

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”**

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS



**Estimación de líneas de respuesta a diferentes insecticidas en el mosquito
Culex quinquefasciatus (Say) en una población de
La Rosita Mpio. de San Pedro de las Colonias, Coahuila**

POR

MARÍA DEL ROSARIO HERNÁNDEZ NAVA

TESIS

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA
OBTENER EL TÍTULO DE:**

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

TORREÓN, COAHUILA

ABRIL DEL 2009

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA "ANTONIO NARRO"
UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

Estimación de líneas de respuesta a diferentes insecticidas en el mosquito
Culex quinquefasciatus (Say) en una población de
La Rosita Mpio. de San Pedro de las Colonias, Coahuila

POR

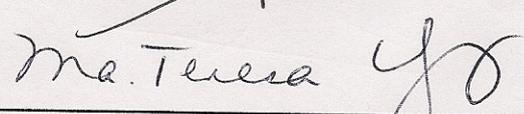
MARÍA DEL ROSARIO HERNÁNDEZ NAVA

APROBADA POR EL COMITÉ PARTICULAR DE ASESORIA

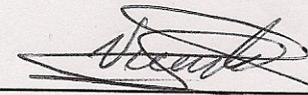
ASESOR PRINCIPAL:


DR. FRANCISCO JAVIER SÁNCHEZ RAMOS

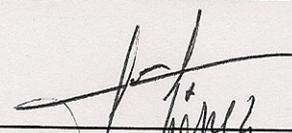
ASESOR:


M.Sc. MA. TERESA VALDÉS PEREZGASGA

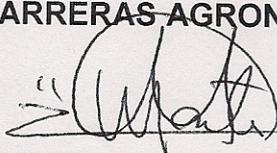
ASESOR:

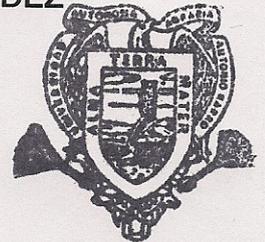

Ph. D. VICENTE HERNÁNDEZ HERNÁNDEZ

ASESOR:


M.C. JAVIER LÓPEZ HERNÁNDEZ

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE
CARRERAS AGRONÓMICAS


M.C. VICTOR MARTÍNEZ CUETO



Coordinación de la División
de Carreras Agronómicas

TORREÓN, COAHUILA

ABRIL DEL 2009

TESIS QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL H. JURADO
EXAMINADOR COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO
DE:

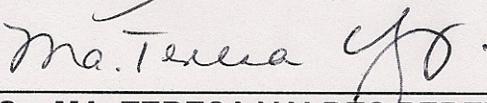
INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

APROBADA

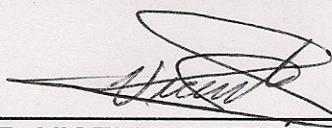
PRESIDENTE:


DR. FRANCISCO JAVIER SÁNCHEZ RAMOS

VOCAL:


M. Sc. MA. TERESA VALDÉS PEREZGASGA

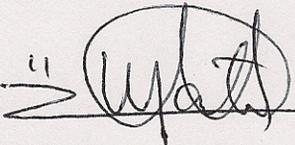
VOCAL:

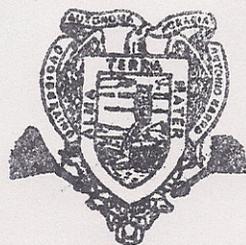

Ph. D. VICENTE HERNÁNDEZ HERNÁNDEZ

VOCAL SUPLENTE:


M.C. JAVIER LÓPEZ HERNÁNDEZ

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE
CARRERAS AGRONÓMICAS:


M.C. VICTOR MARTÍNEZ CUETO



Coordinación de la División
de Carreras Agronómicas

AGRADECIMIENTOS

A Dios, primeramente por ayudarme a seguir adelante y ponerle muchas ganas para convertirme en una profesionista.

A la Virgen de Guadalupe, por ayudarme en mis momentos difíciles y por que siempre estuvo conmigo motivándome para darme la valentía y fortaleza para terminar mis estudios.

A mi Alma Mater, por abrirme las puertas para poder terminar mis estudios y lograr mi sueño como profesionista.

Al Departamento de Parasitología, por su apoyo, ayuda y comprensión.

A todos los Profesores de Parasitología, por su manera de explicar las clases para hacerlas más entendibles y poder aprender de ellas en nuestro beneficio.

A la maestra Bertha A. Cisneros, por sus consejos fuera y dentro de clase, por su apoyo y comprensión.

Al M.C. Javier López, por su gran ayuda incondicional y por defenderme de los demás.

Al Dr. Javier Sánchez, por sus grandes consejos, apoyo, comprensión por haberme ayudado cuando más lo necesitaba y sobre todo por haberme aceptado en su proyecto para lograr mi objetivo como profesionista.

A Gabriela Muñoz Dávila, porque siempre tuvo tiempo para escucharme, por sus consejos que me sirvieron de mucho para seguir adelante, por su ayuda y comprensión.

A mis padres, Ma. Magdalena Hernández Nava y Antonio Gutiérrez por brindarme todo su apoyo, comprensión, por sus consejos que me sirvieron de mucho para seguir adelante y por que siempre me dieron toda su confianza para terminar mi carrera.

A mis hermanos, Luis A. y Carlos E. Hernández Nava por darme todo su apoyo y ayuda.

A Perita, por brindarme toda su ayuda y apoyo.

A mi mejor amigo, Javier Pérez Solís por su compañía, por su gran ayuda incondicional, por compartir conmigo alegrías, tristezas, dándome motivación, aconsejándome para mi bien y sobre todo por su gran cariño y confianza.

DEDICATORIAS

A mi mamá Ma. Magdalena Hernández Nava, por su sacrificio, apoyo, esfuerzo y por muchas cosas se la dedico con todo mi amor, ya que ella supo darme todo lo que necesité para poder echarle ganas y terminar mis estudios.

A mi papa Antonio Gutiérrez, por su confianza y esfuerzo, por su gran cariño y por permitir seguir estudiando para terminar como profesionista.

A mis primos Valentín y Osvaldo Aguilera, por haberme contagiado su alegría para seguir adelante.

A mi abuelita Paulina, aunque no la conozca pero sé que se preocupa y pregunta por mí, espero algún día conocerla para compartir con ella mis metas y logros como profesionista.

A mis abuelos Trinidad Nava y Santana Hernández, por su cariño, amistad y apoyo

A la Lic. Blanca Mirazo, por su apoyo, amistad y comprensión.

Al Lic. Leonel Ramírez, por su ayuda, su apoyo, sus consejos en este proyecto y sobre todo por su amistad.

A mis compañeros de trabajo: Berenice, Ariel, Edgar, Alejandro y Julio C., por su ayuda para aprender más cosas sobre el trabajo que realizamos y sobre todo por su comprensión.

RESUMEN

Durante 2007 y 2008 se realizó un estudio con larvas y hembras adultas de *Culex quinquefasciatus* (Say), procedentes de La Rosita Mpio. de San Pedro de las Colonias, Coahuila. La finalidad de este estudio fue determinar líneas de respuesta tiempo-mortalidad para los larvicidas cipermetrina, permetrina, malation, temefos y propoxur, a una concentración de 100 µg grado técnico por 100 ml de agua; y para los adulticidas permetrina y malation a concentraciones de 1, 10, 100, 1000 µg grado técnico por botella. Las líneas de respuesta tiempo-mortalidad obtenidas en larvicidas a concentración de 100 µg/100 ml de agua fueron las siguientes: cipermetrina (TL₉₅) 16.748 min; permetrina (TL₉₅) 33.233 min; malation (TL₉₅) 86.547 min; temefos (TL₉₅) 319.120 min y propoxur (TL₉₅) 100.781 min. Las líneas de respuesta tiempo-mortalidad para permetrina (TL₉₅) fueron 128.274 min, 34.226 min, 10.760 min y 4.593 min para las concentraciones 1, 10, 100 y 1000 µg, respectivamente. Para malation (TL₉₅), las respuestas para las mismas concentraciones fueron 150.276 min, 41.638 min, 32.553 min y 21.016 min, respectivamente.

