significativamente diferentes ($p \geq 0.05$) uno del otro, en base a la prueba de comparaciones múltiples de Tukey.

TABLA 2.- Artrópodos colectados en cuatro tipos de recipiente en Huixtla, Chiapas; de septiembre a noviembre de 1994.

Orden:Familia	Tanques	Tambos	Llantas	Floreros
Coleoptera:Dytiscidae	-	+	-	-
Coleoptera:Noteridae.	-	+	-	-
Diptera:Chironomidae	+	+	+	+
Diptera:Syrphidae	-	-	+	+
Diptera:Stratiomidae.	-	-	+	+
Hemiptera:Notonectidae	+	+	-	-
Hemiptera:Belostomatidae	+	+	+	-
Hemiptera:Velidae	-	-	+	-
Odonata:Libellulidae	-	+	+	-
Ostracoda:Cypridae	+	+	+	+

(+ Presencia) (- Ausencia)

TABLA 3.- Artrópodos colectados en tanques, en Huixtla, Chiapas; de septiembre a noviembre de 1994.

Orden: Familia	Tanque No.										% f
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	
Diptera: Chironomidae	+	+	-	+	+	+	+	+	-	+	80
Hemiptera: Notonectidae	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	10
Hemiptera: Belostomatidae	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	10
Ostracoda: Cypridae	+	+	+	+	+	-	+	+	-	-	70

(+ Presencia) (- Ausencia) (%f frecuencia en porcentajes)

TABLA 4.- Artrópodos colectados en llantas, en Huixtla, Chiapas; de septiembre a noviembre de 1994.

Orden : Familia	Llanta No.										% f
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	
Diptera: Chironomidae	+	+	+	+	+	-	+	+	-	+	80
Diptera: Stratiomyidae.	+	10
Diptera: Syrphidae	-	+	-	+	+	-	-	-	-	-	30
Hemiptera: Belostomatidae	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	10
Hemiptera: Velidae	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	10
Odonata: Libellulidae	+	-	-	+	-	-	-	-	-	-	20
Ostracoda: Cypridae	-	-	+	-	+	-	-	+		+	40

(+ Presentes) (- Ausentes) (%f Frecuencia en porcentaje)

TABLA 5.- Artrópodos colectados en tambos, en Huixtla, Chiapas; de septiembre a noviembre de 1994.

Orden : Familia	Tambo No.										%f
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	
Coleoptera: Dytiscidae	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	10
Coleoptera: Noteridae	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	10
Diptera: Chironomidae	+	+	-	+	+	+	-	+	+	+	80
Hemiptera: Notonectidae	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	10
Hemiptera: Belostomatidae	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	10
Odonata: Libellulidae	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	10
Ostracoda: Cypridae	+	+	-	-	+	+	-	+	-	-	50

(+ Presentes) (- Ausentes) (%f Frecuencia en porcentaje)

TABLA 6.- Artropodos colectados en floreros, en Huixtla, Chiapas; de septiembre a noviembre de 1994

Orden : Familia	Florero No.										%f
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	
Diptera: Chironomidae	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	100
Diptera: Stratiomyidae	-	+	-	+	-	-	-	-	-	-	20
Diptera: Syrphidae	-	-	-	+	-	-	-	-	-	+	20
Ostracoda: Cypridae	-	-	-	-	-	+	+	+	+	-	40

(+ Presencia) (- Ausencia) (%f Frecuencia en porcentaje)

TABLA 7.- Proporción de sexos de *Aedes aegypti* obtenidos de pupas colectadas en los cuatro tipos de recipiente en Huixtla, Chiapas; de septiembre a noviembre de 1994.

Recipientes	n	Hembras	Machos	VALOR "t"	P=
Tanques	545	269	276	-0.13	0.89
Tambos	311	162	149	0.83	0.40
Llantas	442	233	209	0.92	0.35
Floreros	80	37	43	-0.81	0.41

TABLA 8.- Longitud alar axial (mm) de hembras y machos de *Aedes aegypti*, obtenidas de pupas colectadas en los cuatro tipos de recipiente, en Huixtla, Chiapas; de septiembre a noviembre de 1994.

Recipientes	Hembras	Machos
Tanques	2.60 ± 0.25 ^c (269)	2.11 ± 0.18 ^b (276)
Tambos	2.33 ± 0.21 ^a (162)	1.93 ± 0.15 ^a (149)
Llantas	2.43 ± 0.29 ^b (233)	1.94 ± 0.21 ^a (209)
Floreros	2.48 ± 0.26 ^b (37)	2.00 ± 0.31 ^a (43)

Letras idénticas en la misma columna no son significativamente diferentes ($p \geq 0.05$) uno del otro, en base a la prueba de comparaciones múltiples de Tukey.

TABLA 9.- Relación del tamaño corporal y el número de oviposiciones por hembras de *Aedes aegypti.*, obtenidas de larvas de cuarto estadio colectadas en Huixtla, Chiapas; en enero de 1995.

Oviposiciones	Clase de tamaños en mm.		
	2.10-2.50 ¹ (2.34) ²	2.55-2.75 (2.67)	2.80-3.50 (3.01)
Primera	100 % (n=30)	100 % (n=29)	100 % (n=29)
Segunda	40 % (n=12)	65.5 % (n=19)	48 % (n=14)
Tercera		17 % (n=5)	27 % (n=8)
Cuarta			10 % (n=3)
Quinta			3.5 % (n=1)

¹ Rangos ² Promedios

TABLA 10.- Relación del tamaño corporal y número de huevos por hembras de *Aedes aegypti*., obtenidas de larvas de cuarto estadio en Huixtla, Chiapas; en enero de 1995.

	Clases de tamaño en mm.		
Oviposición	2.10- 2.50 ¹	2.51- 2.75	2.76-3.50
	(2.34) ²	(2.67)	(3.01)
Primera	43.53 ^a ±17.80 (n= 30)	49.41 ^a ±22.40(n= 29)	72.93 ^b ±32.92 (n= 29)
Segunda	37.41 ^a ±13.95 (n = 12)	51.63 ^b ±20.53 (n = 12)	65.07 ^b ±22.89 (n = 14)
Tercera		69.20 ^a ±32.46 (n= 5)	54.87 ^a ±40.40(n = 8)
Cuarta			60.33 (n = 3)
Quinta			46.00 (n = 1)

¹ Rangos ² Promedios

Letras idénticas en la misma línea no son significativamente diferentes ($p \geq 0.5$) uno del otro, en base a la prueba de comparaciones de Tukey, aplicada a datos de primera y segunda oviposición; y prueba "t" aplicada a datos de la tercera oviposición.

