

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”**

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS



**Susceptibilidad de *Culex quinquefasciatus* Say hacia
plaguicidas con diferente sitio de acción**

**POR
MAURICIO RENÉ ROBLERO LÓPEZ**

TESIS

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

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

TORREÓN, COAHUILA

FEBRERO DEL 2011

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:



DRA. MA. TERESA VALDÉS PEREZGASGA

VOCAL:



M.C. JAVIER LÓPEZ HERNÁNDEZ

VOCAL SUPLENTE:

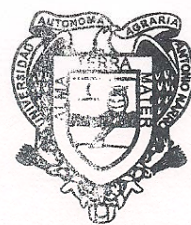


DR. ALDO IVÁN ORTEGA MORALES

**COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE
CARRERAS AGRONÓMICAS:**



M.C. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO


**Coordinación de la División de
Carreras Agronómicas**

TORREÓN, COAHUILA

FEBRERO DEL 2011

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA "ANTONIO NARRO"
UNIDAD LAGUNA**

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

**Susceptibilidad de *Culex quinquefasciatus* Say hacia plaguicidas
con diferentes sitio de acción**

POR

MAURICIO RENÉ ROBLER LÓPEZ

APROBADA POR EL COMITÉ PARTICULAR DE ASESORIA

ASESOR PRINCIPAL:



DR. FRANCISCO JAVIER SÁNCHEZ RAMOS

ASESOR:



DRA. MA. TERESA VALDÉS PEREZGASGA

ASESOR:



M.C. JAVIER LÓPEZ HERNÁNDEZ

ASESOR:

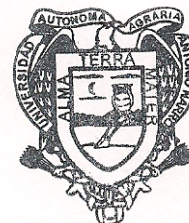


DR. ALDO IVÁN ORTEGA MORALES

**COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE
CARRERAS AGRONÓMICAS**



M.C. VICTOR MARTÍNEZ CUETO



**Coordinación de la División de
Carreras Agronómicas**

TORREÓN, COAHUILA

FEBRERO DEL 2011

AGRADECIMENTOS

A Dios, Por darme vida y salud, que gracias a él he obtenido un logro como es el convertirme en un profesionalista con valores morales.

A mi Alma Terra, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, por haberme aceptado.

Dr. Francisco Javier Sánchez Ramos, por el apoyo incondicional que siempre nos brindó, y por permitir a mi esposa Egli Berenice y a mi formar parte del Proyecto.

Ing. Bertha Alicia Cisneros Flores, por los consejos que siempre me brindó.

Dr. Aldo Iván Ortega Morales, por apoyarnos en la identificación taxonómica de los mosquitos culícidos.

En especial a todos mis maestros del Departamento de Parasitología: Dr. Florencio Jiménez Díaz, Dra. Ma. Teresa Valdés Perezgasga, Dr. Vicente Hernández Hernández, Dr. Teodoro Herrera Pérez, M.C. Javier López Hernández, M.C. Sergio Hernández Rodríguez, M.C. Claudio Ibarra Rubio, Ing. José Alonso Escobedo.

Sra. Graciela Armijo Yerena Secretaria y **Ing. Química. Gabriela Muñoz Dávila** encargada del laboratorio del área de Parasitología. Por apoyarnos en realizar trámites de documentación y proporcionar materiales de laboratorio durante la carrera.

DEDICATORIAS

A mis padres

Audeliano Roblero y Olga López, por la confianza y el apoyo que siempre me brindaron.

A mi Esposa

Berenice Escobar, quien compartió a mi lado como compañera de la carrera.

A mi Hijo

Leonel Roblero, a quien quiero mucho.

A mis Hermanos

Miguel Ángel, Crescencio “Lino” y Gerardo Laín.

A mis Abuelos

Jorge López y Alba Escalante, por sus consejos.

A mi Suegra

Maribel Verdugo por el apoyo que siempre nos brindó durante la carrera.

RESUMEN

Se utilizó una población de *Culex quinquefasciatus* proveniente de Torreón, Coahuila, México, con una ubicación de acuerdo al GPS de N 25°34'14.09" y W 103°27'04.52", el protocolo utilizado fue el propuesto por la CDC-USA, se utilizaron los siguientes insecticidas: propoxur, malation, fention, temefos y cipermetrina. Se obtuvieron las líneas de respuestas de los cinco productos, las cuales muestran que la población de estudio es susceptible a los insecticida cipermetrina y propoxur, resistente a fention y malation, y altamente resistente a temefos.

Palabras Claves: *Culex quinquefasciatus*, insecticidas, líneas de respuesta, resistencia.

ÍNDICE GENERAL.

	Pág
AGRADECIMIENTOS	i
DEDICATORIAS	ii
RESUMEN	iii
ÍNDICE GENERAL	iv
ÍNDICE NDICE DE CUADROS	vi
ÍNDICE DE FIGURAS	vii
1.-INTRODUCCION	1
Objetivos	2
Hipótesis	2
2.- REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1- Características generales de los mosquitos	3
2.2.- Importancia de los mosquitos	5
2.3.- Enfermedades transmitidas por mosquitos	5
2.3.1.- Dengue	6
2.3.2.- Fiebre amarilla	7
2.3.3.- Malaria o paludismo	8
2.3.4.- Filariasis canina o enfermedad del gusano del corazón	9
2.3.5.- Encefalitis causada por el Virus del Oeste del Nilo VON	10
2.4.- Clasificación taxonómica de <i>Culex quinquefasciatus</i> Say	13
2.5.- Características de <i>Culex quinquefasciatus</i> Say	13
2.5.1.- Huevo	14
2.5.2.- Larva	14
2.5.3.- Pupa	15
2.5.4.- Adulto	16
2.6.- Hábitos alimenticios de <i>Culex quinquefasciatus</i> Say	17
2.7- Hábitat de <i>Culex quinquefasciatus</i> Say	17
2.8.- Distribución geográfica de <i>Culex quinquefasciatus</i> Say	17
2.9.- Control del mosquito	18
2.9.1.- Control biológico	18
2.9.2.- Control químico	22
2.10.- Clasificación de los insecticidas	22
2.11.- Modo de acción de los insecticidas	26
2.12.- Repelentes	26
2.13.- Resistencia a insecticidas	27
2.13.1.- Resistencia cruzada	28
2.13.2.- Resistencia múltiple	28
2.13.3.- Propensión a la resistencia	29
2.13.4.- Mecanismos de resistencia a insecticidas	29
2.13.5.- Factores que influyen en la evolución resistencia	30

2.13.6.- Control del desarrollo de la resistencia a plaguicidas	31
2.14.- Bioensayos	31
2.15.- Bioensayos con <i>Culex quinquefasciatus</i> Say	33
3.- MATERIALES Y METODOS	34
3.1.- Ubicación del trabajo	34
3.2.- Colecta de material biológico	34
3.3.- Identificación del material biológico	36
3.4.- Insecticidas evaluados	36
3.5.- bioensayos	36
3.6.- Análisis estadísticos	39
4.- RESULTADOS	40
5.- DISCUSIÓN	45
6.- CONCLUSIÓN	48
7.- REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	49

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1. Estados de la República Mexicana donde se han reportado casos positivos de VON en aves o equinos al 17 de abril del 2006 (Téllez <i>et al.</i> , 2006).	12
Cuadro 2. Clasificación según su toxicidad, expresada en DL ₅₀ (mg/kg) (Ramírez y Lacasaña, 2001).	24
Cuadro 3. Clasificación según su vida media de efectividad (Ramírez y Lacasaña, 2001).	24
Cuadro 4. Los insecticidas se clasifican de acuerdo su estructura química. Perteneciendo a diferentes familias (Davine <i>et al.</i> , 2008).	25
Cuadro 5. Modo de acción de los insecticidas (Badii y Garza, 2007; Davine <i>et al.</i> , 2008).	26
Cuadro 6. Mecanismos de resistencia a insecticidas (Badii y Garza, 2007).	30
Cuadro 7. Tiempos Letales (minutos) de adultos tratados con propoxur. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.	40
Cuadro 8. Tiempos Letales (minutos) de adultos tratados con malation. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.	41
Cuadro 9. Tiempos Letales (minutos) de adultos tratados con fention. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.	42
Cuadro 10. Tiempos Letales (minutos) de adultos tratados con temefos. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.	43
Cuadro 11. Tiempos Letales (minutos) de adultos tratados con cipermetrina. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.	44

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Huevos de <i>Culex quinquefasciatus</i> (Universidad de Florida, 2009).	14
Figura 2. Larva de <i>Culex quinquefasciatus</i> (Universidad de Florida, 2009).	15
Figura 3. Pupa de <i>Culex quinquefasciatus</i> (Universidad de Florida, 2009).	16
Figura 4. Adulto Hembra de <i>Culex quinquefasciatus</i> (Universidad de Florida, 2009).	16
Figura 5. Ubicación del lugar de colecta Torreón, Coahuila, México. UAAAN-UL.	34
Figura 6. Larvas y pupas de <i>Culex quinquefasciatus</i> UAAAN-UL.	35
Figura 7. Material de colecta: Cucharón de mango largo y Cubeta UAAAN-UL.	35
Figura 8. Identificación del material biológico UAAAN-UL.	36
Figura 9. Botellas marca Wheaton de 250 ml. UAAAN-UL.	37
Figura 10. Campana de extracción de gases UAAAN-UL.	37
Figura 11. Criterio de mortalidad del mosquito <i>Culex quinquefasciatus</i> . UAAAN-UL.	38
Figura 12. Líneas de respuestas Tiempo-Mortalidad de adultos tratados con propoxur. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.	40
Figura 13. Líneas de respuestas Tiempo-Mortalidad de adultos tratados con malation. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.	41
Figura 14. Líneas de respuestas Tiempo-Mortalidad de adultos tratados con fention. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.	42
Figura 15. Líneas de respuestas Tiempo-Mortalidad de adultos tratados con temefos. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.	43
Figura 16. Líneas de respuestas Tiempo-Mortalidad de adultos tratados con cipermetrina. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.	44

1.- INTRODUCCIÓN

El mosquito *Culex quinquefasciatus* Say es considerado importante debido a los hábitos hematófagos de las hembras, ya que éstas, necesitan alimentarse regularmente de sangre para llevar a cabo la ovogénesis e incrementar la viabilidad de los huevos (Ambrosio *et al.*, 2008). Así mismo, son vectores de organismos patógenos de importancia médica (Muñoz *et al.*, 2006). Esta especie 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 (Sardelis *et al.*, 2001).

Unas de las principales enfermedades que transmite es el virus del oeste del Nilo el cual, se identificó por primera vez en 1937, al oeste del río Nilo. Este virus, es miembro de la familia Flaviviridae del género *Flavivirus*. Su ciclo natural incluye la participación de aves silvestres y domésticas, migratorias y residentes, las cuales tienen el papel de reservorios y amplifican de manera eficiente las poblaciones virales (Fernández *et al.*, 2007).

El control químico hacia los mosquitos vectores de enfermedades a animales y humanos, es una estrategia para la reducción de su población, pero el incremento de la resistencia hace que cada vez sea menos efectivo (Giraldo *et al.*, 2008).

Se ha desarrollado el método de bioensayo para medir la susceptibilidad de poblaciones de mosquitos vectores. La CDC, recomienda utilizar botellas impregnadas con insecticidas. A través de esta técnica, obtener lecturas de

tiempo-mortalidad, utilizando dosis-mortalidad (Brogdon y McAllister, 1998), con la misión de monitorear respuestas de resistencia y obtener resultados para el control en campo (Brogdon, 2003).

Objetivos

Conocer la susceptibilidad de *Culex quinquefasciatus* Say hacia plaguicidas con diferente sitio de acción.

Hipótesis

Los mosquitos *Culex Quinquefasciatus* Say, tienen diferente susceptibilidad a los plaguicidas.

2.- REVISIÓN DE LITERATURA

2.1.- Características generales de los mosquitos

La familia Culicidae es un grupo diverso de insectos hematófagos, con 3,523 especies distribuidas en todo el mundo, excepto en los lugares que se encuentran permanentemente congelados. La mayoría de las especies habitan en zonas tropicales y subtropicales. Un gran número de especies son vectores de virus, bacterias, nemátodos y protozoarios que causan enfermedades a animales domésticos y humanos (Harbach, 2007).

Los estados larvarios son acuáticos y los adultos pueden reconocerse por la venación característica de las alas, las escamas a lo largo de la misma y por lo largo de la probóscide. Los mosquitos son importantes porque ya que las hembras se alimentan de sangre y muchas especies de estas tienen como principal hospedante al humano, sirviendo como vectores en la transmisión de varias enfermedades importantes (Triplehorn & Johnson, 2005).