Palabras clave: *Culex quinquefasciatus*, líneas de respuesta, resistencia.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
AGRADECIMIENTOS	I
DEDICATORIAS	III
RESUMEN	V
ÍNDICE	VI
ÍNDICE DE CUADROS Y FIGURAS	VII
1.INTRODUCCIÓN	1
Objetivos	2
Hipótesis	2
2.REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. Características generales de los mosquitos	3
2.2. Posición taxonómica de <i>Culex quinquefasciatus</i> (Say)	3
2.3. Características de <i>Culex quinquefasciatus</i> (Say)	4
2.3.1. Huevo	5
2.3.2. Larva	6
2.3.3. Pupa	7
2.3.4. Adulto	8
2.4. Hábitos de <i>Culex quinquefasciatus</i> (Say)	9
2.4.1. Distribución	10
2.4.2. Dispersión	10
2.5. Alimentación sanguínea de <i>Culex quinquefasciatus</i> (Say)	11
2.6. Los mosquitos como vectores de enfermedades	12
2.6.1. Dengue	12
2.6.2. Malaria o Paludismo	13
2.6.3. Fiebre amarilla	14
2.6.4. Encefalitis	15
2.6.5. Encefalitis por el virus del Oeste del Nilo (VON)	16
2.6.6. Filariasis	17
2.6.7. Dirofilariasis canina o gusano del corazón	17
2.7. Control de mosquitos	19
2.7.1. Control químico	19
2.7.2. Control biológico	20
2.8. Resistencia a insecticidas	21
2.9. Tipos de resistencia	23
2.10. Mecanismos de resistencia	24
2.10.1. Mecanismos de resistencia en el punto de acción	24
2.10.2. Mecanismos detoxificativos	25
3. MATERIALES Y MÉTODOS	26
3.1. Ubicación del trabajo	26
3.2. Colecta de material biológico	26
3.3. Identificación de material biológico	27
3.4. Insecticidas evaluados	27
3.5. Bioensayos	28
4. RESULTADOS	32
5. DISCUSIÓN	35
6. CONCLUSIONES	37
7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	38

ÍNDICE DE FIGURAS Y CUADROS

	Pág.
Fig. 1. Ciclo de vida de <i>Culex quinquefasciatus</i> (Say) (Downing <i>et al.</i> , 2000)	5
Fig. 2. Agrupación de huevos de <i>Culex quinquefasciatus</i> (Say) (Githeko <i>et al.</i> , 2000)	6
Fig. 3. Larvas de <i>Culex quinquefasciatus</i> (Say) en reposo (Githeko <i>et al.</i> , 2000)	7
Fig. 4. Pupa de <i>Culex quinquefasciatus</i> (Say) (Githeko <i>et al.</i> , 2000)	8
Fig. 5. Mosquito <i>Culex quinquefasciatus</i> (Say) adulto (hembra y macho) (Githeko <i>et al.</i> , 2000)	9
Fig. 6. Hembra <i>Culex quinquefasciatus</i> (Say) realizando oviposición en la superficie acuática y formando una agrupación de huevos (Salazar y Moncada 2004)	10
Fig. 7. Líneas de respuesta tiempo-mortalidad de larvas tratadas con insecticidas. UAAAN-UL. La Rosita, Coah. 2009.	32
Fig. 8. Líneas de respuesta tiempo-mortalidad de adultos tratados con permetrina. UAAAN-UL. La Rosita, Coah. 2009.	33
Fig. 9. Líneas de respuesta tiempo-mortalidad de adultos tratados con malation. UAAAN-UL. La Rosita, Coah. 2009.	34
Cuadro 1. Productos utilizados en los bioensayos	28
Cuadro 2. Tiempos Letales de larvas tratadas con insecticidas (100 µg/100 ml de agua). UAAAN-UL. La Rosita, Coah. 2009.	32
Cuadro 3. Tiempos Letales de adultos tratados con permetrina. UAAAN-UL. La Rosita, Coah. 2009.	33
Cuadro 4. Tiempos Letales de adultos tratados con malation. UAAAN-UL. La Rosita, Coah. 2009.	34

1. INTRODUCCIÓN

Los mosquitos son insectos voladores que poseen un cuerpo delgado y patas alargadas; el tamaño de los adultos varía de especie a especie, pero rara vez superan los 15 mm, las larvas se desarrollan en el agua (Almirón, 1995). Las hembras requieren proteínas para propiciar la formación de los huevos a diferencia de los machos, cuya dieta normal consiste de néctar, savia y jugos de frutas, generalmente pobres en proteínas (Ibañez, 1991; Almirón, 1995).

Como en otros insectos holometábolos, el desarrollo atraviesa cuatro fases distintas: huevo, larva, pupa y adulto. La tasa de crecimiento corporal depende de la especie y temperatura. Generalmente, los huevos quedan inactivos a temperaturas bajas o de sequía, esperando condiciones favorables para desarrollarse (Fox y Brust, 1994).

Desde el punto de vista médico, los mosquitos son indiscutiblemente los más importantes artrópodos vectores de enfermedades. La permanencia y transmisión de los patógenos que causan el paludismo (malaria), la filariasis linfática y las numerosas infecciones virales, son completamente dependientes de la disponibilidad de mosquitos vectores (Brogdon y McAllister, 1998; Goddard, 2002).

Existen dos estrategias para el control de enfermedades transmitidas por artrópodos. La primera es el uso de métodos de control dirigidos al vector, y la segunda el desarrollo de vacunas o tratamientos dirigidos al paciente (Goddard, 2002).

El control de mosquitos a través de insecticidas que impida el desarrollo de los mismos, constituye la primera estrategia para el manejo y control de

mosquitos vectores de enfermedades. Esto involucra al ambiente y salud humana, así como el desarrollo de resistencia de plaguicidas, la cual limita la utilidad de estas estrategias tradicionales (Travi y Montoya, 1994).

El manejo de resistencia a insecticidas conjunta estrategias curativas o preventivas que tienen como objetivo la conservación de especies susceptibles, lo cual permite mantener la vigencia de los insecticidas para los que ya existen poblaciones resistentes, o prevenir el desarrollo de razas resistentes a insecticidas que aún no se han usado (Jupp, 1999).

Actualmente, se requiere una estrategia de control para *Cx. quinquefasciatus* diseñada para la Comarca Lagunera, especialmente en el municipio de San Pedro de las Colonias, Coahuila, ya que no existe información sobre la reacción de las poblaciones del insecto a los insecticidas usados para su control. Por esta razón se realizó el presente trabajo.

Objetivos

- ❖ Determinar las líneas de respuesta a diferentes insecticidas en el mosquito *Cx. quinquefasciatus* (Say) en una población de La Rosita Mpio. de San Pedro de las Colonias, Coahuila.

Hipótesis

- ❖ Las líneas de respuesta a insecticidas en el mosquito *Cx. quinquefasciatus* (Say) varían según el insecticida y la población bajo estudio.

2. REVISIÓN DE LITERATURA.

2.1. Los mosquitos

Los mosquitos son los artrópodos hematófagos más comunes y de mayor importancia médica y veterinaria, ya que causan molestias y transmiten agentes productores de enfermedades a gran variedad de especies de aves y mamíferos, incluso a los seres humanos. Hasta el momento se han descrito cerca de 3,000 especies de mosquitos, las especies vectoras ocasionan una baja en la producción y las enfermedades producidas por los agentes transmitidos son importantes (Jupp, 1999; Salazar y Moncada, 2004).

2.2. Posición taxonómica de *Culex quinquefasciatus* (Say) (Triplehorn y Johnson, 2005).

Dominio: Eukarya

Reino: Animalia

Phylum: Arthropoda

Subphylum: Atelocerata

Clase: Hexapoda

Subclase: Pterygota

Orden: Diptera

Suborden: Nematocera

Infraorden: Culicomorpha

Superfamilia: Culicoidea

Familia: Culicidae

Subfamilia: Culicinae

Tribu: Culicini

Género: *Culex*

Especie: *Culex quinquefasciatus*(Say).

2.3. Características de *Cx. quinquefasciatus* (Say).

Cx. quinquefasciatus (Say) es considerada una especie acentuadamente antropofílica. Es el mosquito que se encuentra asociado con mayor frecuencia al hábitat humano, tanto urbano como rural. Esta especie se ha relacionado con la transmisión de filarias como *Wuchereria bancrofti* y *Dirofilaria immitis*, del virus del Oeste del Nilo y de los virus causantes de la encefalitis de San Luis y la encefalitis equina Venezolana, entre otros (Travi y Montoya, 1994; Almirón, 1995).

Los estados inmaduros se desarrollan en depósitos de agua con un alto grado de contaminación, abundante contenido de materia orgánica, con detritos y ambientes sombreados (Savage, 1995; Sarmiento, 1999).

Los mosquitos pasan por cuatro estados durante su ciclo de vida: huevo, larva, pupa y adulto. Los estados inmaduros (huevo, larva y pupa) son acuáticos, en tanto que los adultos son de vida terrestre (Almirón, 1995; Triplehorn y Johnson, 2005).



Figura 1. Ciclo de vida de *Cx. quinquefasciatus* (Downing *et al.*, 2000).

2.3.1. Huevo

Los huevos son colocados en masa formando una balsa de entre 50 y 500 huevos en promedio por hembra. Son alargados, de contorno oval, elíptico y dotados de simetría bilateral. El desarrollo embrionario varía de factores externos como temperatura; en épocas cálidas, el período de incubación, o desarrollo del embrión, es corto, de 1 a 1.5 días (Ibañez, 1991; Goddard, 2002).



Figura 2. Agrupación de huevos de *Cx. Quinquefasciatus* (Say) sobre el agua (Githeko *et al.*, 2000).

2.3.2. Larva

El período larval varía de 8 a 10 días cuando las condiciones ambientales son favorables, excepto en algunos lugares donde puede extenderse a varios meses. Durante su desarrollo pasan por cuatro estadios larvales, al cabo de los cuales alcanzan de 0.5 a 1.5 cm (Sabatinelli *et al.*, 1994).

Las larvas se mueven activamente; se alimentan de microorganismos (bacterias, hongos, protozoarios y detritos orgánicos de animales y vegetales). Las larvas se dirigen periódicamente a la superficie del agua para respirar (Encinas, 1982; Brunhes, 1999; Eritja, 1999).



Figura 3. Larvas de *Cx. quinquefasciatus* (Say) en reposo (Githeko *et al.*, 2000).

2.3.3. Pupa

En la pupa ocurren las transformaciones que llevan a la formación del adulto. La pupa macho es de menor tamaño que la de la hembra. En general, la duración del estado pupal es de alrededor de dos días en condiciones favorables. Las pupas no se alimentan pero tienen una gran movilidad (Humeres *et al.*, 1998; Brunhes *et al.*, 2000).



Figura 4. Pupa de *Cx. quinquefasciatus* (Say) (Githeko *et al.*, 2000).