TABLA 11.- Géneros de protozoarios encontrados en cada uno de los cuatro tipos de recipiente en Huixtla, Chiapas; de julio a noviembre de 1995.

TANQUES	LLANTAS	TAMBOS	FLOREROS
<i>Peranema</i> 1	<i>Peranema</i> 1	<i>Peranema</i> 1	<i>Peranema</i> 2
<i>Philodina</i> 1	<i>Philodina</i> 1	<i>Philodina</i> 1	<i>Philodina</i> 1
<i>Vorticella</i> 1	<i>Vorticella</i> 1	<i>Vorticella</i> 1	<i>Vorticella</i> 1
<i>Chilodonella</i> 1	<i>Chilodonella</i> 1	-	-
-	<i>Paramecium</i> 1	-	<i>Paramecium</i> 1
-	<i>Amoeba</i> 2	-	<i>Amoeba</i> 1
-	<i>Euglena</i> 1	-	<i>Euglena</i> 1
-	<i>Actinophrus</i> 1	-	-
-	<i>Colpidium</i> 1	-	-
-	<i>Lepocinclis</i> 1	-	-

1 Encontrados sólo en el agua

2 Encontrados en agua y tracto digestivo de *Aedes aegypti*

TABLA 12.- Generos de chlorophytas encontrados en cada uno de los cuatro tipos de recipientes en Huixtla, Chiapas; de julio a noviembre de 1995.

TANQUES	TAMBOS	LLANTAS	FLOREROS
<i>Chlorococum</i> 2	<i>Chlorococum</i> 2	<i>Chlorococum</i> 2	<i>Chlorococum</i> 2
<i>Tetradasmus</i> 2	-	<i>Tetradasmus</i> 1	<i>Tetradasmus</i> 2
<i>Chlorella</i> 2	-	-	<i>Chlorella</i> 2
<i>Ankistrodemus</i> 2	<i>Ankistrodemus</i> 3	-	-
-	-	<i>Spirogyra</i> 1	<i>Spirogyra</i> 2
-	-	<i>Closterium</i> 1	-

1 Encontrados sólo en el agua

2 Encontrados en agua y tracto digestivo de *Aedes aegypti*

3 Encontradas sólo en tracto digestivo de *Aedes aegypti*.

TABLA 13.- Géneros de bacillariophytas encontrados en cada uno de los cuatro tipos de recipiente en Huixtla , Chiapas ; de julio a noviembre de 1995.

TANQUES	TAMBOS	LLANTAS	FLOREROS
<i>Fragilaria</i> 2	<i>Fragilaria</i> 2	<i>Fragilaria</i> 2	<i>Fragilaria</i> 1
<i>Gomphonema</i> 2	<i>Gomphonema</i> 1	<i>Gomphonema</i> 2	.
<i>Diatomella</i> 2	-	<i>Diatomella</i> 2	-
<i>Tabellaria</i> 2	-	-	-
<i>Mastogloia</i> 3	-	-	-
<i>Navicula</i> 3	-	-	-
<i>Stauroneis</i> 3	-	-	-
-	<i>Gyrosigma</i> 1	-	-
-	-	<i>Neidium</i> 1	-
-	-	<i>Synedra</i> 3	-

Tabla 14.- Bacterias encontradas en cada uno de los cuatro tipos de recipiente, en Huixtla, Chiapas; en agosto de 1995.

TANQUES	TAMBOS	LLANTAS	FLOREROS
<i>Acinetobacter</i> sp. 1	<i>A. sobria</i> . 1	<i>Morganella morgani</i> . 1	<i>Acinetobacter</i> sp. 1
<i>A. hydrophila/caviae</i> . 1	<i>Aeromonas</i> sp. 1	-	<i>Pseudomonas cepacios</i> . 1
<i>Escherichia coli</i> . 1	<i>Citrobacter</i> sp. 1	-	<i>Citrobacter</i> sp. 1
<i>Erwinia</i> sp. 1	<i>Enterobacter</i> sp. 1	-	<i>Enterobacter aerogenes</i> . 1
-	<i>Enterobacter cloacae</i> . 1	-	<i>Enterobacter cloacae</i> . 1
-	<i>Pastereulla</i> sp. 1	-	<i>Pseudomonas</i> sp. 1
-	-	-	-
<i>Aeromonas</i> sp. 2	<i>Klebsiella neumoniae</i> 2	-	-
<i>Enterobacter agglomerans</i> . 2	<i>Kluyvera</i> sp. 2	<i>A. hydrophila/caviae</i> . 2	<i>A. hydrophila/caviae</i> . 2
<i>Klebsiella axytoca</i> . 2	<i>Tatunella</i> sp. 2	<i>Aeromonas</i> sp. 2	<i>Aeromonas</i> sp. 2
<i>Pastereulla</i> sp. 2	-	<i>Klebsiella oxytoca</i> . 2	-
<i>Pseudomonas cepacios</i> . 2	-	<i>Kluyvera</i> sp. 2	-
<i>Pseudomonas</i> sp. 2	-	<i>Tatunella</i> sp. 2	-
<i>Vibrio</i> sp. 2	-	-	-
<i>Aeromona salmonicida</i> . 3	<i>Acinetobacter</i> sp. 3	<i>A. eromona salmonicida</i> . 3	<i>Enterobacter cloacae</i> . 3
<i>enterobacter</i> sp. 3	<i>Enterobacter sakasaki</i> . 3	<i>Haffnia</i> sp. 3	<i>Enterobacter</i> sp. 3
<i>Flav. oryzihabitans</i> 3	-	-	<i>Tatunella</i> sp. 3
<i>Klebsiella</i> sp. 3	-	-	<i>Vibrio</i> sp. 3
<i>Tatunella</i> sp. 3	-	-	-

(1) Encontradas sólo en agua (2) Encontradas en agua y tracto digestivo de *Aedes aegypti*.

(3) Encontradas sólo en tracto digestivo.