Los mosquitos pasan por cuatro estados durante su ciclo biológico o ciclo de vida: huevo, larva, pupa y adulto (Abdel *et al.*, 2009). Los estados inmaduros (huevo, larva y pupa) son acuáticos, en tanto que los adultos son de vida terrestre (Ibáñez, 1991; Triplehorn & Johnson, 2005).

Las larvas de anophelinos se tienden sobre la superficie del agua en una posición horizontal al respirar, mientras que las de Culicine cuelgan la cabeza hacia abajo de la superficie. Las larvas del género *Mansonia*, han modificado la probóscide para pinchar los tallos y raíces de plantas acuáticas y así obtener el

oxígeno. Las larvas del género *Anopheles* viven principalmente en charcos, pantanos y lugares donde hay vegetación abundante; carecen del tubo respiratorio y respiran a través de un par de platos espiraculares localizados en la porción final posterior del cuerpo (Badii *et al.*, 2006).

Las pupas de los mosquitos son también acuáticas y diferentes a la mayoría de las pupas de insectos; son muy activas y frecuentemente se les conoce como maromeros. Respiran en la superficie del agua a través de pequeñas estructuras con forma de trompetas localizadas en el tórax. El género *Mansonia* lo hace bajo la superficie del agua, al igual que sus larvas (Badii *et al.*, 2006).

Los sexos en la mayoría de los mosquitos pueden determinarse fácilmente por la forma de las antenas. Las antenas de los machos son plumosas, mientras que las de las hembras, tienen sólo algunos pelos cortos. En la mayoría de los mosquitos, excepto en el género *Anopheles*, los palpos maxilares son muy cortos en las hembras y más largos que la probóscide en machos (Badii *et al.*, 2006).

La mayoría de los mosquitos tienen ciclos de vida y hábitos similares, aunque a nivel de género se aprecian diferencias. Las hembras del género *Anopheles* ovipositan en forma aislada; las hembras del género *Aedes* ovipositan en el margen del agua del contenedor, también en forma individual, los huevecillos generalmente incuban cuando son inundados. Las hembras del género *Culex* ovipositan en la superficie del agua en masas o grupos en forma de balsas (Badii *et al.*, 2006).

Según la especie, utilizan una diversidad de ambientes de cría desde cuerpos de agua en el suelo, lagunas, lagos, desbordes de ríos, plantas que poseen estructuras que almacenan agua (Navarro *et al.*, 2009).

2.2.- Importancia de los mosquitos

La familia Culicidae es uno de los grupos más estudiados en México, debido a sus hábitos hematófagos que la relacionan como vector de enfermedades a animales domésticos, silvestres y al hombre (Ibáñez & Martínez, 1994). Constituyen el grupo de insectos más importante a nivel mundial desde el punto de vista médico y veterinario (Muñoz *et al.*, 2006).

2.3.- Enfermedades transmitidas por mosquitos

La emergencia o reemergencia de varias enfermedades infecciosas transmitidas por mosquitos se han venido incrementando en el mundo en las últimas décadas, esto está ligado a cambios ambientales drásticos, crecimiento de la población, incremento en las migraciones humanas y viajes aéreos (Bisset *et al.*, 2008).

Las enfermedades transmitidas por vectores, constituyen uno de los principales problemas de salud pública en México, ya que por sus características geográficas y climáticas, así como sus condiciones demográficas y socioeconómicas, presenta un alto factor de riesgo de transmisión de una o más de esas enfermedades dependiendo de la entidad federativa (SSA, 2009).

El hábito hematófago de las hembras de mosquitos, los convierte frecuentemente en problemas sanitarios muy molestos, además de que a través de su picadura transmiten agentes patógenos causantes de enfermedades a vertebrados como; diversas encefalitis, dengue, malaria (paludismo) y filariasis (Muñoz *et al.*, 2006).

2.3.1.- Dengue

El dengue es una enfermedad viral infecciosa, reemergente, de carácter endémico-epidémico y ocasionada por cuatro serotipos (DEN-1, DEN-2, DEN-3 y DEN-4), pertenecientes a la familia Flaviviridae (SSA, 2009). Los cuatro serotipos producen, por lo general, una enfermedad febril autolimitada; sin embargo, tienen un espectro clínico muy amplio que va desde formas asintomáticas hasta su forma más grave. Es la enfermedad más importante a nivel mundial en términos de morbilidad, mortalidad y afectación económica (Mora *et al.*, 2010).

En la actualidad es una de las arbovirosis más frecuentes que afectan al hombre y que constituye un severo problema de salud pública en el mundo, especialmente en la mayoría de los países tropicales y subtropicales (Guzmán *et al.*, 2006), se presenta en contextos con climas cálidos (de 15 a 40°C) y con niveles de precipitación pluvial moderados y altos (Caballero *et al.*, 2006), donde las condiciones del ambiente favorecen el desarrollo y la proliferación del *Aedes aegypti*, principal mosquito vector (Guzmán *et al.*, 2006; Caballero *et al.*, 2006).

El transporte pasivo de la especie, que el hombre efectúa por vía aérea, marítima y terrestre, de huevos, larvas y adultos de este culícido, ha dispersado este mosquito con consecuentes epidemias de dengue en la mayoría de los países re infectados (Marquetti *et al.*, 2005).

2.3.2.- Fiebre amarilla

La fiebre amarilla es un síndrome de fiebre hemorrágica ocasionada por un flavivirus, el virus de la fiebre amarilla, y que es transmitido por los mosquitos *Aedes aegypti* y *Haemagogus* spp. El virus de la fiebre amarilla ha causado epidemias importantes en el continente Americano, África y Europa (Góngora, 2004).

La enfermedad es producida por el virus de fiebre amarilla, ARN, perteneciente a la familia Flaviviridae. Es un virus pequeño de 40 a 60 nm, con envoltura, capaz de multiplicarse en el citoplasma de las células infectadas. Existe sólo un serotipo que es antigénicamente conservado (Abarca *et al.*, 2001).

El periodo de incubación de este virus es de 3 a 6 días, ocasiona una mortalidad del 20%, no tiene preferencia por edades ni por género. Posterior al período de incubación la enfermedad se manifiesta por ictericia, hemorragias, vómitos negros, anuria y delirio final, ocasionado por la necrosis hepática que ocasiona esta fiebre hemorrágica (Góngora, 2004). La forma grave de la enfermedad, se caracteriza por daño hepático, renal y miocárdico así como hemorragias presentando una alta mortalidad (Abarca *et al.*, 2001).

El virus de la fiebre amarilla tiene un ciclo selvático y un ciclo urbano. En el ciclo selvático participan los monos y los mosquitos *Aedes* en África y los mosquitos *Haemagogus* en las selvas tropicales americanas (Góngora, 2004).

2.3.3.- Malaria o paludismo

La malaria es una enfermedad humana causada por protozoarios del género *Plasmodium*, existen cuatro especies del parásito, *P. vivax*, *P. falciparum*, *P. malariae* y *P. ovale*. Estos son transmitidos de un hospedante infectado a otro sano mediante picadura de hembras de mosquito del género *Anopheles* (Vargas, 2003). En México, los mosquitos de este género tienen hábitos hematófagos oportunistas, alimentándose de mamíferos diversos, pero si encuentran hospedantes humanos disponibles, se alimentan de ellos. Por esta razón, el paludismo en México es menos estable que en África, continente donde hay anofelinos antropofílicos (SSA, 2009).

Actualmente, casi todos los casos de paludismo corresponden a *P. vivax* agente causal de la fiebre terciana benigna y muy pocos casos a *P. falciparum*, causante de la fiebre terciana maligna, la cual es potencialmente letal. Clínicamente se caracteriza por episodios paroxísticos (fiebre, escalofríos y sudoración), cuando no es tratado oportuna y adecuadamente puede cursar con anemia, esplenomegalia y tener evolución crónica (SSA, 2009).

Sus manifestaciones clínicas más importantes son fiebre, escalofríos y dolor de cabeza, cuando progresa la enfermedad, ictericia, anemia entre otras. Las características clínicas más específicas y la gravedad de la enfermedad

dependen de la especie de *Plasmodium* involucrado en la infección, siendo *P. falciparum* el que causa una enfermedad más grave y eventualmente mortal (Vargas, 2003). El paludismo, es un problema de salud pública en numerosos países de América Latina, donde se considera una enfermedad endémica de alta prevalencia (Pérez & Lannacone, 2004). Además constituye un problema de salud en gran parte de los países tropicales y subtropicales (Molina & Figueroa, 2009).

2.3.4.- Filariasis canina o enfermedad del gusano del corazón

La filariasis es una enfermedad producida por la parasitación de nemátodos pertenecientes a la clase Filarioidea, géneros *Dirofilaria* y *Dipetalonema*, especies *D. immitis*, *D. repens*, *D. dracunculoides*, *D. reconditum* y *D. grassii*. Estos se llegan a alojar en el corazón del perro y le pueden producir daño. Aunque en la literatura siempre se cita a *D. immitis* como la filaria canina de mayor patogenicidad, las demás especies de filarias son reconocidas hasta hace poco tiempo como de baja patogenicidad (Bolio *et al.*, 2002).

Dirofilaria immitis Leidy, es un parásito común que se encuentra en las cavidades del corazón y en las arterias pulmonares de caninos y felinos (Aparecida *et al.*, 2008), donde se reproducen y eliminan al torrente sanguíneo las microfilarias (L1). Los mosquitos, al picar a sus hospedantes ingieren las microfilarias, y en el intestino y túbulos de Malpighi se desarrollan los estadios larvales L2 y L3. Este último será transmitido a un animal susceptible u

hospedante definitivo (Notarnicola & Navone, 2007), como perros o gatos (Chipana *et al.*, 2002), zorros, lobos y como hospedante accidental al hombre (Corimanya *et al.*, 2004).

Las microfilarias, son transmitida por mosquitos vectores perteneciente a los géneros *Aedes*, *Anopheles*, *Culex* (Chipana *et al.*, 2002; Corimanya *et al.*, 2004). La filariasis se encuentra ampliamente distribuida en zonas tropicales y subtropicales del mundo, con tendencia a presentarse también en climas fríos (Notarnicola & Navone, 2007).

2.3.5.- Encefalitis causado por el Virus del Oeste del Nilo (VON)

Este tipo de encefalitis es una enfermedad causada por el género *Flavivirus* de la familia Flaviviridae, pertenece taxonómicamente al serocomplejo de la encefalitis japonesa (Rappole *et al.*, 2000). Es una partícula esférica de 50 nm de diámetro, la nucleocapside contiene un genoma de ARN de cadena sencilla con sentido positivo con una longitud de aproximadamente 11,000 bp empaquetado dentro de un centro de proteína C (Peña *et al.*, 2005).

Las aves son hospedantes naturales y se consideran como hospedantes amplificantes del virus, que es mantenido en la naturaleza en un ciclo de transmisión de mosquito–ave–mosquito que involucra a algunas especies del género *Culex*, como: *Culex pipiens*, *Culex restuans* y *Culex quinquefasciatus* (Reisen *et al.*, 2005).

El VON ha sido detectado en 150 especies de aves silvestres y domésticas, siendo las del orden Passeriformes las más susceptibles. Estas

desarrollan los más altos niveles de viremia y diseminan altas cantidades de virus en fluidos oral y cloacal. En las Passeriformes las infecciones pueden resultar en severos signos neurológicos y altas tasas de mortalidad (Peña *et al.*, 2005).

Esta enfermedad es transmitida por mosquitos vectores, se propaga a un amplio espectro de vertebrados a través de mosquitos infectados. Debido a la proximidad espacial y temporal de las infecciones de aves y humanos, los epidemiólogos han llegado a la conclusión que la transmisión sigue un ciclo enzoofático. Las aves actúan como reservorio natural de virus, infectando a los mosquitos que a su vez infectan a los vertebrados (Siller *et al.*, 2010).

En los humanos, el VON produce generalmente una infección asintomática o una enfermedad febril leve. Los síntomas de la infección incluyen fiebre, cefalea y mialgias, ocasionalmente con erupción cutánea y edema de glándulas linfáticas. La infección más grave puede caracterizarse por cefalea, fiebre alta, rigidez del cuello, estupor, desorientación, coma, temblor, convulsiones, debilidad muscular, parálisis y raramente muerte (Téllez *et al.*, 2006). Las especies de mosquitos que pueden transmitir el VON son; *Culex pipiens*, *Culex restuans* y *Culex quinquefasciatus* (Reisen *et al.*, 2005).