2.3.4. Adulto

El adulto es un mosquito de tamaño relativamente grande de color café oscuro. Tiene cuerpo alargado, patas largas que le dan estabilidad aerodinámica y alas largas que le permiten desarrollar movimientos aéreos. Presenta un aparato bucal tipo picador chupador, conformado por una tropa o probóscide bien desarrollada, formada por el labroepifaringe, el labio, la hipofaringe, un par de mandíbulas anterolaterales y un par de maxilas posterolaterales. La vida promedio del adulto es de uno a dos meses en condiciones óptimas (Sabatinelli *et al.*, 1994; Eritja, 1999; Cárdenas *et al.*, 1999).



Figura 5. Mosquito *Cx. quinquefasciatus* (Say) adulto (hembra y macho) (Githeko *et al.*, 2000).

En los adultos, las hembras son más longevas que los machos. Una hembra puede poner entre cien y trescientos huevos luego de ingerir sangre, pudiendo realizar varias ingestas a lo largo de su vida y depositar en consecuencia una cantidad importante de huevos (Peng y Simons, 1997; Oda *et al.*, 1999).

2.4. Hábitos de *Cx. quinquefasciatus*

Los criaderos más importantes para la reproducción de este insecto son los depósitos domiciliarios con aguas con gran cantidad de materia orgánica en descomposición y con vegetación. Otros criaderos son piscinas, tanques, bebederos de animales y generalmete cualquier reservorio de agua. Se han realizado diferentes tipos de clasificaciones para agrupar los posibles hábitats de acuerdo al desarrollo de los mosquitos. Existen criaderos naturales permanentes o transitorios donde se incluyen lagunas, pantanos y criaderos en

recipientes como árboles de bambú, hojas, cáscaras de frutas, conchas de moluscos, entre otros. También existen criaderos artificiales permanentes (Houghton, 1997; Brunhes *et al.*, 2000; Ortega *et al.*, 2003).



Figura 6. Hembra *Cx. quinquefasciatus* (Say) realizando oviposición en la superficie acuática y formando una agrupación de huevos (Salazar y Moncada, 2004).

2.4.1. Distribución

Cx. quinquefasciatus, presenta una amplia distribución geográfica en los estados sureños de la Unión Americana, así como en el norte de México; sobre todo, en zonas urbanas (Vilchis, 2001; Zinser *et al.*, 2004).

2.4.2. Dispersión

La dispersión puede ser activa, efectuada por esfuerzo propio del mosquito, o pasiva, a través de corrientes de aire y diversos vehículos. Se

registraron distancias recorridas por estos mosquitos que oscilan entre 2.4 a 22.4 km (Firstenberg y Sutherlad, 1981; Brunhes *et al.*, 2000).

2.5. Alimentación sanguínea de *Cx. quinquefasciatus* (Say)

Los adultos son de hábitos nocturnos, la alimentación de las hembras es de tipo sanguíneo, por lo tanto, buscan mamíferos y mediante una adaptación que tienen en su anatomía bucal pueden romper la piel y extraer sangre del vertebrado (Peng y Simons, 1997; Triplehorn y Johnson, 2005).

Después de ingerir la sangre la hembra continúa el proceso de desarrollo y maduración de huevos. Los machos, en general se alimentan de productos azucarados, extractos de frutales y de sustancias que aporten glucosa en general (Encinas, 1982; Oda *et al.*, 1999).

Si las condiciones de fotoperiodo, temperatura y humedad son adecuadas, el apareamiento entre adultos hembra y macho se lleva a cabo de forma tal que una gran proporción de hembras inseminadas estará lista para la alimentación sanguínea. Luego del apareamiento, la mayoría de las hembras se tornan ávidas de sangre y listas para la oviposición (Cárdenas *et al.*, 1999).

Los mosquitos adultos buscan lugares húmedos y sin corrientes de aire donde puedan permanecer en reposo, posteriormente buscarán alimento y nuevamente, un sitio para reposar (Travi y Montoya, 1994; Linthicum, 1999).

2.6. Los mosquitos como vectores de enfermedades

A través de la historia, los mosquitos han ocupado una posición importante como plaga insectil, pero fue hasta después del siglo XIX cuando estos artrópodos fueron identificados como agentes responsables de la transmisión de algunas de las enfermedades más devastadoras para el hombre (Travi y Montoya, 1994; Salazar y Moncada, 2004).

Los mosquitos tienen gran importancia médica, ya que algunos de sus géneros y especies son vectores de enfermedades como: paludismo (malaria), encefalitis, fiebre amarilla y dengue. Además, son responsables del elevado costo económico de las campañas para su erradicación, en zonas endémicas de México y el mundo, así como por el valor económico a largo plazo del tratamiento médico de los enfermos (Rodhain, 1996; Carter y Hulme, 1999).

2.6.1. Dengue

El dengue es una enfermedad viral causada por cualquiera de los cuatro serotipos estrechamente relacionados (DEN-1, DEN-2, DEN-3 ó DEN-4). El virus es transmitido a los humanos por la picadura de un mosquito infectado. El mosquito *Aedes aegypti* es el principal transmisor o vector del virus del dengue (Gubler, 1998; Lindsay, 2000).

El dengue es actualmente una de las arbovirosis más frecuentes que afectan al hombre y constituye un severo problema de salud pública en el mundo, especialmente en la mayoría de los países tropicales, donde las condiciones del ambiente favorecen el desarrollo y la proliferación de *Aedes aegypti* (Gubler, 1998; Lindsay, 2000).

A partir de 1995, se estima que la distribución de esta enfermedad es comparable a la de la malaria y cerca de 2.5 billones de personas viven en áreas de riesgo para su transmisión. Cada año se reportan decenas de millones de casos de dengue y cientos de miles de casos de formas hemorrágicas (Krogstad, 1996; Goddard, 2002).

2.6.2. Malaria o Paludismo

La Malaria o Paludismo es una enfermedad infecciosa causada por cualquiera de las cuatro especies de parásitos del género *Plasmodium* capaces de infectar al ser humano (*P. falciparum*, *P. vivax*, *P. malariae* y *P. ovale*). La malaria por *P. falciparum* es potencialmente la más peligrosa (Faye, 1995; Lindsay *et al.*, 1998; Ernoult *et al.*, 1999).

Se transmite de un humano a otro por la picadura de mosquitos, específicamente del género *Anopheles*. Existen alrededor de 17 especies de *Anopheles* en Norte América, pero solo tres son vectoras de esta enfermedad: *An. quadrimaculatus*, *An. freeborni* y *An. Hermsi*. En los humanos, los parásitos migran hacia el hígado, donde maduran y se convierten en merozoítos, los cuales penetran el torrente sanguíneo e infectan los glóbulos rojos. Los parásitos se multiplican dentro de los glóbulos que, al cabo de cuarenta y ocho a setenta y dos horas, se rompen e infectan más glóbulos rojos. Los primeros síntomas se presentan por lo general de diez días a cuatro semanas después de la infección, aunque en ocasiones se pueden presentar en un lapso de ocho días hasta un año después (Krogstad, 1996; Lindsay *et al.*, 1998; Cueto, 2007).

2.6.3. Fiebre amarilla

La fiebre amarilla o vómito negro (también llamada la plaga americana), es una enfermedad viral aguda e infecciosa causada por el virus de la fiebre amarilla, que pertenece a la familia Flaviviridae y al género *Flavivirus amaril*. Es una importante enfermedad hemorrágica en muchos países de África y Sudamérica, a pesar de la existencia de una vacuna efectiva. Lo amarillo de la enfermedad se refiere a los signos de ictericia que afectan a algunos pacientes (Tharavanij, 1990; Vilchis, 2001).

La fiebre amarilla ocurre en África, Sudamérica, Centroamérica y el Caribe. La mayoría de los brotes en Sudamérica ocurren entre personas que trabajan en las selvas tropicales lluviosas, convirtiéndose por ello, en esas localidades, en una enfermedad ocupacional (Focks *et al.*, 1993; Githeko *et al.*, 2000).

Es transmitida por la picadura del mosquito *Aedes aegypti* y otros mosquitos de los géneros *Aedes*, que se encuentran generalmente a menos de 1,300 metros sobre el nivel del mar, pero *Aedes* ha sido hallado en ocasiones hasta los 2,200 msnm, en las zonas tropicales de América y África (Día y Curtis, 1993; Oda *et al.*, 1999; Brunhes *et al.*, 2000).

La enfermedad puede permanecer localmente desconocida en humanos por extensos períodos y súbitamente brotar de un modo epidémico. En Centroamérica, Trinidad y Tobago, tales epidemias se han debido a la forma de la enfermedad (fiebre amarilla selvática), que permanece viva en la población de monos aulladores y transmitido por el mosquito *Haemagogus*, el cual vive precisamente en la canopea de las selvas lluviosas. El virus pasa a los

humanos cuando las altas selvas son taladas. Los obreros forestales pueden entonces transmitir la enfermedad a otros por medio de las especies de mosquito *Aedes*, que viven en las altitudes más bajas, iniciando así una epidemia (Lindsay *et al.*, 1998; Dame y Fasulo, 2003).

2.6.4. Encefalitis

Una alta proporción de los virus transmitidos por artrópodos a los humanos son transmitidos por mosquitos. Muchos de estos virus son responsables de causar encefalitis. Esta enfermedad es poco común y afecta aproximadamente a mil quinientos personas en los Estados Unidos cada año. Las personas de edad avanzada y los niños menores de un año son más vulnerables y pueden presentar la sintomatología más severa de la enfermedad (Dame y Fasulo, 2003).