Tabla 15.- Bacterias encontradas en el agua y tres secciones del tracto digestivo de *Aedes aegypti* muestreadas en los cuatro tipos de recipiente, en Huixtla, Chiapas; en agosto de 1995.

AGUA	SECCION ANTERIOR	SECCION MEDIA	SECCION POSTERIOR
<i>Morganella morgani</i> 2.	<i>Morganella morgani</i> 2	<i>Morganella morgani</i> 2	<i>Morganella morgani</i> 2
<i>Ae. hidrophila/caviave</i> 1,2,4	<i>Ae. hidrophila/caviave</i> 1,2,4	<i>Ae. hidrophila/caviave</i> 1,4	<i>Ae. hidrophila/caviave</i> 1,4
<i>Aeromonas sp.</i> 1,2,3,4	<i>Aeromonas sp.</i> 1,2,3	<i>Aeromonas sp.</i> 1,2,4	<i>Aeromonas sp.</i> 1,2,4
<i>Vibrio sp.</i> 1	<i>Vibrio sp.</i> 1	<i>Vibrio sp.</i> 4	<i>Vibrio sp.</i> 4
<i>Tatunella sp.</i> 2,3	<i>Tatunella sp.</i> 3,4	<i>Tatunella sp.</i> 1,2,4	<i>Tatunella sp.</i> 1,2,3,4
<i>Klebsiella neumoniae.</i> 3	<i>Klebsiella neumoniae.</i> 3	<i>Klebsiella neumoniae.</i> 3	<i>Klebsiella neumoniae.</i> 3
<i>Enterobacter sp.</i> 3	<i>Enterobacter sp.</i> 2	<i>Enterobacter sp.</i> 4	<i>Enterobacter sp.</i> 4
<i>Klebsiella oxytoca.</i> 1,2	<i>Klebsiella oxytoca.</i> 1,2	<i>Klebsiella oxytoca.</i> 1	-
<i>Enterobacter cloacae.</i> 3,4	<i>Enterobacter cloacae.</i> 1,4	<i>Enterobacter cloacae.</i> 4	-
<i>Escherichia coli.</i> 1	<i>Escherichia coli.</i> 1,2,3	-	-
<i>Kluyvera sp.</i> 2,3	<i>Kluyvera sp.</i> 1,3	-	<i>Kluyvera sp.</i> 2
<i>Erwinia sp.</i> 1	<i>Erwinia sp.</i> 2,3	-	<i>Erwinia sp.</i> 2,3
<i>Citrobacter sp.</i> 3,4	<i>Citrobacter sp.</i> 4	<i>Citrobacter sp.</i> 4	-
<i>Pseudomona cepacios.</i> 1	-	<i>Pseudomona cepacios.</i> 1	-
<i>Pseudomonas sp.</i> 1,4	-	<i>Pseudomonas sp.</i> 4	<i>Pseudomonas sp.</i> 4
<i>Salmonella arizona.</i> 4	-	-	<i>Salmonella arizona.</i> 3
<i>Aeromona sobria.</i> 3	-	-	<i>Aeromona sobria.</i> 3
<i>Pasteurella sp.</i> 1,3	-	-	<i>Pasteurella sp.</i> 4
<i>Enterobacter agglomerans.</i> 1	-	-	-
<i>Enterobacter aerogenes.</i> 4	-	-	-
-	<i>Chrysiomonas luteola.</i> 2	<i>Flavimonas oryzihabitans.</i> 1	<i>Flavimonas oryzihabitans.</i> 1
-	-	-	<i>Aeromona salmonicida.</i> 2
-	<i>Xantomonas maltophilia.</i> 3	<i>Enterobacter sakasaki.</i> 3	<i>Morganella morgani.</i> 4
-	<i>Shewanella putrefacia.</i> 4	-	-
-	<i>Vibrio metshnikovii.</i> 1	-	-

(1) Tanques (2) Llantas (3) Tambos (4) Floresos

TABLA 16.- Análisis químico comparativo del agua, en los cuatro tipos de recipientes artificiales, en Huixtla Chiapas, de septiembre a noviembre de 1994.

Tipo de depósitos	Promedios DS						
	pH	Cond. l umhos/cm	Oxígeno ml/l	Fosfatos mg/l	Nitratos mg/l	M. O. 2 mg/l	T. °C
Tanques	7.32 ±0.77 b	95.09 ±62.61 a	5.17 ±2.31 a	30.93 ±48.03 a	263.51 ±383.97 b	780.98 ±27.01 a	26.16 ±1.11 a
Tambos	7.09 ±1.03 ab	98.31 ±81.53 a	5.15 ±1.83 a	17.35 ±69 a	402.32 ±846.76 b	59.20 ±6.92 a	29.57 ±3.61 c
Llantas	6.92 ±0.50 a	77.57 ±58.71 a	4.31 ±2.32 a	117.41 ±212.97 b	28.64 ±108.83 a	106 ±52.8 b	28.05 ±2.16 b
Floreros	7.11 ±0.93 ab	185.24 ±432 b	3.67 ±3.78 b	191.48 ±291.74 b	19.65 ±75.23 a	98.45 ±54.04 b	30.34 ±3.75 c

1 Conductividad eléctrica 2 Materia orgánica

Letras idénticas en la misma columna no son significativamente diferentes (p 0.05) uno del otro, en base a la prueba de comparaciones múltiples de Tukey.

TABLAS 17.- Correlacion de pearson de datos trasformados (log X+ 1) entre variables fisicoquimicas y abundacia larvaria de *Aedes aegypti*.

VARIABLES	DENSIDAD	
	Correlacion (r)	<i>Aedes aegypti</i> P=
Temperatura	- 0.10661	0.056
pH	- 0.11138	0.046
Nitratos	- 0.05489	0.327
Fosfatos	- 0.03158	0.573
C. eléctrica	- 0.10428	0.062
Oxígeno disuelto	- 0.04513	0.420
Materia orgánica	- 0.40054	0.469

TABLA 18.- Modelo de regresión entre variable fisicoquímica y densidad larvaria de *Aedes aegypti*.