En México en el año 2003, se reportó la existencia de transmisión del VON a partir de transfusión sanguínea y a través de trasplante de órganos. Así mismo, se han reportado casos en los que el virus es transmitido durante la lactancia a través de la leche materna por una mujer infectada a su bebé. En

México, la presencia del virus en humanos, equinos y aves es una realidad y debe considerarse una enfermedad infecciosa emergente (Téllez *et al.*, 2006).

En el año 2002, se realizó un estudio serológico con 441 muestras de suero de equino y se detectaron anticuerpos contra VON en 97 muestras (22%); también se han reportado casos sospechosos en los estados tropicales, particularmente en la región sur de México y en la frontera con los Estados Unidos de América. Ese mismo año, fueron identificados 21 equinos con serología positiva en los Estados de Coahuila y Tamaulipas. Del año 2003 al 2006, se registraron otros 290 casos en aves y equinos confirmados mediante serología positiva en las dos entidades identificadas en el año anterior y además en otros seis estados de la República Mexicana (Cuadro 1) (Téllez *et al.*, 2006).

Cuadro 1. Estados de la República Mexicana donde se han reportado casos positivos de VON en aves o equinos al 17 de abril del 2006.

Estados	Equinos	Aves
Michoacán	4	0
Nuevo León	4	0
Oaxaca	0	52
Sinaloa	0	32
Sonora	3	0
Veracruz	10	0

Centro Nacional de Vigilancia Epidemiológica, Secretaría de Salud, México (Téllez *et al.*, 2006).

2.4.- Clasificación taxonómica de *Culex quinquefasciatus* Say (Triplehorn & Johnson, 2005).

Phyllum: Arthropoda

Subphyllum: Atelocerata

Clase: Hexápoda (Insecta)

Subclase: Pterygota

Orden: Diptera

Suborden: Nematocera

Infraorden: Culicomorpha

Supefamilia: Culicoidea

Familia: Culicidae

Subfamilia: Culicinae

Tribu: Culicini

Género: *Culex*

Especie: *Cx. quinquefasciatus*.

2.5.- Características morfológicas de *Culex quinquefasciatus* Say

Machos y hembras se alimentan de sustancias azucaradas liberadas de las plantas. Durante el apareamiento las hembras se alimentan de sangre, los machos viven exclusivamente alimentándose de sustancias azucaradas. Una sola hembra oviposita cinco balsas de huevos durante su vida. El número de huevos por balsa varía según las condiciones climáticas (Larrick & Connelly, 2009).

Es una especie de mosquito cosmopolita en países con regiones tropicales, subtropicales y regiones templadas (Méndez *et al.*, 2000; Lima *et al.*, 2003). Es considerada una especie antropofílica, asociada al hábitat humano tanto urbano como rural, con una etapa larval capaz de desarrollarse en condiciones de agua altamente contaminada (Bisset *et al.*, 1998; Malafronte *et al.*, 2003; Salazar & Moncada 2004).

Es un mosquito vector de varias enfermedades que afectan a la fauna silvestre y a humanos (Warner, 1968; van Riper *et al*, 1986). Se ha relacionado con la transmisión de filarias como *Wuchereria bancrofti* y desempeña una función importante en la transmisión de la encefalitis (Subra, 1981). *Dirofilaria immitis*, virus del oeste del nilo (Rivas *et al.*, 1997; Goddard *et al.*, 2002).

2.5.1.- Huevo

Los huevos de *Culex quinquefasciatus* son depositados en balsas, ligeramente ovalados pegados uno a otro, con 100 o más huevos por balsa (Figura 1), normalmente eclosionan de 24 a 30 horas después de haber sido depositados (Larrick & Connelly, 2009).



Figura 1. Huevos de *Culex quinquefasciatus* (Universidad de Florida, 2009).

2.5.2.- Larva

La alimentación es a base de microorganismos como bacterias, hongos, protozoarios, detritos de animales y vegetales (Darsie & Ward, 2005). Tienen cabeza corta y gruesa más oscura hacia la base. Los cepillos bucales tienen filamentos largos y amarillos que se utilizan para filtrar materiales orgánicos. El abdomen está formado de ocho segmentos, cada segmento tiene un patrón

único de setas. El sifón respiratorio se encuentra en la parte dorsal del abdomen, y es cuatro veces más largo que ancho, con pelos múltiples (Figura 2) (Larrick & Connelly, 2009). La duración del periodo larval varía de 8 a 10 días en condiciones óptimas (Darsie & Ward, 2005).



Figura 2. Larva de *Culex quinquefasciatus* (Universidad de Florida, 2009).

2.5.3.- Pupa

Al igual que otras especies de mosquitos, *Culex quinquefasciatus* en estado pupa tiene forma de coma, está compuesta de una cabeza fusionada con el tórax (cefalotórax) y abdomen. El color del cefalotórax varía con el hábitat y se oscurece en la parte posterior. Las trompetas respiratorias, son unos tubos que se extienden fuera del cuerpo, se ensanchan hacia la parte apical, donde muestran un color más claro. El abdomen tiene ocho segmentos, los cuatro primeros segmentos son los más oscuros y el color se aclara hacia la parte posterior. El apéndice del abdomen, es translúcido con dos pequeñas setas en el extremo posterior (Figura 3) (Larrick & Connelly, 2009).



Figura 3. Pupa de *Culex quinquefasciatus* (Universidad de Florida, 2009).

2.5.4.- Adulto

Los adultos varían desde 3.96 hasta 4.25 mm de longitud (Lima *et al.*, 2003). De color marrón, con la probóscide, tórax, alas y tarsos más oscuros que el resto del cuerpo. La cabeza es de color marrón con la parte más claras en el centro. Las antenas y la probóscide tienen aproximadamente la misma longitud, pero en algunos casos las antenas son un poco más cortas. El flagelo tiene trece segmentos con pocas o ninguna escama. El abdomen tiene bandas estrechas, redondeadas en la parte basal de cada terguito. Las bandas apenas tocan los puntos basolaterales y toman forma de media luna (Figura, 4) (Larrick & Connelly, 2009).



Figura 4. Adulto Hembra de *Culex quinquefasciatus* (Universidad de Florida, 2009).

2.6.- Hábitos alimenticios de *Culex quinquefasciatus* Say

En estado inmaduro, se alimenta de microorganismos como bacterias, hongos y protozoarios que se encuentran presentes en el medio acuático. En la etapa adulta la alimentación en ambos sexos es a base de sustancias azucaradas como néctar o exudados de frutos. Sin embargo, las hembras adultas necesitan además ingerir sangre, que es indispensable para llevar a cabo la ovogénesis, la sangre ingerida es importante para incrementar la viabilidad de los embriones (Balestrini, 2005; Triplehorn & Johnson, 2005).

2.7.- Hábitat de *Culex quinquefasciatus* Say

Los estadios inmaduros se desarrollan preferentemente en depósitos de agua y los criaderos son variados, constituidos por aguas con un alto grado de contaminación, abundante contenido de materia orgánica, con detritos en proceso de fermentación, en ambientes sombreados, lénticos cercanos al ambiente domiciliario (Salazar & Moncada, 2004).

2.8.- Distribución geográfica de *Culex quinquefasciatus* Say

El mosquito común *Culex 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 (Sardelis *et al.*, 2001). Habita en regiones tropicales y subtropicales, abunda principalmente en América y África tropical, sur de Asia, Nueva Guinea, Australia y el sur de Estados Unidos, aunque existen zonas de intergradación; Norteamérica, norte

del Japón, Sur Oriente de Australia, Medio Oriente, área central de Argentina y África entre los 30° y los 33° de latitud sur (Salazar & Moncada, 2004).

2.9.- Control de los mosquitos

Para el control de los mosquitos, se requieren de conocimientos sobre los hábitos de cada una de las especies, así como conocer las características climáticas y topográficas del lugar a tratar (Olkowski *et al.*, 1992).

Tradicionalmente para el control de poblaciones de culcideos se han empleado medios biológicos y químicos, donde el control biológico es específico y de bajo o nulo impacto ambiental, y el control químico es económico y eficaz pero de un gran impacto ambiental (Murúa *et al.*, 2005).

2.9.1.- Control biológico

El control biológico es una opción importante para reducir poblaciones de mosquitos, especialmente por las recientes restricciones en el uso de plaguicidas y manejo del ambiente, así como los continuos problemas de resistencia a insecticidas (Rey *et al.*, 2004). Lo importante en el uso de agentes biológicos, radica en su especificidad en cuanto al hospedante, lo que conlleva a la mínima afectación a otras especies no blanco y al ambiente (Suárez *et al.*, 2005).

Métodos alternativos de control, como el uso de extractos de la esponja marina *Ircinia campana* con potencial insecticida y gran capacidad de biodegradación, han mostrado su efectividad sobre larvas de IV estadio de

Culex quinquefasciatus en condiciones de laboratorio a 25 °C y 75% de humedad relativa (Martínez *et al.*, 2007).

Mosquitos del género *Toxorhynchites*, cuyas hembras no se alimentan de sangre, han atraído la atención porque sus larvas depredadoras se alimentan de otras especies de mosquitos, algunos de ellos vectores. *Toxorhynchites rutilus*, es una especie nativa de Norte América, criada y liberada previamente para control de mosquitos y pudiese ser una alternativa conveniente en el manejo integrado de culícidos del genero *Aedes* y *Culex* (Lounibos & Campos, 2002).

Bacillus thuringiensis es una bacteria entomopatógena del suelo, aeróbica facultativa, Gran positiva, caracterizada por la producción de un cuerpo paraesporal o cristal de proteínas conocidas como delta-endotoxinas o proteínas Cry. Estos cristales se forman durante el proceso de esporulación y en ellos reside la actividad tóxica de *B. thuringiensis* hacia larvas de diferentes órdenes de insectos (Hofte & Whiteley, 1989; Ibarra *et al.*, 2006). Entre estos se encuentran los dípteros, implicados en problemas de salud pública como *Aedes aegyptii* y *Culex quinquefasciatus* (Poveda & Martínez, 2008). Dichos cristales presentan diferentes formas: bipiramidales, esféricas, cuadradas, entre otras (Hofte & Whiteley, 1989), causa parálisis del epitelio intestinal, ruptura de las microvellosidades, cambios en los organelos citoplasmáticos y finalmente, la muerte de la larva (Hofte & Whiteley, 1989; Schnepf *et al.*, 1998).

La bacteria *Bacillus sphaericus* puede presentarse como Gram⁺ y como Gram⁻, aeróbico formador de esporas esféricas. Posee cristales redondeados

que son los productores de endotoxina. Esta toxina es la que ocasiona la muerte de la larva del mosquito (Yousten & Davidson, 1982). Al ser ingerida la toxina, ocurren cambios patológicos en las células del intestino de la larva, produciendo parálisis de la pared intestinal (Priest, 1992). La existencia de cepas más tóxicas que otras dependen de la expresión genética de las proteínas que forman la toxina (Baumann, 1987). Las cepas altamente tóxicas son la 1593, 2362 y 2297 (Priest, 1992). *B. sphaericus* presenta un amplio rango de actividad larvicida (Ramoska y Hophins, 1981), siendo particularmente efectiva para los géneros *Culex* y *Anopheles* (Karch *et al.*, 1990).

El hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* fue evaluado contra mosquitos hembras adultas de *Culex quinquefasciatus* expuestas a un período de tiempo de 24 y 48 horas. Los resultados demuestran que los mosquitos adultos de *Culex quinquefasciatus* son susceptibles a *Metarhizium anisopliae*, cuando son tratadas a una dosis adecuada, por lo tanto, se considera una de las estrategias de control biológico (Scholte *et al.*, 2003).

El hongo entomopatógeno *Leptolegnia chapmanii* (Straminipila: Peronosporomycetes), ha sido aislado de larvas de varias especies de culícidos. *L. chapmanii* actúa al liberar zoosporas móviles (fase asexual), las cuales se unen por quimiotactismo a la cutícula larval, se enquistan, y por mediación de factores mecánicos y enzimáticos, penetran al cuerpo de las larvas, crecen rápidamente en su interior invadiendo los distintos órganos y tejidos ocasionando su muerte. Posteriormente *L. chapmanii* emerge del

cadáver para generar más zoosporas, las cuales pueden infectar nuevas larvas (Pelizza *et al.*, 2009).