La encefalitis afecta al sistema nervioso central. Una vez que el virus ha entrado en el torrente sanguíneo, puede ubicarse en el cerebro ocasionando inflamación del tejido cerebral y de las membranas que lo rodean. En las personas que sobreviven a los casos severos de la enfermedad se pueden presentar lesiones neurológicas permanentes que incluyen problemas con la memoria, lenguaje, visión, audición, control muscular y sensibilidad (Firstenberg y Sutherlad, 1981; Hoc, 1996).

Los cinco grandes tipos de encefalitis arbovirales en Norte América son: Encefalitis equina del Este (EEE, por sus siglas en inglés), encefalitis equina del Oeste (WEE, por sus siglas en inglés), encefalitis de San Luis (SLE, por sus siglas en inglés), encefalitis de la Crosse (LAC, por sus siglas en inglés) y

encefalitis equina de Venezuela (VEE, por sus siglas en inglés), cada una causada por un virus o complejo viral diferentes (Gubler, 1998; White, 1999).

2.6.5. Encefalitis por el virus del Oeste del Nilo (VON)

El Virus del Oeste del Nilo, puede causar diversas patologías que van desde fiebre hasta complicaciones mucho más serias como la encefalitis. El VON crece y se propaga de un ave a otra a través de mosquitos infectados, principalmente *Cx. quinquefasciatus* (Goddard, 2002; Fasulo *et al.*, 2005).

El VON puede propagarse en algunas ocasiones por otros medios, por ejemplo, puede transmitirse a los humanos durante las transfusiones sanguíneas y trasplantes de órganos provenientes de donadores infectados (Fasulo *et al.*, 2005).

No se tiene una idea clara de la rápida y permanente expansión del VON en América del Norte, pero lo cierto es que mientras en el resto del mundo los casos y brotes epidémicos son puntuales y periódicos, en el Continente Americano no ha habido interrupción desde su aparición en 1999 (Zinser *et al.*, 2004; Fasulo *et al.*, 2005).

La mayoría de las infecciones con VON no causan ningún tipo de síntomas. Las infecciones leves de VON pueden causar fiebre, dolor de cabeza y cuerpo e inflamación de las glándulas linfáticas. En un porcentaje pequeño de personas infectadas por el virus, la enfermedad puede tener consecuencias serias e incluso fatales. Las infecciones más graves pueden causar dolor de cabeza, fiebre alta, rigidez en el cuello, convulsiones, parálisis y en ocasiones la muerte (White, 1999; Vilchis, 2001; Fasulo *et al.*, 2005).

2.6.6. Filariasis

La filariasis linfática, también conocida como elefantiasis, es una enfermedad crónica causada por gusanos filiformes de las especies *Wuchereria bancrofti* Otto Wucherer y Joseph Bancroft y *Brugia malayi* Buckley. La enfermedad es transmitida por la picadura de mosquitos de una persona infectada a una sana, pasando por un período de maduración de las microfilarias dentro del mosquito (Ernould *et al.*, 1999; Sabatinelli, 2000).

Las manifestaciones clínicas de la enfermedad se desarrollan en tres estadios:

- Asintomático: las filarias se reproducen causando daño oculto en el sistema linfático y riñones.
- Ataques agudos de fiebre.
- Fase crónica: ocasiona edemas en las piernas, brazos y genitales, con hidrocele (Ernould *et al.*, 1999; Cancrini *et al.*, 2000).

En las zonas endémicas, de un 10 a 15 % de los hombres y aproximadamente un 10 % de las mujeres pueden estar infectados. El estigma psico-social asociado a la enfermedad es importantísimo y la incapacidad asociada a la enfermedad genera más pobreza en las zonas endémicas (Sabatinelli, 2000).

2.6.7. Dirofilariasis canina o gusano del corazón

La Dirofilariasis canina o gusano del corazón es una enfermedad producida por una especie de nematodo parásito (*Dirofilaria immitis* Leidy), que se expande de hospedante a hospedante a través de las picaduras de

mosquitos. El parásito afecta a perros, gatos, lobos, coyotes, zorros, hurones, leones marinos e incluso a los humanos. El gusano es llamado “gusano del corazón” porque el parásito, en su último estado reproductivo del ciclo de vida, reside en el corazón de hospedante, donde puede quedarse varios años, hasta que lo mata por un paro cardíaco (Kittleson y Kienle, 2000; Barriga, 2002).

Esta enfermedad fue descubierta en perros hace aproximadamente un siglo y reportada en gatos en la década de 1920. Desde entonces, exámenes de detección y tratamientos contra el parásito, así como medidas de prevención fueron descubiertas. La enfermedad puede ser muy peligrosa para el hospedante infectado, perros infectados que no son tratados pueden morir, incluso los que son asistidos tienen que sufrir largos períodos de molestos tratamientos (a veces incluida cirugía) para poder matar a los gusanos y eliminarlos del cuerpo. La mejor defensa contra este parásito es el uso de un tratamiento profiláctico brindado en forma regular durante la estación en que abundan los mosquitos (Sabatinelli *et al.*, 1994; Cancrini *et al.*, 2000).

El gusano tiene varios ciclos de vida antes que se presenten los adultos que invaden el corazón del hospedante. El gusano necesita al mosquito como hospedante intermedio para finalizar su ciclo de vida, o sea que al menos dos hospedantes además del mosquito son necesarios para la reproducción del parásito (Arias y Mulas, 1985; Bouchard y Wilson, 1987).

Los perros no muestran señales de infección durante los primeros seis meses del período prelatente, antes de la maduración del gusano y las pruebas diagnósticas para la presencia de la microfilaria o los antígenos no pueden detectar el período prelatente. En contadas ocasiones, una larva migrante se

pierde y termina en sitios inusuales como los ojos, cerebro o arterias de las piernas, lo que resulta en síntomas inusuales como ceguera y ataques epilépticos (Día y Curtis, 1993; Rodhain, 1996; Kittleson y Kienle, 2000).

Esta enfermedad está presente en todo el continente Americano, excepto la Antártida donde no existe el mosquito *Culex quinquefasciatus* (Say), el cual es su principal vector (Sabatinelli *et al.*, 1994; Cancrini *et al.*, 2000; Kittleson y Kienle, 2000).

2.7. Control de mosquitos

2.7.1. Control químico

Los insecticidas juegan un papel central en el control de vectores de enfermedades como los mosquitos. En 1955 la Organización Mundial de la Salud (OMS) propuso la erradicación global de una de las enfermedades más prevalentes transmitidas por vectores, la malaria, con el uso de aspersiones residuales intradomiciliares de DDT. Sin embargo, la euforia por los insecticidas terminó pronto y en 1976 la OMS revirtió su concepto de erradicación a control de la malaria. Los cambios en la política se debieron a la aparición de la resistencia al DDT en un gran número de mosquitos vectores. En 1975 la OMS reportó que una población de 256 millones de personas vivía en áreas donde existía resistencia a DDT y/o BHC (Krogstad, 1996; Dame y Fasulo, 2003; Salazar y Moncada, 2004).

2.7.2. Control biológico

Desde 1984, la OMS seleccionó a *Bacillus sphaericus* Meyer and Neide y *Bacillus thuringiensis* Berliner var. *israelensis* (*Bti*) por su eficiencia en la eliminación de larvas de mosquitos, *Bti* es diferente a otros agentes de control por su alto grado de especificidad, seguridad ambiental y compatibilidad con otras formas químicas o biológicas de control, haciéndolo el mejor bioinsecticida. Su manejo exige un cuidado especial pues es un producto biológico, haciendo necesario conocer a fondo la biología de las especies de insectos que se pretenden combatir con éste (Downing *et al.*, 2000; Ortega *et al.*, 2003).

Bti es una bacteria Gram positiva, aeróbica, esporógena, heterótrofa y con la propiedad distintiva de sintetizar uno o más cristales con actividad insecticida. Su ciclo de vida tiene dos fases: la vegetativa y la de generación de esporas. La primera tiene una forma bacilar con un tamaño promedio de dos a cinco micras de largo por una micra de ancho y la división celular es por fisión binaria. La fase de esporulación se induce por condiciones adversas del medio de cultivo como: baja concentración de nutrientes, PH ácido, disminución de la humedad, entre otras (Mittal, 2003; Olascaga y Luna, 2005).

Existe un nematodo mermítido, *Romanomermis culicivorax* Ross y Smith, el cual fue estudiado en Cuba como un posible agente de control biológico de las altas densidades poblacionales de larvas de mosquitos que se crían en diferentes hábitats. De acuerdo con las investigaciones desarrolladas en laboratorio y campo, se determinó que *R. culicivorax* representa un control natural de los estadios larvales de diferentes especies de mosquitos y se han

reportado elevados niveles de susceptibilidad a la infestación de este mermítido. Para la utilización de *R. culicivora* como biolarvicida para el control de larvas de mosquitos, el parásito tiene que ser multiplicado masivamente (Arias y Mulla, 1985; Bouchard y Wilson, 1987; Wilke, 2008).

2.8. Resistencia a insecticidas

La existencia del fenómeno de resistencia a insecticidas en mosquitos vectores es ampliamente conocida en el ambiente científico, así como por las autoridades sanitarias desde la década de 1950. Algunas especies de *Anopheles* spp. transmisoras de malaria fueron los primeros insectos, de interés en salud pública, a las que se les detectó resistencia a DDT (Brogdon y McAllister, 1998).