CRUDA $r^2=0.00309$

Abundancia <i>Ae. aegypti</i>	Coefficiente B	Error estándar.	Valor t	p > t	[95% Conf.	Interval]
pH	-2.298035	1.149804	-1.999	0.046	-4.560219	-0.0358519
Constante	2.998116	1.044696	2.870	0.004	0.942727	5.053505

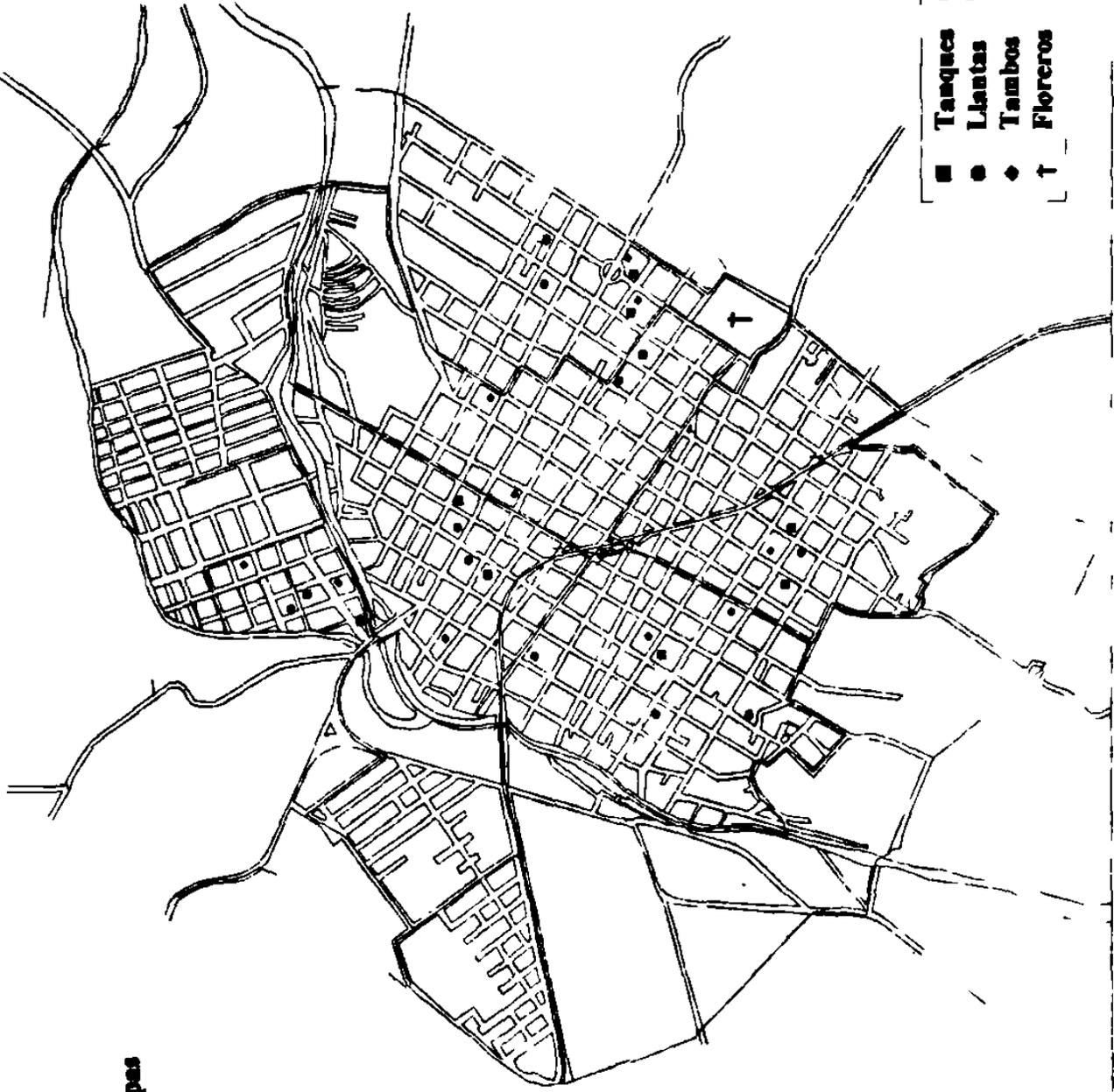
AJUSTADA $r^2=0.1581$

Abundancia <i>Ae. aegypti</i>	Coefficiente B	Error estándar.	Valor t	p > t	[95% Conf.	Interval]
pH	-1.834816	1.075756	-1.706	0.089	-3.951391	0.2817594
Tanques	-0.6172335	0.1410967	-4.402	0.000	-0.8987788	-0.3435566
Tambos	-0.8290446	0.1410961	-5.876	0.000	-1.106656	-0.5514328
Floreros	-1.021423	0.1411826	-7.235	0.000	-1.299204	-0.7436433
Constante	3.218892	0.9719529	3.312	0.001	-1.306552	5.131233

TABLA 19.- Concentrado de los resultados obtenidos en los cuatro tipos de recipientes en Huixtla, Chiapas.

Variables estudiadas	TANQUES	TAMBOS	LLANTAS	FLOREROS
Densidad larvaria de <i>Ae. aegypti</i> (Larvas/litro).	0.129 ±0.374	0.342 ± 1.18	48.49 ± 94.58	8.86 ± 19.97
Tamaño de hembras de <i>Ae aegypti</i> (mm).	2.60 ± 0.25	2.33 ±0.21	2.43 ± 0.29	2.48 ±0.26
Géneros de protozoarios en aguas.	4	3	10	6
Géneros de chlorofitas en aguas.	4	2	4	4
Géneros de bacillariofitas en aguas.	7	3	5	1
Bacterias en aguas	16	11	8	12
pH	7.32	7.09	6.92	7.11
Temperatura °C	26.16	29.57	28.05	30.34
Cond. electrica (umhos/cm).	95.09	98.31	77.57	185.24
Materia orgánica (mg/l)	70.98	559.20	106.28	98.45
Oxigeno disuelto (ml/l)	5.17	5.15	4.31	3.67
Fosfatos. (mg/l)	30.93	17.37	117.41	191.48
Nitratos (mg/l)	263.51	402.32	28.64	19.65