El nemátodo *Romanomermis inyengarim* de familia Mermithidae ha demostrado ser eficaz en el control de las larvas de mosquitos en condiciones de laboratorio y campo, reduciendo altas densidades poblacionales de larvas de mosquitos de los géneros *Anopheles*, *Culex* y *Aedes* (Santamarina & Bellini, 2000). Especie nativa de la India y empleada por primera vez en México en el Estado de Oaxaca. *R. inyengari*, parasita eficientemente larvas en todos los instares de desarrollo. *R. iyengari* es una alternativa ecológica viable para ser utilizada en un programa de manejo integrado de *Culex quinquefasciatus* (Santamarina & Pérez, 1998).

Las evaluaciones realizadas con plantas, como extractos acuosos, extractos acetónicos y aceites vegetales para eliminar larvas de mosquitos se han incrementado. Entre las plantas que han destacado contra larvas de mosquitos se encuentra el género *Annona squamosa* en el control de larvas de *Culex quinquefasciatus*, razón por la cual es importante tomar en cuenta esta alternativa natural en los programas de manejo integrado y bioracional de mosquitos (Pérez *et al.*, 2004). La fabacea *Copaifera reticulata* tiene efecto larvicida y que actúa en el IV instar larvario de *Culex quinquefasciatus* (Silva *et al.*, 2003).

En la India se analizaron extractos de plantas de las especies *Vitex negundo*, *Ocimum sanctum* y *Zingiber officinalis*, como larvicidas contra larvas de *Culex quinquefasciatus* de tercer instar. Así mismo como adulticidas en las

mismas especies, observando mortalidades de 80-100% en las mezclas de las tres especies en el control de larvas y adultos. Se recomienda utilizarlas como larvicidas en hábitats acuáticos o como adulticidas asperjando alrededor de las viviendas (Anath *et al.*, 2009).

2.9.2.- Control químico

El uso de insecticidas químicos ha sido la forma más utilizada en los programas de control. Estos se han empleado por más de 60 años, inicialmente se usaron piretrinas, posteriormente se introdujeron insecticidas de mayor persistencia como los organoclorados, carbamatos, y organofosfatos y piretroides (Phillips, 2001), también se utilizan en pequeña escala los insecticidas microbianos y los reguladores de crecimiento (Ware & Whitacre, 2004).

Los insecticidas utilizados para el control de mosquitos vectores de enfermedades, se dividen en larvicidas y adulticidas. La detección de una población de mosquitos inmaduros en áreas donde la reducción de fuentes o el control biológico no son factibles, puede requerir de aplicaciones de larvicidas para prevenir la emergencia de mosquitos adultos (Rose, 2001).

2.10.- Clasificación de los insecticidas.

Se clasifican en función de algunas de sus características principales, como son la toxicidad, vida media, estructura química y uso. La Organización Mundial de la Salud en 1978, estableció una clasificación basada en su

peligrosidad o grado de toxicidad aguda, definida ésta como la capacidad del plaguicida de producir un daño agudo a la salud a través de una o múltiples exposiciones, en un período de tiempo relativamente corto. La toxicidad se mide a través de la dosis letal media (DL_{50}), concentración letal media (CL_{50}) o tiempo letal medio TL_{50} (Cuadro 2). Por su vida media, los plaguicidas se clasifican en permanentes, persistentes, moderadamente persistentes y no persistentes (Cuadro 3) (Ramírez & Lacasaña, 2001). De acuerdo a su estructura química, los plaguicidas se clasifican en diversas familias (Cuadro 4) (Devine *et al.*, 2008).

Cuadro 2. Clasificación de los plaguicidas según su toxicidad, expresada en DL₅₀ (mg/kg).

Clase	Toxicidad	Ejemplos
Clase IA	Extremadamente tóxicos	Paratión, dieldrín
Clase IB	Altamente tóxicos	Eldrín, diclorvos
Clase II	Moderadamente tóxicos	DDT, clordano
Clase III	Ligeramente tóxicos	Malatión

(Ramírez y Lacasaña, 2001).

Cuadro 3. Clasificación de los plaguicidas según su vida media de efectividad

Persistencia	Vida media	Ejemplos
No persistente	De días hasta 12 semanas	Malatión, diazinón, carbarilo, diametrín
Moderadamente persistente	De 3 a 18 meses	Paratión, lannate
Persistente	De 19 meses a 20 años	DDT, aldrín, dieldrín
Permanentes	Indefinidamente	Productos hechos a base de mercurio, plomo y arsénico

(Ramírez & Lacasaña, 2001).

Cuadro 4. Clasificación de insecticidas por familia.

Familias	Ejemplos.
Carbamatos	Aldicarb, bendiocarb, carbaril, carbofuran, carbosulfan, metiocarb, metomil, pirimicarb, tiodicarb
Organofosfatos	Acefato, clorpirifos, diazinon, dimetoato, fenitrothion, fention, malation, metamidofos, monocrotofos, paration, pirimifos, profenofos, temefos
Organoclorados	DDT
Ciclodienos organoclorados	Clordano, endosulfan, gamma-hch(lindano)
Fenilpirazoles (Fiproles)	Fipronil
Piretroides	alletrin, bifentrina, ciflutrina, lambda-cialotrina, cipermetrina, deltametrina, fenvalerate, permetrina, resmetrina
Piretrinas	Piretrinas (piretrum)
Neonicotinoides	Acetamiprid, imidacloprid, nitenpiram, tiacloprid, tiametoxam
Nicotina	Nicotina
Spinocin	Spinosad
Avermectinas	Abamectin, emamectin benzoato
Diafentiuron	Diafentiuron
Clorfenapir	Clorfenapir
Benzoilureas	Novaluron, Diflubenzuron, Teflubenzuron
Diacilhidrazinas	Halofenozid, Tebufenozid
Indoxacar	Indoxacarb

(Devine *et al.*, 2008).

2.11.- Modo de acción de los insecticidas

La mayoría de los insecticidas están hechos para matar cierta población de organismos y en su mayoría intervienen en el bloqueo de algunos procesos metabólicos. El modo de acción se puede definir como la respuesta bioquímica y fisiológica de los organismos (Cuadro 5) (Ponce *et al.*, 2006).

Cuadro 5. Modo de acción de los insecticidas

Insecticidas	Modo de acción
Organofosfatos Carbamatos	Inhibición directa de la enzima acetilcolinesterasa
Ciclodienos y HCH	Excesiva liberación de acetilcolinesterasa
Piretroides, DDT y análogos	Interrupción de la transmisión axonal al bloquear canales de sodio
Fosfine, cianide y rotenoides	Inhibición de respiración por acción en componentes mitocondriales de la cadena respiratoria
<i>Bacillus thuringiensis</i> (BT) y endotoxina	Alteración del flujo iónico en las células epiteliales

(Badii & Garza, 2007; Devine *et al.*, 2008).

2.12.- Repelentes

Los repelentes de insectos, principalmente de N, N-dietil-metatoluamida (DEET), se utilizan para prevenir picaduras o molestias de los mosquitos, así como de garrapatas, tábanos y arañas. Estos ayudan en la prevención de la transmisión de enfermedades por artrópodos, sin embargo, estos métodos no deben ser considerados como básicos en la prevención de enfermedades (Rose, 2001).

2.13.- Resistencia a insecticidas

La resistencia a los insecticidas se define como la habilidad complementaria y hereditaria propia de un individuo o conjunto de ellos, que los capacita fisiológica y etológicamente, para bloquear la acción tóxica de un insecticida por medio de mecanismos metabólicos y no metabólicos y en consecuencia, sobrevivir a la exposición de dosis que para otros sería mortal (WHO, 1957; Shidrawi, 1992).

La resistencia a insecticidas es un problema serio en el éxito de los programas de control de vectores. Existen infinidad de reportes de resistencia en géneros de mosquitos de importancia médica. El fenómeno de la resistencia se origina por la presencia de algunos individuos dentro de una población natural de genes, que regulan algunos mecanismos que hacen que los mismos toleren dosis de insecticidas mayores (Figuroa *et al.*, 2006).

La dehidroclorinasa es el factor de mayor importancia en la resistencia al DDT, las enzimas carboxilesterasas, fosforotriesterasas, acetilcolinesterasa, glutation-s-transferasas están involucradas en la resistencia a organofosfatos y las oxidasas de función mixta (MFO) en la resistencia a piretroides y DDT, las esterasas confieren resistencia tanto a organofosfatos como a piretroides (Brogdon & Mc Allister, 1998).

Los genes de la resistencia pueden dispersarse en las poblaciones locales de insectos e incluso en las del mundo, se transfieren de una generación a otra de acuerdo a las Leyes de la Genética Mendeliana (Reyes & Neus, 2000). Los patrones de distribución de estas variantes genéticas en

poblaciones naturales son el efecto conjunto de varias fuerzas evolutivas y factores demográficos como la selección, mutación y ciclo de vida (Fonseca & Quiñones, 2005),

2.13.1.- Resistencia cruzada

La resistencia cruzada se considera como el fenómeno por el cual una población de insectos, sometida a presión de selección con un plaguicida, adquiere resistencia a él y a otros insecticidas relacionados toxicológicamente que no han sido aplicados, pero que son afectados, al menos, por un mecanismo de resistencia común. (Figuroa *et al.*, 2006). Las esterasas intervienen en la resistencia a organofosfatos y actúa en la detoxificación de los carbamatos (Bisset, 1996).

2.13.2.- Resistencia múltiple

Cuando dos mecanismos de resistencia actúan sobre un mismo insecticida, el nivel de resistencia es a menudo mucho mayor que la adición simple de los niveles de resistencia conferidos por ambos mecanismos de forma independiente. El término de resistencia múltiple no necesariamente involucra el término de resistencia cruzada, porque un insecto puede ser resistente a dos insecticidas o más, y cada resistencia puede ser atribuida a diferentes mecanismos (Bisset, 2002).

2.13.3.- Propensión a la resistencia

La resistencia no evoluciona a la misma velocidad en todas las especies o poblaciones, se puede desarrollar más rápido en algunas poblaciones que en otras. Por ejemplo en mosca doméstica y mosquitos, la resistencia evoluciona rápido hacia el piretroide permetrina y más lento hacia el complejo de toxinas de *Bacillus thuringiensis israelensis* (BTI) (Goerghiou, 1990).

La resistencia en poblaciones de insectos depende del volumen y la frecuencia del insecticida utilizado para su control. Otro factor muy importante para el desarrollo de resistencia a insecticidas es el ciclo de vida del insecto. Por ejemplo los mosquitos tienen todas las características que los hacen desarrollar una resistencia rápida por tener un ciclo de vida corto con abundante descendencia (Hemingway & Ranson, 2000).

2.13.4.- Mecanismos de resistencia a insecticidas.

Los principales mecanismos de resistencia a insecticidas (Caudro 6), son las alteraciones en el sitio acción y un incremento en la tasa de detoxificación de los insecticidas (Patil *et al*, 1996). Se proponen también mecanismos basados en la respuesta al estrés térmico, penetración disminuida, incremento en las tasas de excreción y cambio de comportamiento que eviten el contacto con los insecticidas aún y los vectores sean susceptibles a estos (Brogdon & McAllister, 1998).

Cuadro 6. Mecanismos de resistencia a insecticidas.

Insecticidas	Mecanismos de resistencia
Organofosforados Carbamatos	Incremento en la detoxificación y/o acetilcolinesterasa insensible
Ciclodienos y HCH	Insensitivo GABA receptor de proteína
Piretroides, DDT y análogos	Insensitivo canal de sodio y/o incremento en detoxificación
Fosfine, cianide, rotenones	Cambios proteina (S) respiratorias, detoxificación metabólica, reducida (fosfina)
<i>Bacilos thuringiensis</i> (BT) γ-endotoxina	Receptores alterados y/o disminución en número de receptores

(Badii y Garza, 2007).

2.13.5.- Factores que influyen en la evolución de la resistencia

Los factores que influyen en la evolución de la resistencia se clasifican en tres categorías: factores genéticos, biológicos y operacionales. Los factores genéticos se relacionan principalmente con la frecuencia y dominancia de los alelos de resistencia, en tanto que los biológicos incluyen el ciclo de vida, el número de descendientes por generación y las tasas de flujos genéticos. Los factores genéticos y biológicos son intrínsecos a las especies y por lo tanto se escapan del control humano. Los factores operacionales si pueden ser manejados a fin de evitar o retardar el desarrollo de resistencia. Estos factores se asocian directamente con el tiempo, dosis y formulación del insecticida, el estadio seleccionado y el uso previo de insecticidas relacionados (Georghiou, 1990).