Para poder establecer si una población de una especie de insectos es resistente o no a un determinado insecticida, deben realizarse bioensayos con las metodologías actualmente aceptadas por la Organización Mundial de la Salud (Hemingway y Ranson, 2000).

Los resultados de los bioensayos, se expresan preferentemente como líneas de respuesta (LR) log-dosis Probit del porcentaje de mortalidad contra dosis de insecticida en miligramos de ingrediente activo por litro (mg i.a./l). Cuando se tienen varias LR de diferentes cepas de la misma especie insectil frente a un insecticida, su ubicación relativa sobre el eje de las abcisas respecto al punto de intersección de los ejes de coordenadas, permite inferir sobre la presencia de individuos susceptibles o resistentes. Es decir; si una LR está ubicada más alejada del punto de intersección de los ejes de coordenadas

respecto a otra, se puede considerar a la primera cepa como menos susceptible al insecticida de interés (Travi y Montoya 1994; Brogdon y McAllister, 1998).

La principal estrategia de control de insectos vectores, ha sido el uso de insecticidas, especialmente Organofosfatos, destacándose el malation con más de tres décadas de uso interrumpido (Ortega *et al.*, 2003).

Se ha detectado a escala mundial una importante reducción de la eficacia de los insecticidas organofosfatos contra diferentes especies de mosquitos; considerando que la utilización de un mismo tipo de insecticida por períodos de tiempo superiores a cinco años, como la causa del desarrollo de poblaciones resistentes (Eritja, 1999; Salazar y Moncada 2004).

La resistencia de *Cx. quinquefasciatus* a malation y propoxur ha sido detectada resistencia a malation y propoxur en varios países Latinoamericanos y del Caribe. En Cuba y Brasil se señala como causa de ello, el uso intensivo, por largos periodos de tiempo, a pesar de que estos insecticidas fueron utilizados directamente contra este mosquito (Salazar y Moncada, 2004).

La resistencia a organofosfatos en poblaciones de *Cx. quinquefasciatus* se debe a la presencia de los alelos A y B que codifican para esterasas no específicas y también por un sistema alterado de acetilcolinoesterasa; lo que incrementa el nivel de resistencia a malation con un espectro amplificado de resistencia cruzada a temefos y propoxur (Peng y Simons, 1997; Salazar y Moncada, 2004).

2.9. Tipos de resistencia

Resistencia por comportamiento. La resistencia por comportamiento es observada cuando los insectos no entran en contacto con el insecticida debido a un comportamiento de escape (WHO, 1992).

Los patrones de comportamiento que contribuyen a la resistencia por comportamiento, pueden incluirse hábitos tales como la preferencia a descansar en áreas no tratadas con insecticidas en lugar de áreas tratadas, o bien la detección del insecticida y la tendencia a evitarlo antes de ponerse en contacto con él. La interrupción de la exposición al insecticida, se puede deber a una acción irritante o bien a una acción repelente (WHO, 1992; Brogdon y McAllister, 1998).

Resistencia morfológica. Este tipo de resistencia se presenta cuando alguna característica morfológica ocasiona la misma, por ejemplo, una menor área de exposición al tóxico. Debido a las características morfológicas de los insectos (principalmente por impermeabilidad en la cutícula), éstos no son afectados por los insecticidas (Rock y Roe, 1993; Hemingway y Ranson, 2000).

Resistencia fisiológica o bioquímica. Es el tipo de resistencia más importante. Los insectos adquieren resistencia de dos formas; por adición de un mecanismo de protección, o por insensibilidad en el sitio de acción (WHO, 1992; Brogdon y McAllister 1998).

Con fines de manejo, los tipos de resistencia se agrupan en mecanismos de resistencia metabólicos y no metabólicos. Son mecanismos metabólicos cuando involucran cambios enzimáticos y no metabólicos cuando se refiere a cambios en sensibilidad del sitio de acción, en la tasa de penetración,

almacenamiento o excreción, así como el comportamiento o la morfología de los insectos (WHO, 1992; Hemingway y Ranson, 2000).

2.10. Mecanismos de resistencia

Los mecanismos de resistencia a insecticidas tienen una base bioquímica. Las dos principales formas de resistencia bioquímica son: resistencia en el sitio blanco o sitio de acción. Esta ocurre cuando el insecticida no se fija al sitio de acción y por otro lado las enzimas detoxificativas; esterasas, oxidasas o glutatión-transferasas (GST), las cuales ya sea por sus niveles elevados o por modificación molecular, previenen que el insecticida alcance su sitio de acción. Un mecanismo adicional está basado en la respuesta térmica al estrés, pero su importancia no se ha determinado (Krogstad, 1996).

2.10.1. Mecanismos de resistencia en el sitio de acción

La alteración de aminoácidos responsables del anclaje del insecticida en un sitio específico, ocasiona que el insecticida sea menos efectivo o que no funcione. Por ejemplo, el blanco para los organofosfatos y carbamatos es la sinapsis nerviosa colinérgica y el blanco para el DDT y piretroides sintéticos es el canal de sodio a nivel axónico. La resistencia cruzada entre DDT y piretroides puede producirse por un simple cambio en algún aminoácido (uno o ambos de los dos sitios conocidos) en el sitio de acción del insecticida en el canal sodio del axón. Esta resistencia cruzada parece producir un cambio en la curva de activación del transporte de sodio lo que ocasiona una baja sensibilidad a

piretroides. De manera similar, la resistencia a ciclodienos (dieldrin) es conferida por cambios en un simple nucleótido en el mismo codón del gen para receptores de ácido Gama-aminobutírico (GABA) (Rodhain, 1996; WHO, 1992).

2.10.2. Mecanismos detoxificativos

Las enzimas responsables de la detoxificación de xenobióticos en los organismos son transcritas por miembros de un gran número de familias multigen de esterasas, oxidasas y glutatión transferasas (GST). Quizá el mecanismo de resistencia más común en insectos (para un amplio rango de insecticidas), es el nivel o actividad de esterasas detoxificativas metabólicas (hidrolizan enlaces éster). Estas comprenden seis familias proteicas pertenecientes a la superfamilia de las α/β hidrolasas (Patil *et al.*, 1996; Brogdon y McAllister 1998).

La mayoría de los organismos poseen múltiples GST en dos o en más formas. Por ejemplo, las GST implicadas en la resistencia al DDT están presentes como grupos de genes que han sido mezclados a través del genoma por recombinación. Se han caracterizado un número de genes de resistencia en vectores, incluyendo formas múltiples en el mismo insecto (Rodhain, 1996).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación del trabajo.

Los bioensayos se desarrollaron en el laboratorio del Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” Unidad Laguna, ubicada en el ejido San Antonio de los Bravos, Municipio de Torreón Coahuila, durante el otoño del 2007 y verano del 2008.

3.2. Colecta de material biológico.

Se colectaron larvas de tercero o cuarto instar en sus sitios típicos de cría. Por la gran cantidad de larvas y adultos requeridos para cada una de las pruebas, fue necesaria la localización de un sitio fijo con agua contaminada que además contara con grandes poblaciones de larvas de mosquito. El sitio en el que se realizó la colecta se localizó en el ejido La Rosita Mpio. de San Pedro de las Colonias Coahuila, con una ubicación de acuerdo al lector GPS: N 25⁰ 33' 18" y W 103⁰ 06' 25". En este sitio se colectaron larvas y pupas.

En las colectas se emplearon cedazos con mango largo y cubetas. Las cubetas inmediatamente después de terminada la colecta, eran cubiertas con tela nylon para evitar que los adultos que emergieran de las pupas colectadas se escaparan.

Después de realizada cada una de las colectas, se procedió a llevar a cabo los bioensayos, separando las larvas de tercero y cuarto instar, para

posteriormente colocarlas en los frascos que contenían el insecticida a una dosis determinada.

Una vez terminados los bioensayos con larvas, se dejaron pasar de 2 a 5 días para que emergieran los adultos del resto de las larvas colectadas y así poder llevar a cabo los bioensayos con las botellas impregnadas.

De los adultos emergidos de cada muestra se extrajeron sólo las hembras, las cuales se distinguen de los machos por carecer de setas en las antenas. Éstas se colocaron en pequeños frascos de vidrio de 120 ml de capacidad para posteriormente introducir las en las botellas de cristal (Wheaton de 250 ml) impregnadas con las diferentes concentraciones de insecticida hasta completar un total de 40 hembras por botella.

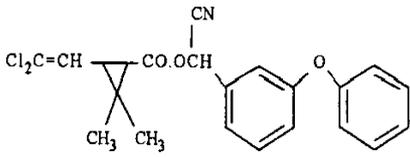
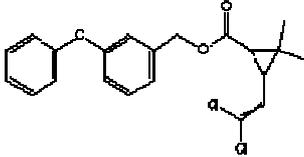
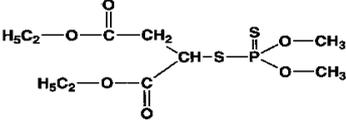
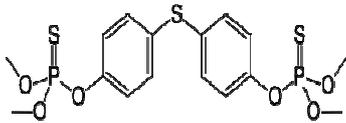
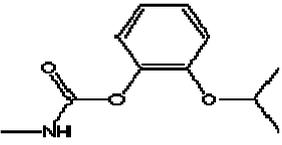
3.3. Identificación del material biológico

La identificación de las especies presentes en cada una de las colectas, para larvas, se realizó con el apoyo de claves taxonómicas propuestas por Darsie y Ward (2005) y para los adultos con las que propone Stojanovich (1964), Bohart y Washino (1978), e Ibañez (1991), utilizando un microscopio estereoscópico para la observación de los insectos.