Heixtia, Chiapas



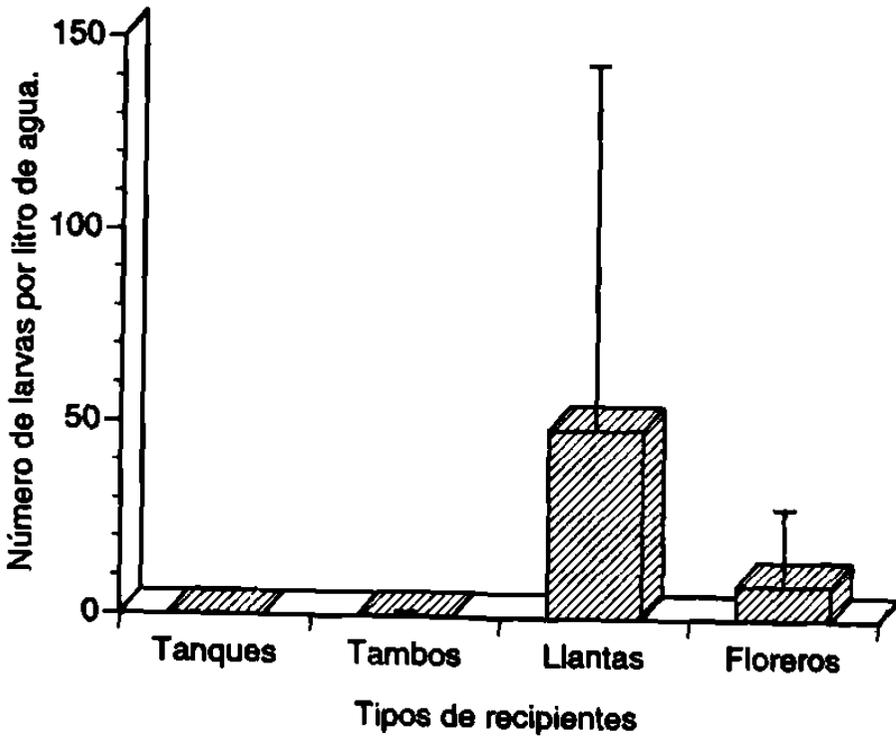


Figura 2.- Densidad larvaria de *Aedes aegypti* por litro de agua, en cada uno de los tipos de recipiente, en Huixtla, Chiapas; de septiembre a noviembre de 1994.

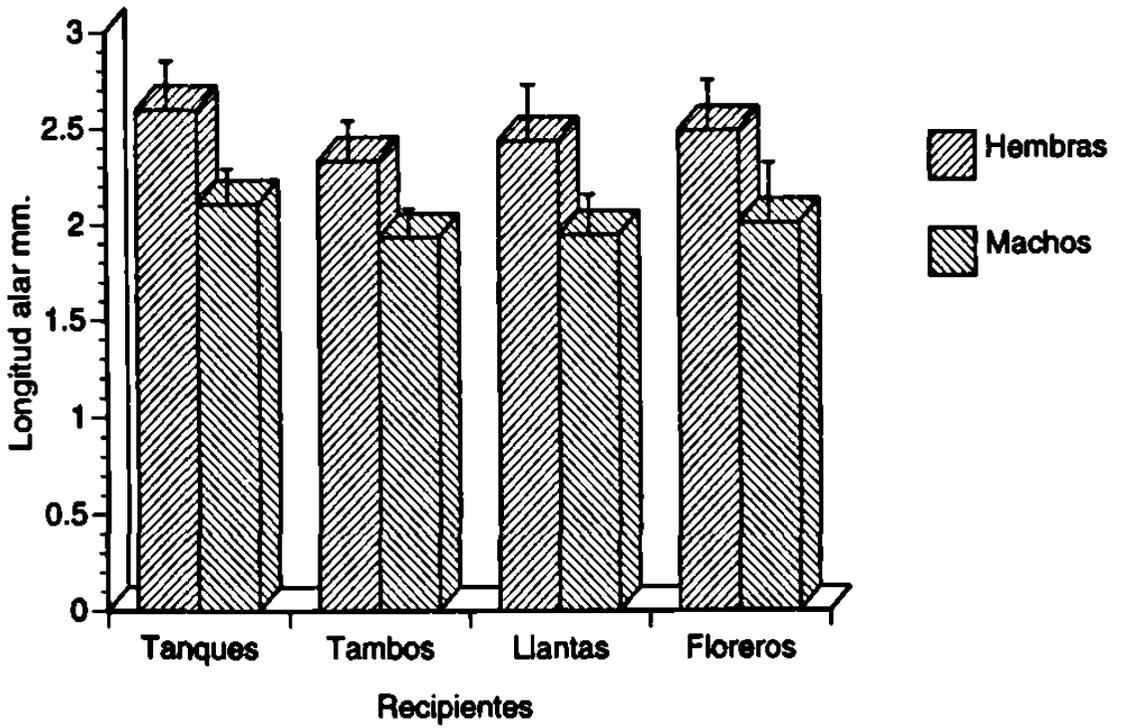


Figura 3.- Tamaño corporal promedio de hembras y machos de *Aedes aegypti* obtenidos de pupas colectadas en cada uno de los cuatro tipos de recipiente.