2.13.6.- Control del desarrollo de la resistencia a plaguicidas

Para controlar la resistencia hacia los plaguicidas, es importante utilizar todos los métodos disponibles para prevenir o retardar el incremento de los niveles de resistencia (Bisset, 2002), tales como:

Evitar el uso de formulaciones de alta persistencia ambiental., Usar plaguicidas a las dosis mínimas efectivas., Dejar algunas generaciones sin seleccionar., Cuando un plaguicida deje de ser efectivo no aumentar la dosis ni el número de aplicaciones., Usar insecticidas autorizados., Evaluar la efectividad biológica de los plaguicidas autorizados antes de que se usen en su localidad., Usar plaguicidas que presenten una resistencia cruzada limitada., Alternar plaguicidas que presenten una resistencia cruzada negativa entre ellos, Reducir el uso de plaguicidas con elevada propensión a resistencia a una sola generación de especies por temporada., Hacer uso de la mayor cantidad de medidas no-químicas para el control de una población y Realizar un registro detallado de las actividades de control químico.

2.14.- Bioensayos

El término bioensayo, cubre todos los experimentos donde la potencia de un insecticida se mide con referencia a una población estandarizada de insectos susceptibles. El principal objetivo del bioensayo es calcular el nivel de estímulo necesario para obtener respuesta en una población de individuos de una misma especie (Busvine, 1971).

La CDC, recomienda la utilización de botellas impregnadas con insecticidas. En pruebas de laboratorio, se encontró que los bioensayos donde se utilizaron las lecturas de tiempo-mortalidad (TL), fueron más sensibles en la detección de cambios de susceptibilidad, mostrando una mejor correlación con los ensayos bioquímicos en microplacas para mecanismos de resistencia, que los bioensayos que utilizan las lecturas dosis-mortalidad (DL) (Brogdon & Barber, 1990; Brogdon & McAllister, 1998).

Los resultados de los bioensayos, se expresarán preferentemente como líneas de respuesta (LR) log-dosis Probit, con el porcentaje de mortalidad contra la dosis de insecticida en microgramos de ingrediente activo (mg i.a). Cuando se tienen varias LR hacia un mismo plaguicida en diferentes cepas de la misma especie, su ubicación relativa sobre el eje de las abscisas respecto al punto de intersección de los ejes de coordenadas, permite inferir sobre la presencia de individuos susceptibles o resistentes según la cepa, es decir; entre más alejada se encuentre la LR del punto de intersección de los ejes de coordenadas, se puede considerar que la cepa es más resistente (WHO, 1992).

Con la información obtenida en los bioensayos, se pueden tomar decisiones sobre la dosis requerida para matar 50% ó 90% de una población de individuos de la misma especie, esto permite detectar el porcentaje de mortalidad durante un periodo de tiempo, así como la presencia de resistencia en campo (WHO, 1992).

2.15.- Bioensayos realizados con *Culex quinquefasciatus* Say

En la Comarca Lagunera se realizaron bioensayos con los insecticidas malation y permetrina, utilizando tres poblaciones de *Culex quinquefasciatus*; Torreón, Coahuila (Pérez, 2009), La Rosita, Coahuila (Hernández, 2009) y San Pedro, Coahuila (Albores, 2009), resultando más resistente la población de San Pedro, Coahuila al insecticida malation, mientras que las líneas de respuestas hacia el insecticida permetrina resultaron estadísticamente iguales, por lo tanto las tres poblaciones estudiadas son resistentes al insecticida permetrina.

3.- MATERIALES Y MÉTODOS

3.1.- Ubicación del trabajo

El sitio de colecta se localizó en la margen del Rio Nazas, Municipio de Torreón Coahuila (Figura 5), con la ubicación de acuerdo al GPS; N 25°34'14.09" y W 103°27'04.52".

Los bioensayos se realizaron en el Laboratorio del Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro" Unidad Laguna, ubicado en el ejido San Antonio de los Bravos, Periférico Raúl López Sánchez kilometro 2, C,P 27059. Torreón, Coahuila, México.



Figura 5. Ubicación del lugar de colecta UAAAN-UL.

3.2.- Colecta del material biológico

Se seleccionó un sitio de colecta de muestras para el mosquito *Culex quinquefasciatus* que contara con grandes poblaciones de larvas. Durante los meses Julio–Agosto del 2010, se colectaron larvas de tercero a cuarto instar así como pupas (Figura 6), con la finalidad de obtener la cantidad suficiente de mosquitos adultos para realizar los bioensayos necesarios.



Figura 6. Larvas y pupas de *Culex quinquefasciatus* UAAAN-UL.

En las colectas se utilizaron cucharón de colecta con mango y cubetas (Figura 7). Terminada la colecta, las muestras se trasladaban al Laboratorio del Departamento de Parasitología, lugar donde se realizaba la separación las pupas y larvas, depositando solamente pupas en una cubeta para su emergencia. Las cubetas eran cubiertas con tela nylon para evitar que los adultos que emergieran de las pupas colectadas se escaparan. Al siguiente día de la colecta, se realizaban los bioensayos utilizando únicamente hembras recién emergidas.



Figura 7. Material de colecta: Cucharón de colecta de mango largo y Cubeta UAAAN-UL.

3.3.- Identificación del material biológico

El material biológico fue identificado en el Laboratorio de del Departamento de Parasitología por Dr. Aldo Iván Ortega Morales, taxónomo especialista en mosquitos vectores y Profesor de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” Unidad Laguna, Torreón Coahuila (Figura 8).



Figura 8. Identificación del material biológico UAAAN-UL.

3.4.- Insecticidas evaluados

Los insecticidas evaluados en mosquitos hembras fueron: propoxur (carbamato), malation (organofosfato), fention (organofosfato), temefos (organofosfato) y cipermetrina (piretroide).

3.5.- Bioensayos

Impregnación de botellas

Las paredes del interior de las botellas (Wheaton de 250 ml, Figura 9), se impregnaron con soluciones de insecticidas disueltos con acetona. A cada botella se le aplicó una alícuota de un mililitro de cada solución. Cada botella se giraba e invertía de tal manera que las paredes internas de la botella quedaran

cubierta de solución, el giro de las botellas se realizó hacia adelante y hacia atrás durante uno o dos minutos.



Figura 9. Botellas marca Wheaton de 250 ml. UAAAN-UL.

Una vez que la fase líquida fue distribuida uniformemente, las botellas fueron destapadas y colocadas de manera horizontal en una campana de extracción de gases, para eliminar el exceso de acetona (Figura 10). Una vez evaporada la acetona inmediatamente se taparon las botellas y cada una de ellas se envolvió en papel aluminio para que el producto no fuese degradado por la luz y se etiquetaron con la concentración del insecticida. Posteriormente se guardaron en el refrigerador a -4°C para conservarlas hasta su uso.



Figura 10. Campana de extracción de gases UAAAN-UL.

Mosquitos adultos

Se utilizaron hembras adultas de uno a dos días de emergidas para cada uno de los productos. Por cada producto se probaron cuatro concentraciones a grado técnico por botella de 250 ml.

Dosis de exposición de los mosquitos hembras

Se expusieron 40 mosquitos hembras por botella impregnada con las siguientes concentraciones: 400, 600, 1000, 1200 μg /botella de propoxur; 400, 600, 1000, 1200 μg /botella de malation; 800, 1000, 1200, 1400 μg /botella de fention; 800, 1000, 1200, 1400 μg /botella de temefos; 40, 60, 80, 100 μg /botella de cipermetrina. Las hembras permanecieron mínimo de dos horas, tomando datos de tiempo-mortalidad cada minuto para piretroides y cada cinco minutos para organofosfato y carbamato.

Criterio de mortalidad

El criterio de mortalidad fue considerado cuando un mosquito caía al fondo de la botella y no lograba incorporarse al vuelo al agitar la botella (Figura 11).



Figura 11. Criterio de mortalidad del mosquito *Culex quinquefasciatus* UAAAN-UL.

3.6.- Análisis estadísticos

Los datos obtenidos de los bioensayos fueron analizados por el método Dosis Probit, utilizando el programa XLstat Microsoft Office Excel (XLstat, 2011), ingresando intervalos de tiempo en minutos, número de organismos tratados y mortalidad de los mismos por cada una de las concentraciones de los insecticidas.

4.- RESULTADOS

Los resultados obtenidos del programa XLSTAT Microsoft Office Excel (XLSTAT, 2011), para los bioensayos con adultos tratados a concentraciones de; 400, 600, 800, 1000 $\mu\text{g}/\text{botella}$ con el producto de propoxur, se presentan en el Cuadro 7. Las líneas de respuestas se muestran en la Figura 12.

Cuadro 7. Tiempos Letales (minutos) de adultos tratados con propoxur. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.

Concentración	TL ₅	TL ₅₀	TL ₉₅	TL ₉₉
400 μg	-	-	30.076	67.178
600 μg	-	14.193	32.227	39.698
800 μg	-	-	17.779	25.360
1000 μg	3.141	8.293	13.446	15.581

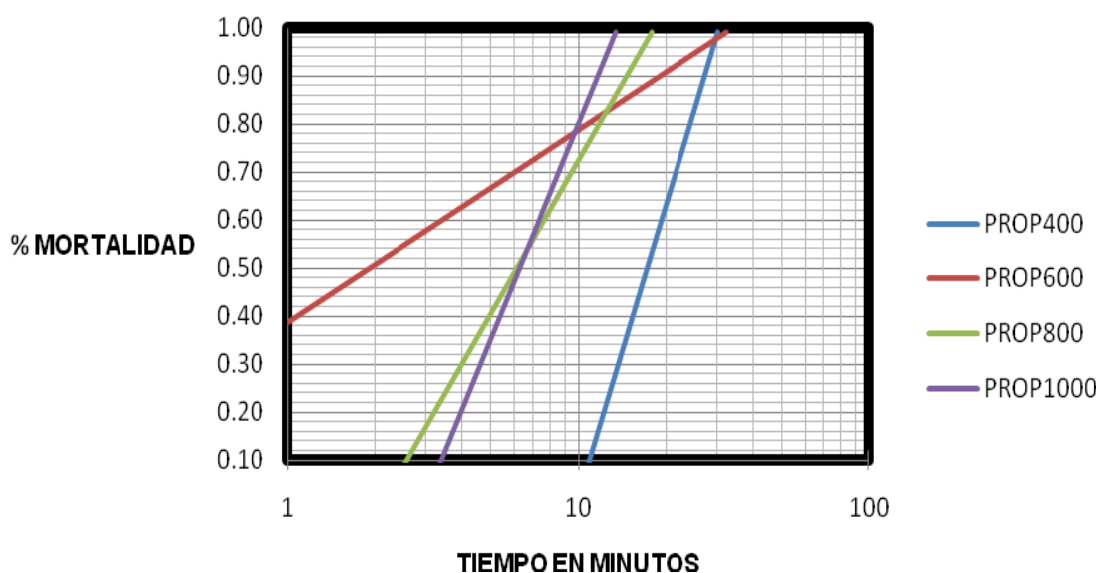


Figura 12. Líneas de respuestas Tiempo-Mortalidad de adultos tratados con propoxur. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila

Los resultados obtenidos en los bioensayos con adultos tratados a concentraciones de; 400, 600, 800, 1000 $\mu\text{g}/\text{botella}$ con el producto de malation, se presentan en el Cuadro 8. Las líneas de respuestas se muestran en la Figura 13.

Cuadro 8. Tiempos Letales (minutos) de adultos tratados con malation. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.