3.4. Insecticidas evaluados

Los insecticidas evaluados en larvas fueron: cipermetrina, permetrina, malation, propoxur y temefos; en adultos permetrina y malation (Cuadro 1).

Cuadro 1. Productos utilizados en los bioensayos con *Cx. Quinquefasciatus* (Say). UAAAN-UL. La Rosita, Coah. 2009.

PRODUCTO	CLASIFICACIÓN	ESTRUCTURA QUÍMICA
Cipermetrina	piretroide	
Permetrina	piretroide	
Malation	organofosfato	
Temefos	organofosfato	
Propoxur	carbamato	

3.5. Bioensayos

Larvas

La metodología utilizada en la preparación de las concentraciones, así como la exposición de las larvas al tóxico fue similar para cada uno de los productos.

En la preparación de las concentraciones, se utilizó una dosis inicial alta. Posteriormente, de esa concentración se obtuvo la disolución para los bioensayos. Se probó solo una concentración de 100 µg/ de producto grado técnico por 100 ml de agua.

Para el método de exposición de las larvas al producto, se utilizó el método estandarizado de contaminación del medio recomendado por la Organización Mundial de la Salud con algunas modificaciones. Las larvas se sumergieron en el agua que contenía la concentración. Para esto, se colocaron grupos de 20 larvas de tercer instar tardío o cuarto instar temprano en depósitos de vidrio, con capacidad de 100 ml, en los que previamente se había agregado la concentración del insecticida. Cada producto contó con cuatro repeticiones (80 larvas en total), con su respectivo testigo (sin dosificación).

La mortalidad de las larvas se registró en periodos de un minuto para los insecticidas piretroides y cada cinco minutos para los organofosfatos y carbamatos, inmediatamente después de la exposición de las larvas al tóxico.

El criterio de mortalidad utilizado, consistió en considerar como larvas muertas, aquellas que al ser sumergidas hacia el fondo del agua con un agitador, no se movieran o no regresaran a la superficie del agua con sus movimientos espasmódicos característicos.

Adultos

La metodología utilizada en la preparación de las concentraciones, así como la exposición de las hembras adultas de no más de dos días de emergidas fue similar para cada uno de los productos y dosis.

Se probaron cuatro concentraciones 1, 10, 100, 1000 μg de producto grado-técnico de cada uno de los productos por botella de 250 ml.

Impregnación de botellas

Las paredes del interior de la botellas (marca Wheaton de 250 ml) se impregnaron utilizando las soluciones de 1, 10, 100 y 1000 μg de insecticidas disueltos en acetona. A cada botella se le aplicó una alícuota de un mililitro de cada solución, se agitaron, giraron e invirtieron, de manera que toda la superficie interna resultara expuesta a la solución. Una vez que la fase líquida fue distribuida uniformemente, las botellas fueron colocadas en una campana de extracción de gases de manera horizontal para eliminar el exceso de acetona por evaporación. Inmediatamente después se colocaron las tapas y cada botella se envolvió en papel aluminio para que el producto no fuese degradado por la luz. Cada botella fue etiquetada con la concentración del insecticida. Posteriormente las botellas se guardaron en un refrigerador a -4°C para conservarlas hasta su uso.

Exposición de los mosquitos.

Los mosquitos fueron expuestos en las botellas impregnadas con las diferentes dosis (1, 10, 100, 1000 $\mu\text{g}/\text{botella}$) por un periodo de tiempo indefinido, tomando datos de tiempo- mortalidad cada minuto para piretroides y cada cinco para organofosfatos.

El criterio de mortalidad utilizado consistió en considerar como adulto muerto aquel que caía al fondo de la botella y no lograba incorporarse al vuelo al agitar la botella.

3.6. Análisis estadístico

Los datos obtenidos de los bioensayos fueron analizados por el método de análisis Probit, para lo cual se utilizó el programa XLstat (XLstat, 2008), ingresando intervalos de tiempo, número de organismos tratados y mortalidad de los mismos para cada una de las dosis.

Este procedimiento estima, mediante el método de máxima verosimilitud (procedimiento interactivo de regresión compensada), los parámetros de la recta (tiempo-mortalidad), con su límite fiducial inferior (LFI) y su límite fiducial superior (LFS) al 95 % y una prueba de χ^2 como estimador de la “bondad” del ajuste del modelo lineal.

4. RESULTADOS

Larvas

Los resultados obtenidos en los bioensayos con larvas, tratadas a una concentración de 100 µg/100 ml de agua con los productos cipermetrina, permetrina, malation, temefos y propoxur, se presentan en el Cuadro 2. Las líneas de respuesta se muestran en la Figura 7.

Cuadro 2. Tiempos Letales de larvas tratadas con insecticidas (100µg/100 ml de agua). UAAAN-UL. La Rosita, Coah. 2009.

Producto	TL ₅	TL ₅₀	TL ₉₅	TL ₉₉
Cipermetrina	4.259 min.	8.445 min.	16.748 min.	22.241 min.
Permetrina	6.538 min.	14.836 min.	33.233 min.	46.401 min.
Malation	15.529 min.	40.125 min.	86.547 min.	118.609 min.
Temefos	14.241 min.	116.681 min.	319.120 min.	382.279 min.
Propoxur	4.409 min.	52.595 min.	100.781 min.	120.745 min.

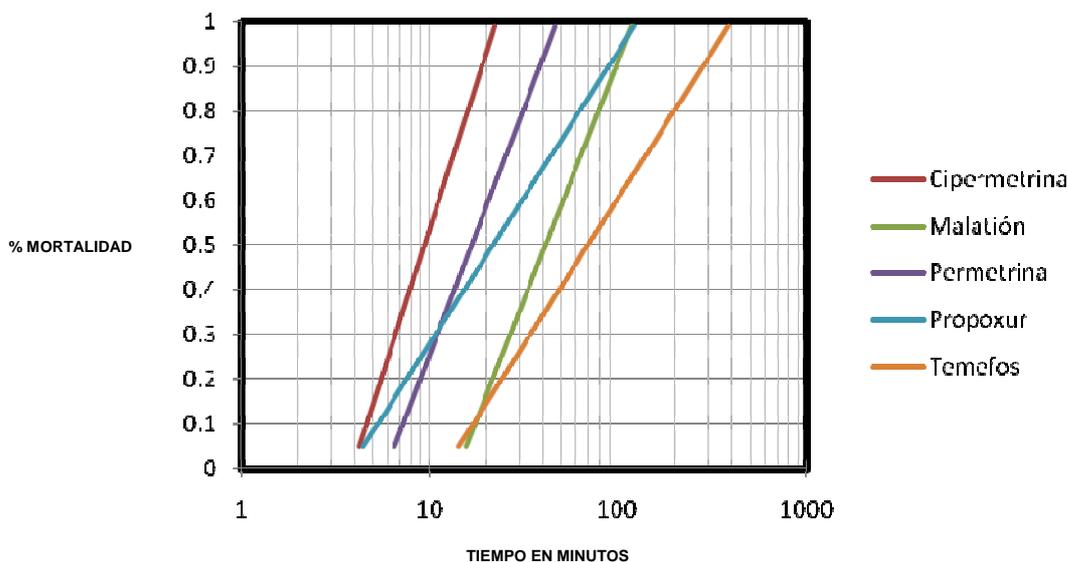


Figura 7. Líneas de respuesta tiempo-mortalidad de larvas tratadas con insecticidas. UAAAN-UL. La Rosita, Coah. 2009.

Adultos

Los resultados obtenidos en los bioensayos con adultos, tratados a concentraciones de 1, 10, 100, 1000 μg /botella con el producto permetrina, se presentan en el Cuadro 3. Las líneas de respuesta se muestran en la Figura 8.

Cuadro 3. Tiempos Letales de adultos tratados con permetrina. UAAAN-UL. La Rosita, Coah. 2009.

Concentración	TL ₅	TL ₅₀	TL ₉₅	TL ₉₉
1 μg	29.342 min.	78.808 min.	128.274 min.	148.769 min.
10 μg	6.946 min.	20.586 min.	34.226 min.	39.877 min.
100 μg	4.210 min.	7.528 min.	10.760 min.	12.097 min.
1000 μg	0.709 min.	2.651 min.	4.593 min.	5.397 min.

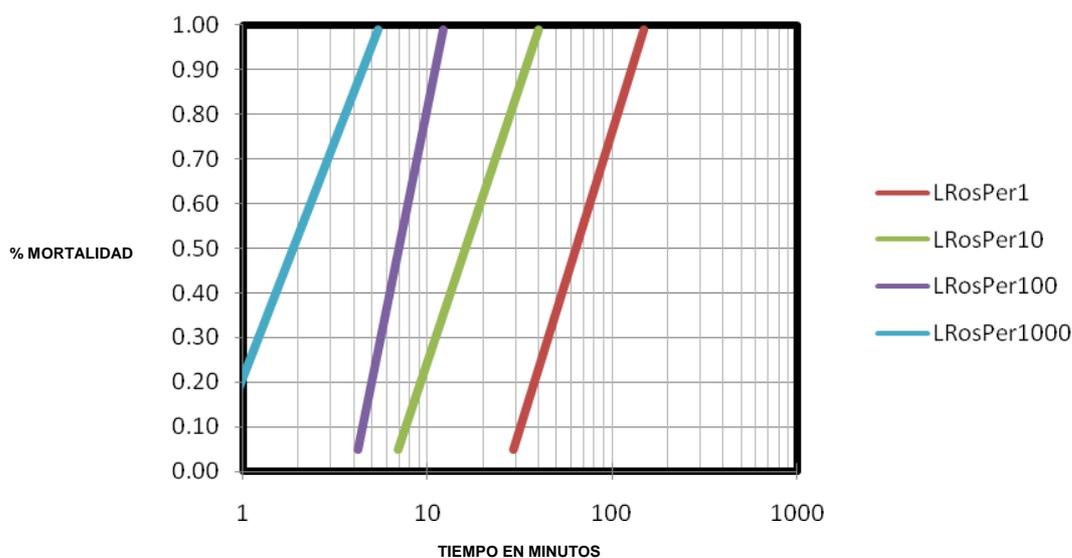


Figura 8. Líneas de respuesta tiempo-mortalidad de adultos tratados con permetrina. UAAAN-UL. La Rosita, Coah. 2009.