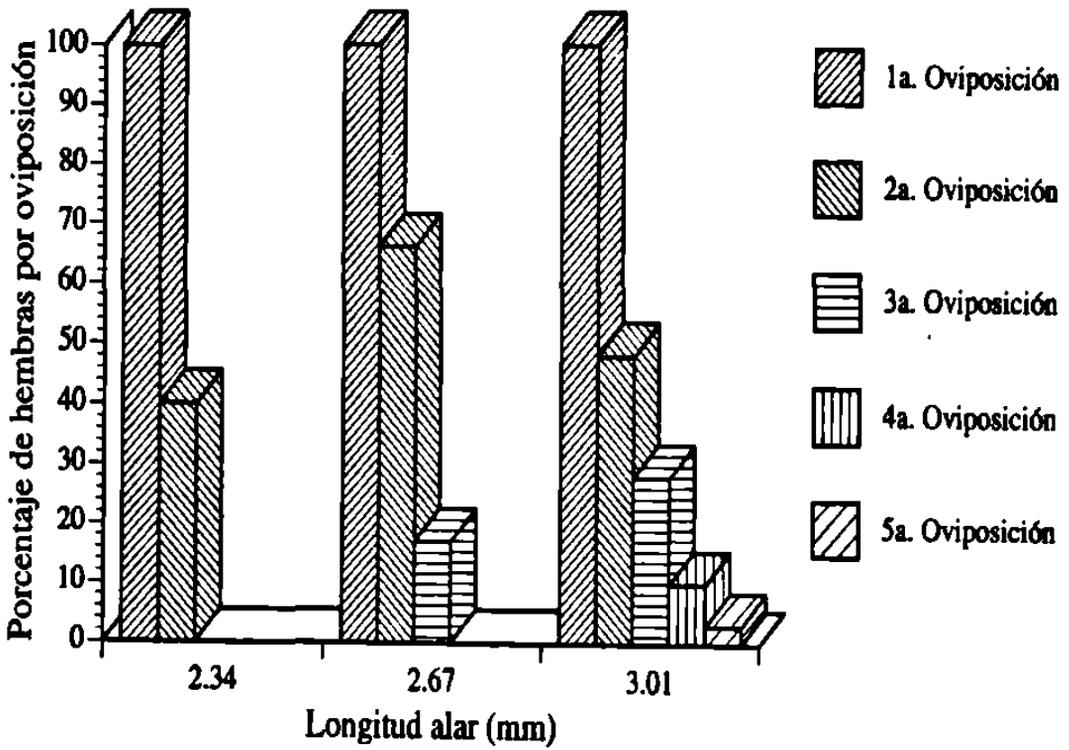


Figura 4.- Relación del tamaño corporal y el número de oviposiciones por hembras de *Aedes aegypti*, obtenidas de larvas de cuarto estadio colectadas en Huixtla, Chiapas; en enero de 1995.

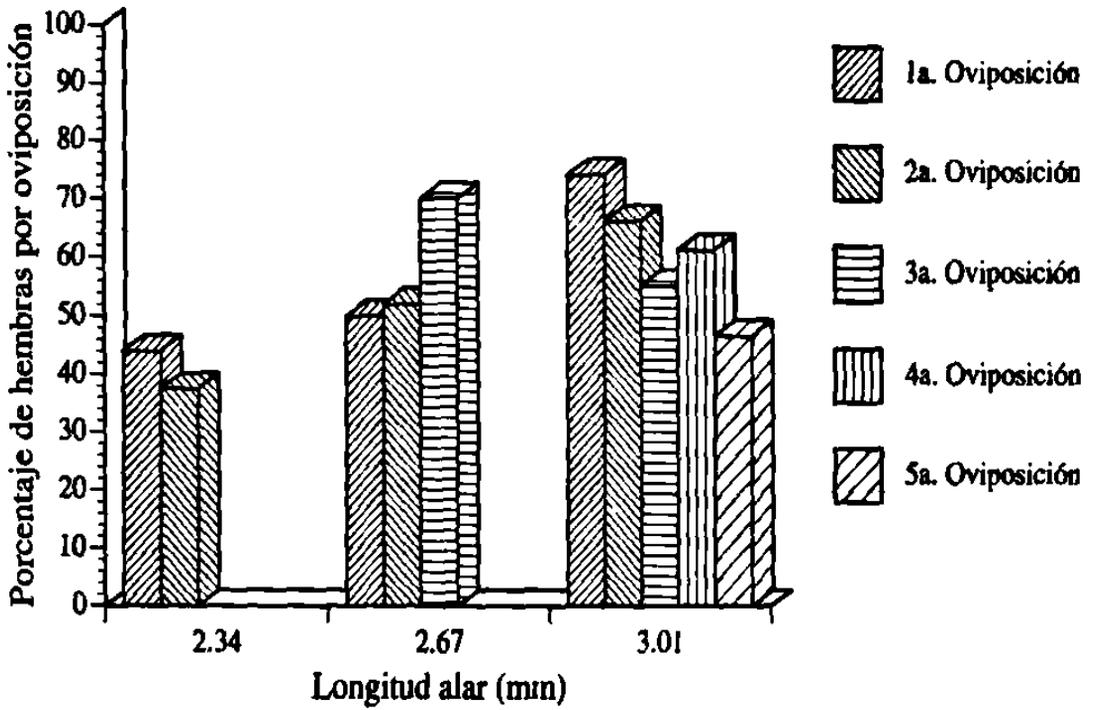


Figura 5.-Relación del tamaño corporal y el número de huevos por hembras de *Aedes aegypti*., obtenidas de larvas de cuarto estadio en Huixtla, Chiapas; en enero de 1995.

$$y = 2.458x + 0.307, r^2: 0.137$$

(F=13.67 p=0.0004)

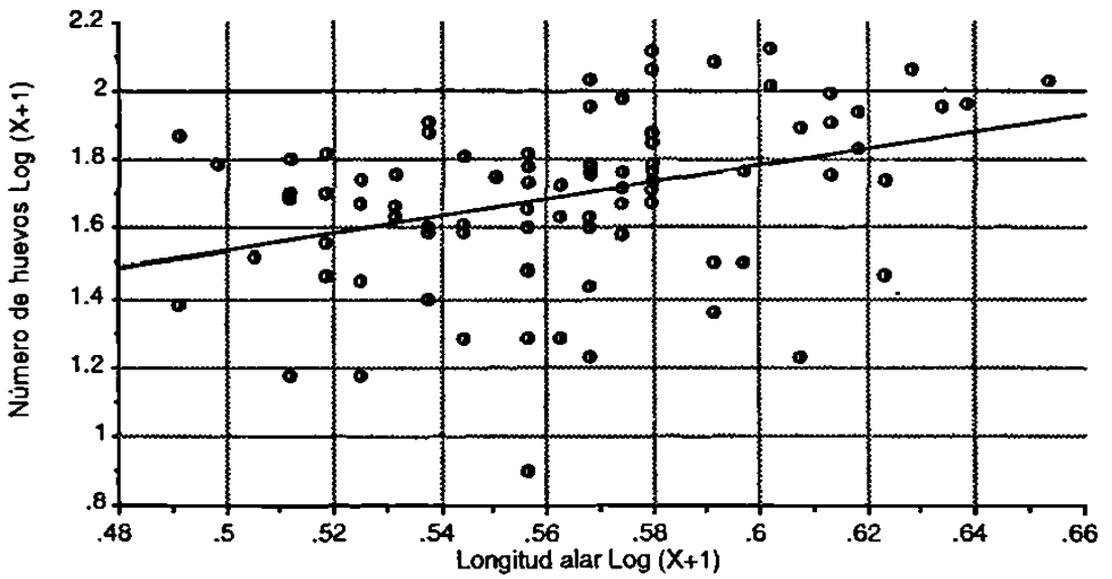


Figura 6.- Regresión lineal de longitud alar (mm) y el número de huevos ovipositados por hembras de *Aedes aegypti* que presentaron la primera oviposición.