Concentración	TL ₅	TL ₅₀	TL ₉₅	TL ₉₉
400 μg	0.510	17.478	34.445	41.475
600 μg	-	-	23.088	36.867
800 μg	8.341	15.024	27.064	34.537
1000 μg	5.810	14.662	23.513	27.181

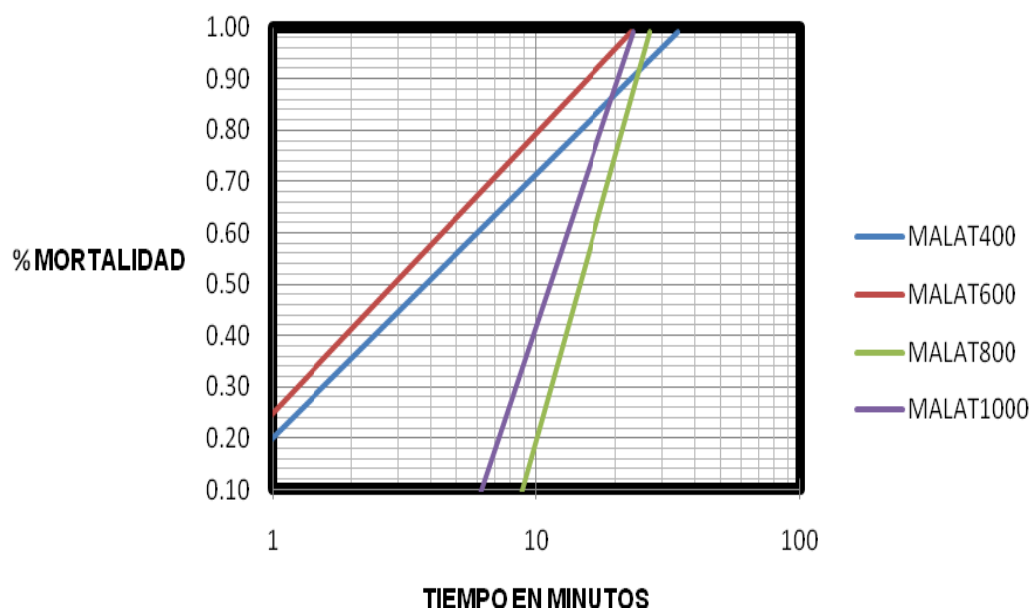


Figura 13. Líneas de respuesta Tiempo-Mortalidad de adultos tratados con malation. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.

Los resultados obtenidos en los bioensayos con adultos tratados a concentraciones de; 400, 600, 800, 1000 $\mu\text{g}/\text{botella}$ con el producto de fention, se presentan en el Cuadro 9. Las líneas de respuestas se muestran en la Figura 14.

Cuadro 9. Tiempos Letales (minutos) de adultos tratados con fention. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.

Concentración	TL5	TL50	TL95	TL99
800 μg	6.838	13.391	26.222	34.641
1000 μg	7.495	13.849	25.591	33.005
1200 μg	11.931	17.065	24.409	28.311
1400 μg	11.844	16.328	22.508	25.710

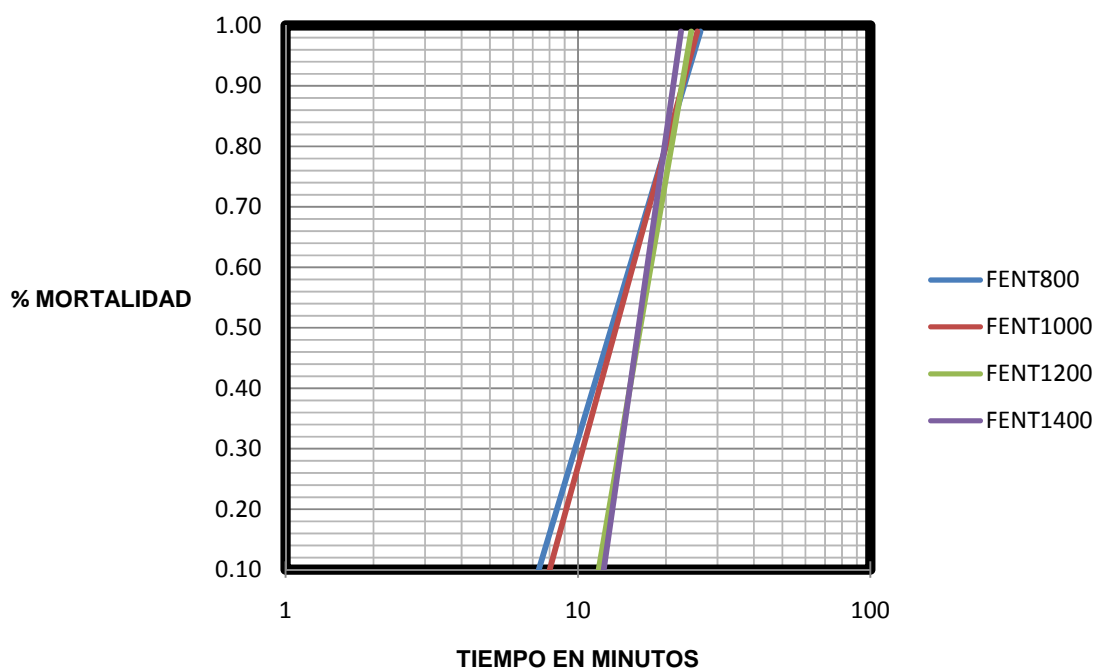


Figura 14. Líneas de respuestas Tiempo-Mortalidad de adultos tratados con fention. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.

Los resultados obtenidos en los bioensayos con adultos tratados a concentraciones de; 800, 1000, 1200, 1400 $\mu\text{g}/\text{botella}$ con el producto de temefos, se presentan en el Cuadro 10. Las líneas de respuestas se muestran en la Figura 15.

Cuadro 10. Tiempos Letales (minutos) de adultos tratados con temefos. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.

Concentración	TL5	TL50	TL95	TL99
800 μg	87.7	152	264	331
1000 μg	13.8	45	146.4	239
1200 μg	21.1	101	180.8	214
1400 μg	25	91.3	157.7	185.2

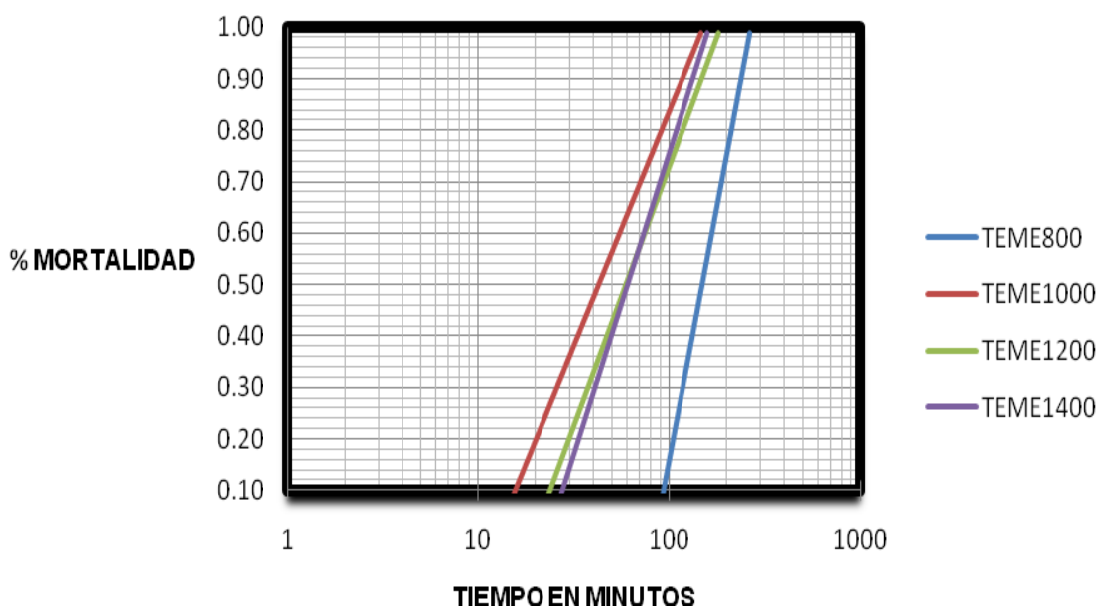


Figura 15. Líneas de respuesta Tiempo-Mortalidad de adultos tratados con temefos. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.

Los resultados obtenidos en los bioensayos con adultos tratados a concentraciones de; 40, 60, 80, 100 $\mu\text{g}/\text{botella}$ con el producto de cipermetrina, se presentan en el Cuadro 11. Las líneas de respuestas se muestran en la Figura 16.

Cuadro 11. Tiempos Letales (minutos) de adultos tratados con cipermetrina. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.

Concentración	TL5	TL50	TL95	TL99
40 μg	1.59	4.59	13.21	20.48
60 μg	1.67	4.67	13.08	20.03
80 μg	0.63	2.35	8.87	15.36
100 μg	4.42	6.83	10.55	12.63

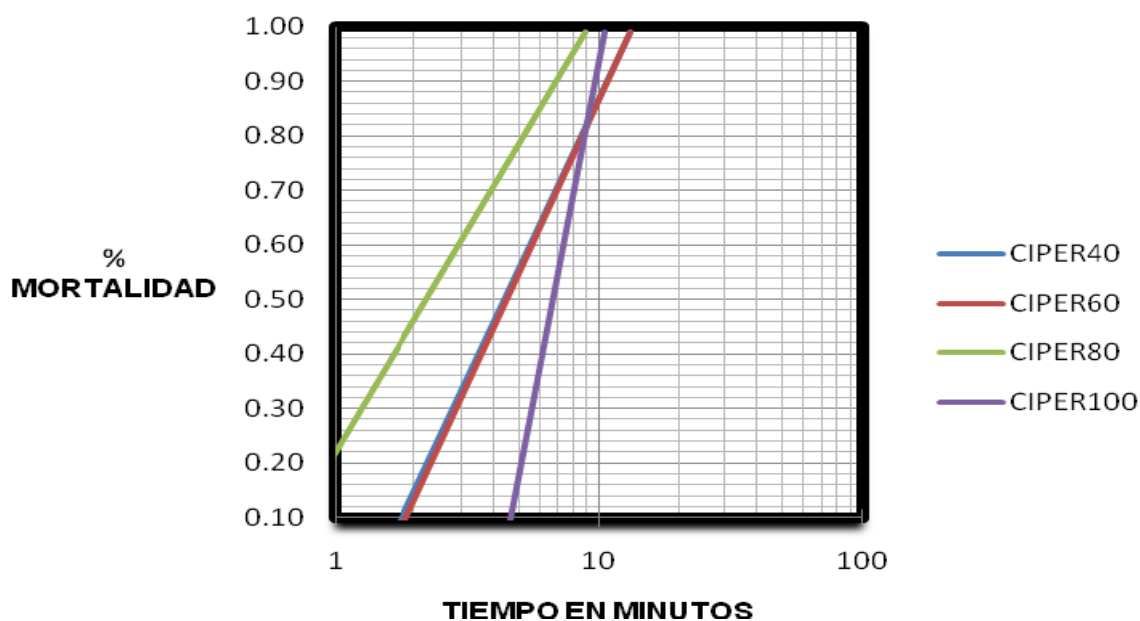


Figura 16. Líneas de respuestas Tiempo-Mortalidad de adultos tratados con cipermetrina. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.

5.- DISCUSIÓN

Las líneas de respuestas (LR) de propoxur de acuerdo a las dosis de 400, 600, 800, 1000 μ g, resultaron estadísticamente iguales ya que cuando los límites fiduciales (superior e inferior) de las mismas se traslapan, no existen diferencias significativas entre ellas.

Las líneas de respuestas de malation de acuerdo a las dosis estudiadas de 400, 600, 800, 1000 μ g, resultaron estadísticamente iguales.

Las líneas de respuestas de fention de acuerdo a las dosis estudiadas de 800, 1000, 1200, 1400 μ g, resultaron estadísticamente iguales.

Las líneas de respuestas de temefos a las dosis de 1000, 1200 y 1400 μ g, resultaron estadísticamente iguales. Sin embargo, la dosis de 800 μ g, es diferente a las demás, ya que la línea de respuesta se encuentra más alejada de las coordenadas del eje de las "Y", por lo tanto se considera menos eficiente.

Las líneas de respuestas de cipermetrina 40, 60, 80, 100 μ g, resultaron estadísticamente iguales.

La población de estudio, resultó menos resistente a propoxur que a malation al comparar dosis de exposición similares a (400, 600, 800, 1000 μ g).

La población de estudio, resultó menos resistente a fention que a temefos al comparar dosis de exposición similares a (800, 1000, 1200, 1400 μ g).

Al comparar dosis de 1000 μ g de propoxur, malation, fention y temefos, encontramos que la población de *Culex quinquefasciatus* del presente estudio,

es más susceptible a propoxur que a malation, fention y tamefos y muestra similitud en susceptibilidad entre malation y fention, así como un alto grado de resistencia hacia temefos. A pesar que propoxur es un carbamato y malation, fention y temefos son organofosfatos tienen el mismo sitio de acción.

Al comparar los datos de Pérez (2009), de una población de Torreón, Coahuila expuesta a permetrina y la expuesta a cipermetrina en el presente estudio, se encontró una similitud en susceptibilidad. Y al comparar los resultados del insecticida malation utilizado por Pérez con los del presente estudio, se encontró que la población más resistente a malation es la estudiada por Pérez.