Los resultados obtenidos en los bioensayos con adultos, tratados a concentraciones de 1, 10, 100, 1000 $\mu\text{g}/\text{botella}$ con el producto malation, se presentan en el Cuadro 4. Las líneas de respuesta se muestran en la Figura 9.

Cuadro 4. Tiempos Letales de adultos tratados con malation. UAAAN-UL. La Rosita, Coah. 2009.

Concentración	TL ₅	TL ₅₀	TL ₉₅	TL ₉₉
1 μg	35.383 min.	92.830 min.	150.276 min.	174.078 min.
10 μg	14.662 min.	28.150 min.	41.638 min.	47.226 min.
100 μg	9.420 min.	20.986 min.	32.553 min.	37.397 min.
1000 μg	1.318 min.	11.167 min.	21.016 min.	25.097 min.

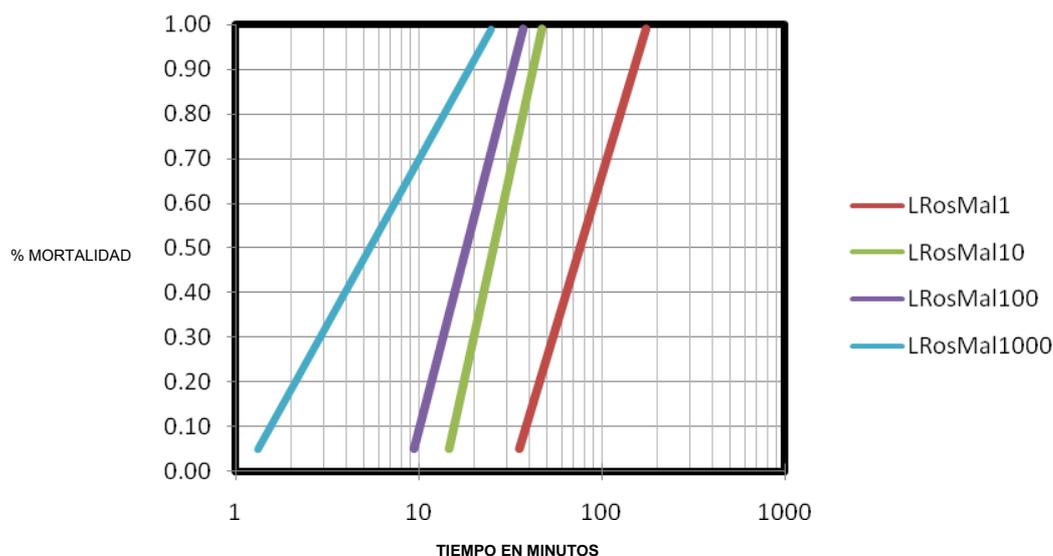


Figura 9. Líneas de respuesta tiempo-mortalidad de adultos tratados con malation. UAAAN-UL. La Rosita, Coah. 2009.

5. DISCUSIÓN

Los TL_{95} en los bioensayos con larvas (Cuadro 2, Figura 7) muestran que cipermetrina, permetrina, malation y propoxur, varían enormemente con relación a temefos, el cual es el larvicida utilizado por la Secretaría de Salud en las campañas de control de mosquitos. Esto indica que temefos es potencialmente más resistente que el resto de los larvicidas al tener un TL_{95} mayor.

Al comparar los TL_{95} en los bioensayos con larvas, contra datos generados por una Población de Torreón, Coahuila (Pérez, 2009), la población de La Rosita, Coahuila resultó ser más susceptible a cipermetrina, permetrina, malation y temefos y estadísticamente igual a propoxur.

Los TL_{95} obtenidos en los bioensayos con adultos, tratados con permetrina (Cuadro 3, Figura 8), indican que las dosis de 10 y 100 $\mu\text{g}/\text{botella}$, son estadísticamente iguales, ya que sus límites fiduciales se traslapan. Lo cual significa que dependiendo del objetivo en cuanto a TL, la dosis de 10 $\mu\text{g}/\text{botella}$ puede ser utilizada con resultados similares a los de 100 $\mu\text{g}/\text{botella}$.

Al comparar los TL_{95} en los bioensayos con adultos a cuatro concentraciones de permetrina, contra datos generados por una Población de Torreón, Coahuila (Pérez, 2009), la población de La Rosita, Coahuila resultó ser más susceptible a las concentraciones de 1000, 100 y 10 $\mu\text{g}/\text{botella}$, mientras que a la dosis de 1 $\mu\text{g}/\text{botella}$ los TL_{95} son estadísticamente iguales.

Los TL_{95} obtenidos en los bioensayos con adultos, tratados con malation (Cuadro 4, Figura 9), indican que las dosis de 10, 100 y 1000 son estadísticamente iguales, ya que sus límites fiduciales se traslapan. Esto

significa que dependiendo del objetivo en cuanto a TL, la dosis de 10 µg/botella puede ser utilizada con resultados similares a las de 100 y 1000 µg/botella.

Al comparar los TL_{95} en los bioensayos con adultos a cuatro concentraciones de malation, contra datos generados por una Población de Torreón, Coahuila (Pérez, 2009), la población de La Rosita, Coahuila resultó ser más susceptible en todas las concentraciones de 1000, 100, 10 y 1 µg/botella,

Por el modo de acción de los adulticidas y los TL_{95} obtenidos, se puede sugerir utilizar primero el malation y posteriormente, de ser necesario, la permetrina.

6. CONCLUSIONES

Bajo las condiciones en las cuales se realizó el presente trabajo y de acuerdo a los resultados obtenidos, se puede concluir lo siguiente:

1°.- Se determinaron las líneas de respuesta tiempo-mortalidad en larvas de *Culex quinquefasciatus* (Say) provenientes de La Rosita Mpio. de San Pedro de las Colonias Coahuila, a los productos: cipermetrina, permetrina, malation, temefos y propoxur.

2°.- Se determinaron las líneas de respuesta tiempo-mortalidad en adultos de *Cx. quinquefasciatus* (Say) provenientes de La Rosita Mpio. de San Pedro de las Colonias Coahuila, a los productos: permetrina y malation.

3°.- El TL_{95} del larvicida temefos, fue mayor que el de cipermetrina, permetrina, malation y propoxur.

4°.- Los TL del adulticida malation (organofosfato), son similares a los del insecticida permetrina (piretroide), por lo que la primera opción en el control de adultos deberá ser malation.

5°.- Se comprobó la hipótesis planteada, con lo cual se da cumplimiento a los objetivos al encontrar diferencia en los datos generados por la población de *Cx. quinquefasciatus* (Say) en La Rosita Mpio. de San Pedro de las Colonias Coahuila, según el insecticida utilizado.

7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Almirón, W.R. 1995. Distribution and hybridization between *Culex pipiens* and *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae) in Argentina. Mem. Inst. Oswaldo Cruz 90:469-73.
- Arias, J.R., and M.S. Mulla. 1985. Morphogenetic aberrations induced by a juvenile hormone analogue in the mosquito *Culex tarsalis* (Diptera: Culicidae). J Med Entomol 22:309-16.
- Barriga, O.O. 2002. Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en la América Latina. Editorial Germinal, Santiago. Chile.
- Triplehorn, C.A., and N.F. Johnson. 2005. Borror and Delong's introduction to the study of insects. 7th. Edition. Thomson. U.S.A. 864 p.
- Bouchard, B.L., and T.G. Wilson. 1987. Effects of sublethal doses of Methoprene on reproduction and longevity of *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae). J. Econ. Entomol. 80:431-4.
- Brogdon, W.G., and J.C. McAllister. 1998. Insecticide resistance and vector control. CDC, Atlanta, GA, USA. 4:12 pp.
- Brunhes, J. 1999. Culicidae du Maghreb. Description d' *Aedes (Ochlerotatus) biskraensis* n. Sp. D'Algerie (Diptera, Nematocera). Bulletin de la Société entomologique de France 104: 25-30.
- Brunhes, J., K. Hassaine, A. Rhaim, et J.P. Hervy. 2000. Les culicides de l'Afrique méditerranéenne: espèces présentes et répartition (Diptera, Nematocera). Bulletin de la Société entomologique de France 105:195- 204.
- Cárdenas, E., C. Ferro, D. Corredor, O. Martínez, and L. Munstermann. 1999. Reproductive biology of *Lutzomyia shannoni* (Dyar) (Diptera: Psychodidae) under experimental conditions. J Vector Ecology 24:158-70.
- Cancrini, G., E. Allende, G. Favia, F. Bornay, F. Anton, and F. Simon. 2000. Canine dirofilariosis in two cities of southeastern Spain. Vet. Parasitol. 92:81-86.
- Carter, T.R., and M. Hulme. 1996. Interim characterizations of regional climate and related changes up to 2100 associated with the provisional SRES emissions scenarios: guidance for lead authors of the IPCC Working Group II Third Assessment Report. Washington, DC, IPCC Working Group II Technical Support Unit.
- Cueto, M. 2007. Cold war, deadly fevers: malaria eradication in México. Washington, D. C.: Woodrow Wilson Center Press; Baltimore: Johns Hopkins University Press. 2:89-93.