$$y = 2.743x + 0.121, r^2: 0.161$$

(F=8.258 p=0.0063)

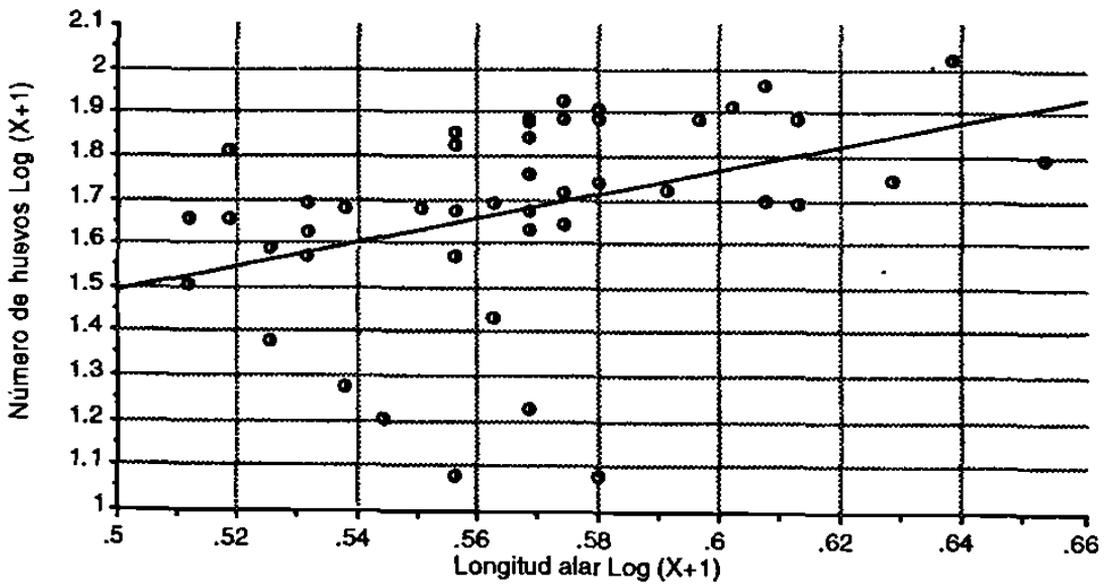


Figura 7.- Regresión lineal de longitud alar (mm) y el número de huevos ovipositados por hembras de *Aedes aegypti* que presentaron la segunda oviposición.

$$y = -12.844x + 9.202, r^2: 0.509$$

(F=11.42 p=0.0061)

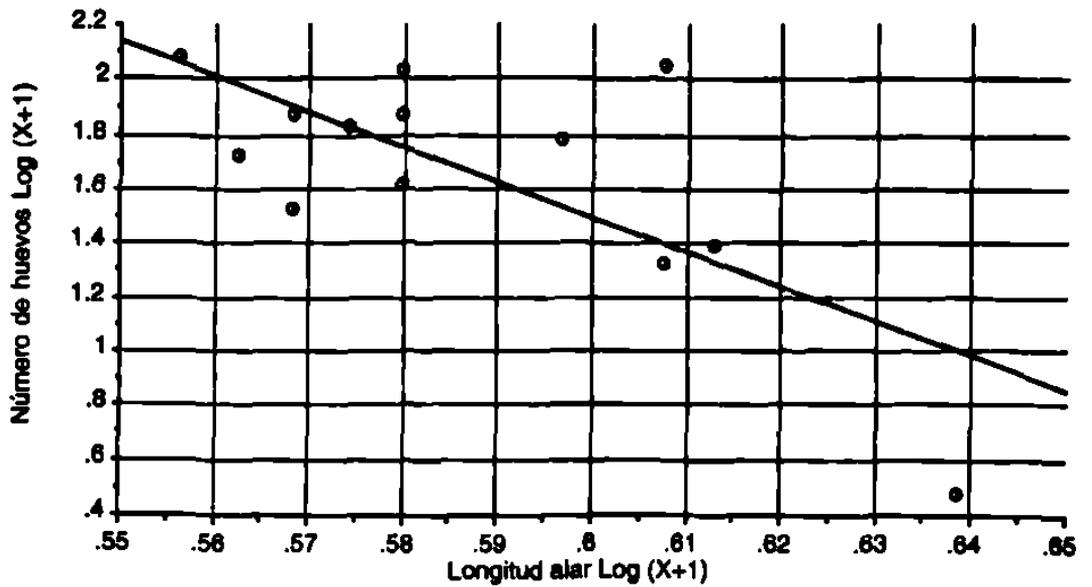


Figura 8.- Regresión lineal de longitud alar (mm) y el número de huevos ovipositados por hembras de *Aedes aegypti* que presentaron la tercera oviposición.

$$y = 3.503x + 0.091, r^2: 0.172$$

(F=17.847 p=0.0001)