Por otro lado, al comparar los resultados del insecticida permetrina utilizado por Albores (2009), en una población de San Pedro, Coahuila y el insecticida piretroide cipermetrina utilizado en el presente estudio, se encontró una similitud de susceptibilidad entre ambas poblaciones. Y al comparar los resultados del insecticida malation utilizado por Albores con los del presente estudio, se encontró que la población más resistente a malation es la estudiada por Albores.

Al comparar los resultados de Hernández (2009), en una población de La Rosita Municipio de San Pedro, Coahuila, utilizando el insecticida piretroide permetrina, con los resultados obtenidos en el presente estudio usando el insecticida cipermetrina, fueron estadísticamente iguales. Y al comparar los resultados del insecticida malation utilizado por Hernández y en el presente estudio, se encontró que ambas poblaciones son susceptibles a malation.

A través de estos estudios se demuestra que la resistencia a insecticidas es focal entre las diferentes poblaciones de mosquitos.

6.- CONCLUSIÓN

Bajo las condiciones en las cuales se realizó la presente investigación y de acuerdo a los resultados obtenidos del programa XLSTAT Microsoft Office Excel (XLSTAT, 2011), se concluye lo siguiente:

Se determinaron las líneas de respuestas tiempo-mortalidad en mosquitos adultos de *Culex quinquefasciatus* Say, provenientes de Torreón, Coahuila, México, que fueron tratados con los siguientes insecticidas: propoxur, malation, fention, temefos y cipermetrina.

El presente trabajo demuestra que la población en estudio de mosquitos *Culex quinquefasciatus*, es susceptible a los insecticidas cipermetrina y a propoxur, muestra cierto grado de resistencia a malation y fention, y es altamente resistente al insecticida temefos.

7.- REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abarca V., K., J. Dabanch P., C. González C., L. Maggi C., R. Olivares C., C. Perret P., J. Rodríguez T., y R. Vergara F. 2001. Fiebre amarilla. *Rev Chil Infect* 18(1):64-68.
- Abdel-Salam, E., and D.V. Canyon. 2009. Aquatic insect predators and mosquito control. *Tropical Biomedicine* 26(3):223–261.
- activities of three medicinal plants against the filarial mosquito *Culex quinquefasciatus* (Say). *Journal of Basic and Applied Biology* 3(1-2):53-58.
- Albores G., G. 2009. Estimación de líneas de respuesta a diferentes insecticidas en el mosquito *Culex quinquefasciatus* (Say) en una población de San Pedro de las Colonias, Coahuila. Tesis de Licenciatura. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila. 42 p.
- Ambrosio T., G., I. Antonio M., L. Gasga P., y R. Pérez P. 2008. Parasitismo e infestación del nematodo *Romanomermis iyengari* en larvas del mosquito *Culex quinquefasciatus* en laboratorio. *Naturaleza y Desarrollo* 6(1):10-14.
- Ananth, S., P. Thangamathi., S. Pazhanisamy, and S. Meena. 2009. Larvicidal activities of three medicinal plants against the filarial mosquito *Culex quinquefasciatus* (Say). *Journal of Basic and Applied Biology* 3(1-2):53-58.
- Aparecida C., G., L. Câmara A., R. Trindade M., C.F. Salgueirosa A., R.A. do Nascimento R., y M. Aparecida da Glória F. 2008. Vector competence of *Culex quinquefasciatus* Say, 1823 exposed to different densities of microfilariae of *Dirofilaria immitis* (Leidy, 1856). *Rev Brasileira de Entomología* 52(4):658-662.
- Badii, M.H., V. Garza A., J. Landeros, y H. Quiroz. 2006. Diversidad y Relevancia de los Mosquitos. *CULCyT. UANL* 3(13):-4-16.
- Badii, M.H., y V. Garza A. 2007. Resistencia en insectos, plantas y microorganismos. *CULCyT. UANL* 18:2-17.
- Balestrini, N. 2005. Control de Enfermedades Transmisibles por Mosquitos. *Entomología Médica. Rosenbusch. Argentina.* pp 41-63.

- Baumann, P., L. Baumann, R.D. Bowditch, and A.H. Broadwell. 1987. Cloning of the gene for larvicidal toxin of *Bacillus sphaericus* 2362, evidence for family of related sequences. *J Bacteriol* 169(9):4061-4067.
- Bisset, J.A. 2002. Uso correcto de insecticidas: control de la resistencia. *Rev. Cubana Med. Trop.* 54(3):202-219.
- Bisset, J.A., L. Dieguez, M.M. Rodriguez, C. Diaz, T. Gonzalez, y R. Vázquez. 1996. Tres combinaciones de esterases y su relación con la resistencia a insecticidas organofosforados, carbamatos y piretroides en *Culex quinquefasciatus* Say, 1823 (Diptera: Culicidae) de Cuba. *Rev. Cubana Med. Trop.* 48(1).
- Bisset, J.A., M.C. Marquetti, M. Leyva, y M. Rodríguez. 2008. Distribución y talla del adulto de *Aedes aegypti* asociado con los sitios de cría. *Rev. Cubana Med. Trop.* 60(1):68-73.
- Bisset, J.A., M.M. Rodriguez, C. Díaz, y A. Soca. 1998. Estudio de la resistencia en una cepa de *Culex quinquefasciatus*, procedente de Medellín, Colombia. *Rev Cubana Med Trop* 50(2):133-137.
- Bolio, M.E., A.M. Montes, C. Gutierrez, F.D. Alonso, L.J. Bernal, C.H. Sauri, y R.I. Rodriguez-Vivas. 2002. Hallazgos clínicos en perros parasitados por *Dipetalonema dracunculoides*. *Arch. Med. Vet.* 34(2):284-286.
- Brogdon, W.G. 2003. Managing the emergence of pesticide resistance in vectors [en línea]. In: Resistance phenomenon in microbes and infectious disease vectors. Stace, L., M.L. Stanley, N. Marjan, and T. Burroughs, Editors. National Academy of Sciences <http://www.nap.edu>. [Consulta. 10 de diciembre del 2010].
- Brogdon, W.G., and A.M. Barber. 1990. Microplate assay of Glutathione-S-Transferase activity for resistance detection in single-mosquito triturates. *Comp. Biochem. Physiol.* 96:339-34.
- Brogdon, W.G., and J.C. McAllister. 1998. Insecticide resistance and vector control. *Emerging Infectious Diseases* 4(4):605-613.
- Busvine, J.R. 1971. A critical review of the techniques insecticides. 2nd. Edition Slough, Eng 345 pp.
- Caballero H., R., T. Torres L., F. Chong V., A. Pineda L., M. Altuzar G., y B. López C. 2006. Concepciones culturales sobre el dengue en contextos urbanos de México. 2006. *Rev. Saúde Pública* 40(1):126-133.

- Chipana Q., C., A. Chávez V., E. Casas A., y F. Suárez A. 2002. Estudio de la Dirofilariosis Canina en la Ribera del Río Chillón, Lima. *Rev Inv Vet Perú* 13(1):72-76.
- Corimanya P., J., A. Chávez V., E. Casas A., y D. Díaz C. 2004. Frecuencia de *Dirofilaria immitis* en Caninos del Distrito de San Juan de Lurigancho. *Rev Inv Vet Perú* 15 (2):141-144.
- Darsie, Jr., R.F., and R.A. Ward. 2005. Identification and Geographical Distribution of the Mosquitoes of North América, North of México. University Press of Florida. pp. 178-190.
- Devine, G.J., D. Eza., E. Ogusuku., y M.J. Furlong. 2008. Uso de insecticidas: contexto y consecuencias ecológicas. *Rev Peru Med Exp Salud Pública* 25(1):74-100.
- Fernández-Salas, I., M.L Garza-Rodríguez, B.J. Beaty, J. Ramos J, y A.M. Rivas-Estilla. 2007. Presencia del virus del oeste del Nilo en el noreste de México. *Salud pública de México* 49(3):210-217.
- Figueroa A., L.E., Marín A., M., E. Pérez P., y D.M. Fernández. 2006. Mecanismos de resistencia a insecticidas organosintéticos en una población de *Anopheles aquasalis* Curry (Diptera: Culicidae) del estado Aragua. *Bol. Mal. Salud Amb.* 46(1):39-47
- Fonseca I. y M. L. Quiñones. 2005. Resistencia a insecticidas en mosquitos (Diptera: Culicidae) mecanismos, detección y vigilancia en salud pública. *Revista Colombiana de Entomología* 3(2):107-115.
- Georghiou, G.P. 1990. Overview of insecticide resistance. In: Managing resistance to agrochemicals. From fundamental research to practical strategies Green, M. B., H. M. LeBaron, and W. K. Moberg eds. Am Chem. Soc. Symp. Ser. Washington, DC pp 18-41.
- Giraldo-Calderón, G.I., M. Pérez, C.A. Morales, y C.V. Ocampo. 2008. Evaluación del triflumurón y la mezcla de *Bacillus thuringiensis* mas *Bacillus sphaericus* para el control de las formas inmaduras de *Aedes aegypti* y *Culex quinquefasciatus* en sumideros en Cali, Colombia. *Biomédica* 28:224-233.
- Goddard, L.B., A.E. Roth, W.K. Reisen, T.W. Scott. 2002. Vector competence of California mosquitoes for West Nile Virus. *Em Infect Dis* 8(12):1385-1391.
- Góngora-Biachi, R.A. 2004. La erradicación de la fiebre amarilla en Mérida, Yucatán: una historia de tenacidad y éxito. *Rev. Biomed.*15:251-258.

- Guzmán, M.G., G. García, y G. Kourí. 2006. El dengue y el dengue hemorrágico: prioridades de investigación. *Rev Panam Salud Pública* 19(3):204-215.
- Harbach, T.E. 2007. Mosquito taxonomic inventori [en línea]. Mosquito taxonomic inventori <http://mosquito-taxonomic-inventori.info/> [Consulta. 12 enero del 2011].
- Hemingway, J., and H. Ranson. 2002. Insecticide resistance in insect vectors of Human disease. *Annu. Rev. Entomol.* 45:371-391.
- Hernández N., M.R., 2009. Estimación de líneas de respuestas a diferentes insecticidas en el mosquito *Culex quinquefasciatus* (Say) en una población de La Rosita Mpio. De San Pedro de las Colonias, Coahuila. Tesis de Licenciatura. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila. 42 p.
- Höfte, H. and H.R. Whiteley. 1989. Insecticidal cristal proteins of *Bacillus thuringiensis*. *Microbiol. Rev.* 53(2):242-255.
- Ibáñez B.S Y M. C. Carmen. 1994. Clave para la Identificación de Larvas de Mosquitos comunes en Aéreas Urbanas y Suburbanas de la República Mexicana (Díptera: Culicidae). *Folia Entomológica Mex.* 92:43-73.
- Ibáñez, 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.
- Ibarra, J.E., M. C. Del Rincón C., E. Galindo, M., Patiño, L. Serrano, R. García, J.A. Carrillo, B. Pereyra-Alfárez, A. Alcázar-Pizaña, H. Luna-Olvera, L. Galán-Wong, L. Pardo, C. Muñoz-Garay, I. Gómez, M. Soberón, y A. Bravo. 2006. Los microorganismos en el control biológico de insectos y fitopatógenos. *Rev Latinoam Microbiol* 48(2):113-120.
- Karch, S., N. Monteny, J. L. Jullien, G. Sinègre, and J. Coz. 1990. Control of *Culex pipiens* by *Bacillus sphaericus* and role of nontarget arthropods in it's recycling. *J Am Mosq Control Assoc* 6(1):47-54.
- Larrick, S., and R. Connelly. 2009. Southern House Mosquito *Culex quinquefasciatus* Say [en línea]. University of Florida <http://edis.ifas.ufl.edu/in837> [consulta: 19 de Agosto de 2010].
- Lima, C.A., W.R Almeida, H. Hurd, and C.MR. Albuquerque. 2003. Reproductive aspects of the mosquito *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae) infected with *Wuchereria bancrofti* (Spirurida: Onchocercidae). *Mem Inst Oswaldo Cruz.* 98(2): 217-222.