- Dame, D., y T.R. Fasulo. 2003. Mosquitos. Aplicador de Plaguicidas de Salud Pública Manual de capacitación. pp 188-189.
- Día, J.F., y G.A. Curtis. 1993. Los patrones de aparición anual *Culex nigripalpus* hembras antes, durante y después de una gran epidemia de encefalitis de St. Louis en el sur de la Florida.
- Downing, K.J., G. Leslie, and A. Thomson. 2000. Biocontrol of the sugarcane borer *Eldana saccharina* by expression of the *Bacillus thuringiensis* cryIAc7 and *Serratia marcescens* chiA genes in sugarcane-associated bacteria. Appl. Environ Microbiol. 66:2804-2810.
- Encinas G., A. 1982. Taxonomía y Biología de los mosquitos del área salmantina (Diptera, Culicidae). Ediciones Universidad de Salamanca. 437 p.
- Ernould, J.C., K. Ba, and B. Sellin. 1999. The impact of the local water development programme on the abundance of the intermediate hosts of schistosomiasis in three villages of the Senegal River delta. Annals of Tropical Medicine and Parasitology 93:135–145.
- Eritja, R., 1999. Interruption of chemical mosquito control and evolution of insecticide resistance genes in *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae). Journal of Medical Entomology 36:41-49.
- Fasulo, T.R., W. Kern, P.G. Koehler, y D.E. Corta. 2005. Plagas dentro y alrededor de la casa. Universidad de Florida. 18-20
- Faye, O. 1995. Drought and malaria decrease in the Niayes area of Senegal. Sante´ 5:299–305.
- Firstenberg, D.E., and D.J. Sutherlad. 1981. Reproductive effects in *Aedes aegypti* following sub-lethal treatment with methoprene or Abate. N. J. Mosq. Control Assoc. Meet. 41:111-117.
- Focks, D.A., D.G. Haile, E. Daniels, and G.A. Mount. 1993. Dynamic Life Table Model for *Aedes aegypti* (Diptera- Culicidae): Analysis of the Literature and Model Development. J Med Entomol.30:1003-1017.
- Fox, A.S., and R.A. Brust. 1994. How do dilatations from Mosquito ovarioles? Parasitol to day. 10:19-23.
- Githeko, A.K., S.W. Lindsay, U.E. Confalonieri, and J.A. Patz. 2000. Climate change and vector-born diseases: a regional analysis. Bull. World Health Organization. 78:1136-1147.

- Goddard, L.B. 2002. Vector competence of California mosquitoes for West Nile Virus. *Em. Infect. Dis.* 8:1385-1391.
- Gubler, J.D. 1998. Dengue and dengue hemorrhagic fever. *Clinical Microbiology Reviews*, 11:480-496.
- Hemingway, J. and H. Ranson. 2000. Insecticide resistance in insect vectors of human disease. *Ann. Rev. Entomol.* 45:371-391.
- Hoc, T.Q. 1996. Application of the ovarian oil injection and ovarial separation techniques for age grading hematophagous Diptera. *J. Med. Entomol.* 33:290-296.
- Houghton, J.T. 1997. An introduction to simple climate models used in the IPCC Second Assessment Report. Geneva, Intergovernmental Panel on Climate Change. pp 212-214.
- Humeres, S., W. Almirón, M. Sabattini, and C. Gardenal. 1998. Estimation of genetic divergence and gene flow between *Culex pipiens* and *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae) in Argentina. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 93:57-62.
- Ibañez, B., S. 1991. Principios de morfología y taxonomía de Culicidae. UNAM. Fac. de M. V.Z. División de Educación Continua. México D. F. pp. 62-74.
- Jupp, P.G. 1999. *Culex (Culex) pipiens pipiens* Linnaeus and *Culex (Culex) pipiens quinquefasciatus* Say in South Africa: morphological and reproductive evidence in *quinquefasciatus* in Japan. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 15:153-156.
- Kittleson, M.D., y R.D. Kienle. 2000. Medicina cardiovascular de pequeños animales. 2a ed., Multimédica, Barcelona. España. 34-36
- Krogstad, D.J. 1996. Malaria as a reemerging disease. *Epidemiol. Rev.* 18:77-89.
- Lindsay, S.W. 2000. Effect of 1997–8 El Niño on highland malaria in Tanzania. *Lancet.* 355:989–990.
- Lindsay, S.W., L. Parson, and J. Thomas. 1998. Mapping the ranges and relative abundance of the two principal African malaria vectors, *Anopheles gambiae* sensu stricto and *An. arabiensis*, using climate data. *Proceedings of the Royal Society of London, B.* 265:847–854.
- Linthicum, J.K. 1999. Climate and satellite indicators to forecast Rift Valley fever epidemic in Kenya. *Science* 285:297–400.
- Mittal, P.K. 2003. Biolarvicides in vector control: challenges and prospects. *J. vector Borne Dis.* 20-32.

- Oda, T, K. Uchida, A. Mor, M. Mine, Y. Eshita, and K. Kurokawa. 1999. Effects of high temperature on the emergence and survival of adult *Culex pipiens molestus* and *Culex quinquefasciatus* in Japan. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 15:153-156.
- Olascaga, T. J. y J. Luna F. 2005. Aprovechamiento de alimento vivo de *Culex quinquefasciatus* en la dieta del pez *Brachidanio rerio* (pisces: cyprinidae): *Rev Acuatic*
- Ortega, M., E. Gallego, y J. Curgi. 2003. Sistemas de control biológico de las poblaciones de mosquitos en zonas húmedas. Departamento de Biología Animal. Universidad de Murcia. pp 58-59.
- Patil, N.S., K.S. Lole, and D. N. Deobagkar. 1996. Adaptive larval thermotolerance and induced cross-tolerance to propoxur insecticides in mosquitoes *Anopheles stephensi* and *Aedes aegypti*. *Med. Vet. Entomol.* 10:277-282.
- Pérez S., J. 2009. Estimación de líneas de respuesta a diferentes insecticidas en el mosquito *Culex quinquefasciatus* (Say) en una población de Torreón, Coahuila. Tesis de Licenciatura. UAAAN-UL. pp 34-37.
- Peng, Z, and E. Simons. 1997. Cross-reactivity of skin and serum specific IgE responses and allergen analysis for three mosquito species with worldwide distribution. *J. Allergy Clin. Immunol.* 100:192.
- Rock, G.C., and R.M. Roe. 1993. Insect Cytochrome P-450 metabolism and resistance to insecticides. *Biochemical Society Transactions* 21:1060-1065.
- Rodhain, F. 1996. Données récentes sur l'épidémiologie de l'encephalite japonaise. *Bull Acad. Natl. Med.* 180:1325-1337.
- Sabatinelli, G. 2000. Contextual determinants of malaria in the WHO European Region. Documento presentado en: Contextual Determinants of Malaria: an International Workshop, Lausanne, Switzerland, 14–18 May 2000. Pittsburg, PA, Center for Integrated Study of the Human Dimensions of Global Change, Carnegie Mellon University, USA, 2000. 213-215.
- Sabatinelli, G., E. Ranieri, F.P. Gianzi, M. Papakai, and G. Cancrini. 1994. Role de *Culex quinquefasciatus* dans la transmisión de la filariose de Bancroft dans la République Fédérale Islamique des Comores (Océan Indien). *Parasite.* 1:71-76.
- Salazar, M. y L. Moncada. 2004. Ciclo de vida de *Culex quinquefasciatus* Say, 1826 (Diptera: Culicidae) bajo condiciones no controladas en Bogotá. *Biomédica.* 24: 385-92.
- Sarmiento, M.J. 1999. Evaluación del impacto de la contaminación del embalse del Muña sobre la salud humana. *Revista de salud pública* 1:159-71.

- Savage, H. 1995. House mosquitoes of the U. S. A. *Culex pipiens* complex. *Win Beats* 6:8-9.
- Tharavanij, S. 1990. New developments in malaria diagnostic techniques. *South Asian J. Trop. Med. Publ.* 21:3-16.
- Travi, B, y J. Montoya. 1994. Manual de entomología médica para investigadores de América Latina. Cali, Colombia: Cideim; pp 90-142.
- Vilchis, H.L. 2001. Mapping the Mosquito Population in the Paso del Norte Region. *Border Health Bulletin. Boletín Fronterizo de Salud* 2:3-5.
- White, N. J. 1999. Variation in virulence of dengue virus. *Lancet* 354:1401.
- Wilke, A. 2008. Mosquito transgenico "Culex". Fac. De salud pública. Univ. Sao Paulo. Brasil [En Línea] <http://www.educared.net/mosquito/> [fecha de consulta 21 de enero de 2009].
- World Health Organization (WHO). 1992. Vector resistance to pesticides. Fifteenth report of the expert committee on vector biology and control. In WHO Tech. Rep. Ser. 818: 1-55.
- Zinser, M., F. Ramberg, and E. Willot. 2004. *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae) as a potential West Nile virus vector in Tucson, Arizona: Blood meal analysis indicates feeding on both humans and birds. *Journal of Insect Science* 4:20109.