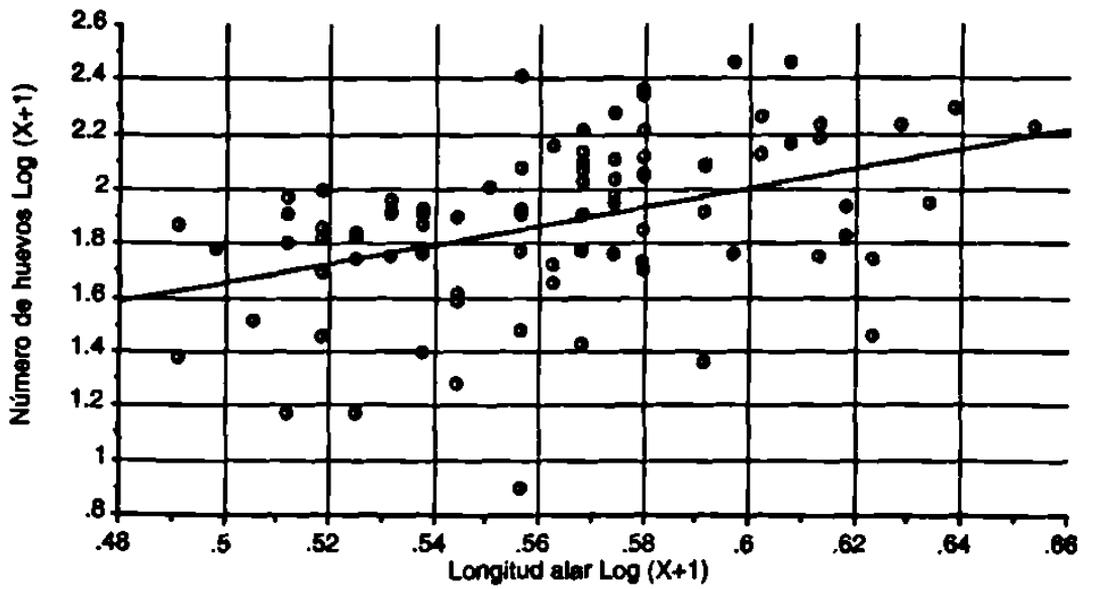


Figura 9.- Regresión lineal de longitud alar (mm) y el número de huevos ovipositados por hembras de *Aedes aegypti* en las tres oviposiciones.

Anexo 1.- Tabla de lectura del API-20A

PRUEBAS	SUBSTRATOS	REACCIONES / ENZIMAS	RESULTADOS	
			NEGATIVO	POSITIVO
ONPG	ortonitrofenol-galactosido	8- galactosidasa	incoloro	amarillo (1)
ADH	arginina	arginina dehidrolasa	amarillo	rojo/naranja (2)
LCD	lisina	lisina descarboxilasa	amarillo	naranja
ODC	omitina	omitina descarboxilasa	amarillo	rojo/naranja (2)
CIT	sitrato sódico	utilizacion del citrato	verde pálido/amarillo	azul-verde/azul (3)
H2S	tiosulfato sódico	produccion de H ₂ S	incoloro/grisaceo	depósito negro
URE	urea	ureasa	amarillo	rojo/naranja
TDA	triptófano	triptófano desaminasa	TDR / INMEDIATO	
			amarillo	marrón oscuro
IND	triptofano	producción de indol	JAMES/ INMEDIATO o IND / 2 min	
			JAMES incoloro verde claro/amarillo	JAMES rosa
			IND amarillo	IND anillo rojo
[VP]	piruvato sódico	producción de acetoina	VP 1 más VP 2 / 10 minutos	
[GEL]	gelatina de kohn	gelatinasa	no hay difusión de pigmento negro	difusión de pigmento negro
GLU	glucosa	fermentación/oxidación (4)	azul/azul verdoso	amarillo
MAN	manitol	fermentación/oxidación (4)	azul/azul verdoso	amarillo
INO	inosito	fermentación/oxidación (4)	azul/azul verdoso	amarillo
SOR	sorbitol	fermentación/oxidación (4)	azul/azul verdoso	amarillo
RHA	ramnosa	fermentación/oxidación (4)	azul/azul verdoso	amarillo
SAC	sacarosa	fermentación/oxidación (4)	azul/azul verdoso	amarillo
MEL	melibiosa	fermentación/oxidación (4)	azul/azul verdoso	amarillo
AMY	amigdalina	fermentación/oxidación (4)	azul/azul verdoso	amarillo
ARA	arabinosa	fermentacion/oxidacion (4)	azul /azul/ verdoso	amarillo
OX	sobre papel filtro	citocromo oxidasa	OX / 1-2 minutos	
			incoloro	violeta
NO ₃	tubo GLU	producción de NO ₂	NIT 1 mas NIT 2 / 2-3 minutos	
			amarillo	rojo
-NO ₂		reducción de gas N ₂	Zn	
			rojo	amarillo
MOB	API M microscopía	movilidad	inmóvil	móvil
MCC	medio Mac Conkey	crecimiento	ausencia	presencia
OF	glucosa (API OF)	cerrado: fermentación	verde	amarillo
		abierto : oxidación	verde	amarillo

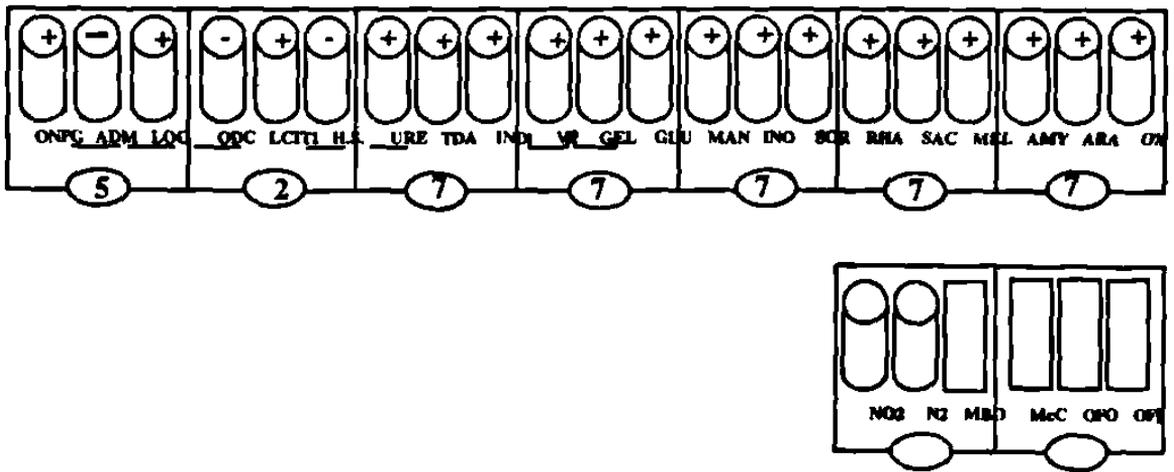
1) Un amarillo muy pálido debe considerarse como positivo

2) Un color naranja después de 24 H. de incubación debe considerarse negativo

3) La lectura debe hacerse en la cúpula (aerobiosis)

4) La fermentación empieza en la parte inferior de los tubos, la oxidación empieza en la cúpula

Anexo 2.- Hoja de resultados del API 20-E



5 277 777 : *Klebsiella oxytoca*.