- Lounibos, P., y R.E. Campos. 2002. Investigaciones recientes sobre *Toxorhynchites rutilus* (Diptera: Culicidae) con referencia al control biológico de mosquitos habitantes en recipientes. Boletín de Entomología Venezolana 17(2):145-156.
- Malafrente R.S., E. Calvo, A.A. James, and O. Marinotti. 2003. The major salivary gland antigens of *Culex quinquefasciatus* are D7-related proteins. Insect. Biochem. Mol. Biol. 33:63-71.
- Marquetti, M.C., S Suárez, J Bisset, y M. Leyva. 2005. Reporte de hábitats utilizados por *Aedes aegypti* en Ciudad de La Habana, Cuba. Rev Cubana Med Trop 57(2):159-161.
- Martínez M., A., E. Galeano J., J. Cadavid, Y. Miranda R., J. Llano L., y K. Montalvo M. 2007. Acción insecticida de extractos etanólicos de esponjas del Golfo de Urabá sobre larvas de *Aedes aegypti* y *Culex quinquefasciatus*. Vitae, Revista de la Facultad de Química Farmacéutica 14(2):90-94.
- Méndez A., S.M., P.S. Silva V., and R. Lourenco-Oliviera. 2000. Vector competence of *Culex quinquefasciatus* Say from different regions of Brasil to *Dirofilaria immitis*. Mem. Inst. Oswaldo Cruz 95 (6):769-775.
- Microsoft. 2011. XLSTAT-PRO. Office Excel. Microsoft Programa para PC.
- Molina, D., y L.E. Figueroa. 2009. Resistencia metabólica a insecticidas organofosforados en *Anopheles aquasalis* Curry 1932, municipio Libertador, estado Sucre, Venezuela. Biomédica 29(4):604-615.
- Mora-Covarrubias, A., F. Jiménez-Vega, y S.M. Treviño-Aguilar. 2010. Distribución geoespacial y detección del virus del dengue en mosquitos *Aedes (Stegomyia) aegypti* de Ciudad Juárez, Chihuahua, México. Salud Pública de México 52(2):127-133.
- Muñoz C., L.O., S. Ibáñez B., y M.C. Corona V. 2006. Los mosquitos (Diptera: Culicidae) de Tlaxcala, México. I: Lista comentada de especies. Folia Entomol. Mex. 45(3):223-271.
- Murúa, F., C. Coria, J.C. Acosta, D. Ratti, y W. Almirón. 2005. Evaluación del Efecto larvicida de tierra de Diatomeas sobre *Culex pipiens* L. (Diptera: Culicidae). Multequina 14:53-56.
- Navarro, J.C., F. Ventura, A. Zorrilla, y J. Liria. 2009. Registros de mayor altitud para mosquitos (Diptera: Culicidae) en Venezuela. Rev. Biol. Trop. 58 (1):245-254.

- Notarnicola, J., y G.T. Navone. 2007. Dirofilariosis canina: microfilaremia en perros de la ribera del Río de la Plata, Argentina. *Rev. Vet.* 18(2):95-100.
- Olkowski, W., Daar, S., and Olkowski. 1992. Common-sense pest control. The Taunton Press. California U.S.A. pp. 663-679.
- Patil, N.S., K.S. Lole, and D.N. Deobagkar. 1996. Adaptive larval thermotolerance and induced cross-tolerance to propoxur insecticide in mosquitoes *Anopheles stephensi* and *Aedes aegypti*. *Medical and Veterinary Entomology* 103:277-282.
- Pelizza, S.A., C.C. López L., A. Maciá, V. Bisaro, y J.J. García. 2009. Efecto de la calidad del agua de criaderos de mosquitos (Diptera: Culicidae) sobre la patogenicidad e infectividad de las zoosporas del hongo *Leptolegnia chapmanii* (Straminipila: Peronosporomycetes). *Rev. Biol. Trop.* 57(1-2): 371-380.
- Peña, J., L. Berrocal, M. Gonzáles, C. Ponce, K. Arisa, y S. Máttar. 2005. Virus del Oeste del Nilo: Perspectivas en el Mundo Vertebrado. *Revista MVZ Córdoba* 10(2):593-601.
- Pérez S., J. 2009. Estimación de líneas de respuestas a diferentes insecticidas en el mosquito *Culex quinquefasciatus* (Say) en una población de Torreón, Coahuila. Tesis de Licenciatura. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila. 42 p.
- Pérez, D., y J. Lanncone. 2004. Efecto insecticida de Sacha Yoco (*Paullinia clavigera* Var. *Bullata* Simpson) y Oreja de Tigre (*Tradescantia zebrina* Hort ex Bosse) (Commelinaceae) en el Control de *Anopheles benarrochi* Gabaldon, Cova Garcia y López, 1941, Principal vector de Malaria en Ucayali, Perú. *Ecol. Apl.* 3(1-2):64-72.
- Pérez-Pacheco, R., C. Rodríguez H., J. Lara-Reyna, R. Montes B., y G. Ramírez V. 2004. Toxicidad de aceites, esencias y extractos vegetales en larvas de mosquito *Culex quinquefasciatus* say (Diptera: Culicidae). *Acta Zool. Mex.* 20(1):141-152.
- Phillips. R. S. 2001. Current status of malaria and potential for control. *Clinical Microbiology Reviews* 14(1):208-226.
- Ponce, G., P.C. Cantú, A. Flores, M. Badii, R. Zapata, B. López, y I. Fernández. 2006. Modo de acción de los insecticidas [en línea]. *Rev. Salud Pública y Nutrición* http://www.respyn.uanl.mx/vii/4/ensayos/modo_accion.htm [Consulta. 16 de agosto del 2010].

- Poveda J.M., y J.W. Martínez. 2008. Abundancia y diversidad de *Bacillus thuringiensis* de diferentes hábitats en tres municipios de Boyacá, Colombia. Rev. Colombiana de Ciencias Hortícolas 2 (1):87-97.
- Priest, F.G. 1992. Biological control of mosquitoes and other biting flies by *B. sphaericus* and *B. thuringiensis*. J Appl Bacteriol 72:357-369.
- Ramírez, J.A. y Lacasaña, M. 2001. Plaguicidas: clasificación, uso, toxicología y medición de la exposición. Arch Prev Riesgos Labor 4(2):67-75.
- Ramoska W. A., y T.L. Hopkins. 1981. Effects of mosquito larvae feeding behaviour *Bacillus sphaericus* efficacy. J Invertebr Pathol 37(3):269-272.
- Rappole, J.H., S.R. Derrickson, and Z. Hubálek. 2000. Migratory Birds and Spread of West Nile Virus in the Western Hemisphere. Emerging Infectious Diseases 6(4):319-328.
- Reisen, W.K., Y. Fang, and V.M. Martínez. 2005. Avian host and mosquito (Diptera: Culicidae) vector competence determine the efficiency of West Nile and St. Louis encephalitis virus transmission. J Med Entomol.42 (3):367-375.
- Rey JR, S. O'Connell, S. Suárez, Z. Menéndez, L.P. Lounibos, and G. Byer. 2004. Laboratory and field studies of *Macrocyclus albidus* (Crustacea: Copepoda) for biological control of mosquitoes in artificial containers in a subtropical environment. Journal of Vector Ecology 29(1):124-34.
- Reyes-Lugo, y M. Neus. 2002. Resistencia del mosquito *Culex quinquefasciatus* Say 1823 (Diptera: Culicidae) a insecticidas en el Estado de Zulia, Venezuela. Revista Científica, FCV-LUZ 6:441-447.
- Rivas F, L. Díaz, V. Cárdenas, E. Daza, L. Bruzón, A. Alcalá, O. De la Hoz, F. M. Caceres, G. Aristizabal, J. W. Martínez, D. Revelo, F. De la Hoz, J. Boshell, T. Camacho, L. Calderón, V. A. Olano, L. I. Villarreal, D. Roselli, G. Álvarez, G. Ludwig, and T. Tsai. 1997. Epidemic Venezuelan equine encephalitis in La Guajira, Colombia, 1995. J. Infect. Dis.175:828-832.
- Rose, R.I. 2001. Pesticides and Public Health: Integrated Methods of Mosquito Management. Emerging Infectious Diseases 7(1):17-23.
- Salazar, M.J, y L.I. Moncada. 2004. Ciclo de vida de *Culex quinquefasciatus* Say, 1826 (Diptera: Culicidae) bajo condiciones no controladas en Bogotá. Biomédica 24:385-392.

- Santamarina M., A., y A.C. Bellini. 2000. Producción masiva de *Romanomermis iyengari* (Nematoda: Mermithidae) y su aplicación en criaderos de anofelinos en Boa Vista (Roraima), Brasil. *Rev Panam Salud Pública/Pan Am J Public Health* 7(3):155-161.
- Santamarina M., A., y R. Pérez P. 1998. Efecto patogénico del nemátodo parásito *Romanomermis iyengari* (Nematoda: Mermithidae) en larvas del mosquito *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) en condiciones de laboratorio en el Estado de Oaxaca, México. *Rev Cubana Med Trop* 50(1):8-11.
- Sardelis, M.R., M.J. Turell, D.J. Dohm, and M.L. O'Guinn. 2001. Vector Competence of Selected North American *Culex* and *Coquillettidia* Mosquitoes for *West Nile Virus*. *Emerging Infectious Diseases* 7(6):1018-1022.
- Schnepf, E., N. Crickmore, J. Vanrie, D. Lereclus, J. Baum, J. Feitelson, D. R. Zeigler, and D. H. Dean. 1998. *Bacillus thuringiensis* and Its Pesticidal Crystal Proteins. *Microbiol. Mol. Biol. Rev.* 62(3):775–806.
- Scholte, Ernst-Jan, B.N Njiru, R.C. Smallegange, W. Takken, and B. GJ. Knols. 2003. Infection of malaria (*Anopheles gambiae* s.s.) and filariasis (*Culex quinquefasciatus*) vectors with the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae*. *Bio. Med. Central.* 2:1-8.
- Secretaria de Salud y Asistencia (SSA). 2009. NOM-032.SSA2-2002. Diario Oficial de la Federación a 4 de Noviembre 2009.
- Shidrawi, G. R. 1992. Programa Mundial de la O.M.S para la vigilancia de vectores resistentes a los plaguicidas. *Bol. Ofic. San. Panam* 113(3):223-232.
- Siller-Rodríguez, Q.K., R. Mercado-Hernández, A.E. Flores-Suárez, y H. Orta-Pesina. 2010. Preferencia de *Aedes aegypti* y *Culex quinquefasciatus* por sitios de Reposo Intra y Peridomicilio en Monterrey, N. L., México [en línea]. UANL http://www.respyn.uanl.mx/xi/1/articulos/aedes_culex.htm [consulta: 22 de Julio de 2010].
- Silva, I.G., V.O.M. Zanon, and H.H.G. Silva. 2003. Larvicidal Activity of *Copaifera reticulata* Ducke Oil-Resin against *Culex quinquefasciatus* Say (Diptera: Culicidae). *Neotropical Entomology* 32(4):729-732.

- Suárez, S. D., J. Rodríguez R, Z. Menéndez D, D. Montada D, I. García A, y M.C. Marquetti F. 2005. *Macrocyclus albidus* (Copepoda: Cyclopidae): una nueva alternativa para el control de larvas de mosquitos en Cuba. *Rev Cubana Med Trop* 57(3).
- Subra, R. 1981. Biology and control of *Culex pipiens quinquefasciatus* Say, 1823 (Diptera: Culicidae) with special reference to África. *Insect Sci Appl* 1(4):319-38.
- Téllez, I., O. Calderón, C. Franco-Paredes, y C. del Río. 2006. El virus del Oeste del Nilo: una realidad en México. *Gac. Méd. Méx.* 142(6):493-499.
- 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 pp.
- van Riper, C. I., S.G. van Riper, M. L. Goff, and M. Laird. 1986. The epizootiology and ecological significance of malaria in Hawaiian land birds. *Ecol. Monogr.* 56(4):327-344.
- Vargas, J. 2003. Prevención y control de la Malaria y otras enfermedades transmitidas por vectores en el Perú. *Revista Peruana de Epidemiología* 11(1):1-14.
- Ware, G.W. and D.M. Whitacre. 2004. *The Pesticide Book*. 6th Ed. Meister Media Worldwide, Willoughby, Ohio. 496 pp.
- Warner, R.E. 1968. The role of introduced diseases in the extinction of the endemic Hawaiian avifauna. *Condor* 70:101-120.
- World Health Organization (WHO). 1957. Insecticides. 7th report of the expert committee on insecticides. WHO. *Teach. Rep. Ser.* 125.
- World Health Organization (WHO). 1992. Vector resistance to pesticides. Fifteenth report of the Expert Committee on Vector Biology and Control. In: WHO Technical Report Series 818.
- Yousten, A.A., and E.W. Davidson. 1982. Ultrastructural analysis of spores and paraesporal crystals formed by *Bacillus sphaericus* 2297. *Appl Environ Microbiol* 44(6):1449-1455.