



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

**CAMPUS MONTECILLO
POSTGRADO DE FITOSANIDAD
ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA**

"MANEJO DE LA RESISTENCIA A INSECTICIDAS EN EL MOSQUITO *Aedes aegypti* (Linneus, 1762) EN GUERRERO, MÉXICO"

ARACELI CHINO CANTOR

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRA EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MEXICO

2013

La presente tesis titulada "MANEJO DE LA RESISTENCIA EN EL MOSQUITO *Aedes aegypti* (Linneus, 1762) EN GUERRERO, MÉXICO" realizada por la alumna Araceli Chino Cantor que se llevó a cabo bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRA EN CIENCIAS ESPECIALISTA EN ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO: _____


DR. HUSSEIN SÁNCHEZ ARROYO

ASESORA: _____


DRA. LAURA DELIA ORTEGA ARENAS

ASESOR: _____


DR. ELÍAS HERNÁNDEZ CASTRO

Montecillo, Texcoco, Estado de México, noviembre 2013.

RESUMEN

El dengue es una de las enfermedades más graves a nivel mundial en salud pública, y a la fecha el uso de insecticidas químicos ha sido la principal medida de control del vector *Aedes aegypti* transmisor del virus causal del dengue. Con la finalidad de aportar bases para definir una estrategia de manejo regional de insecticidas, se determinó la susceptibilidad de poblaciones de *Aedes aegypti* L., provenientes de tres regiones de Guerrero, México (Tierra Caliente, Costa Chica y Acapulco), a los insecticidas malatión, temefós, clorpirifós étilico, pirimifós-metil, permetrina, lambda cialotrina, propoxur y espinosina. La población susceptible New Orleans se usó como referencia. Los productos en grado técnico y comercial se evaluaron por aplicación residual en larvas de cuarto estadio temprano, de acuerdo a la metodología propuesta por la Organización Mundial de la Salud (OMS). La mortalidad se registró 24 h después de aplicar los insecticidas y mediante análisis Probit se determinaron los valores de las CL_{50} y el factor de resistencia para cada producto. Las tres poblaciones de *A. aegypti* resultaron resistentes al insecticida lambda-cialotrina, y las provenientes de la Costa Chica y Acapulco moderadamente resistentes al pirimifós-metil. En contraste, las tres poblaciones mostraron susceptibilidad al insecticida malatión, temefós, clorpirifós, permetrina, propoxur y espinosina. No obstante, aunque la mayor cantidad de los productos evaluados resultaron efectivos, se recomienda que estos se usen en rotación con insecticidas de diferente modo de acción y en conjunto con otras alternativas, como la remoción de criaderos, a fin de conservar la vida útil de los productos autorizados. El presente trabajo aporta información referencial de gran utilidad para el desarrollo e implementación de estrategias para el manejo y vigilancia de la resistencia de *A. aegypti* a insecticidas a nivel regional en Guerrero, México.

Palabras clave: Dengue, *Aedes aegypti*, resistencia a insecticidas.

“RESISTANCE MANAGEMENT TO INSECTICIDES IN *Aedes aegypti* (Linneus, 1762) FROM GUERRERO, MÉXICO”

ABSTRACT

Dengue fever is one of the most serious diseases in public health around the world, and chemical insecticides have been the most important management strategy used to control the mosquito *Aedes aegypti*, dengue virus vector. In order to provide bases to define a regional insecticide management strategy, the susceptibility of populations of *Aedes aegypti* from three regions of Guerrero, México (Tierra Caliente, Costa Chica and Acapulco), to insecticides malathion, temephos, chlorpyrifos, pirimiphos-metil, permethrin, lambda-cyhalothrin, propoxur, and spinosin was determined. The New Orleans population was used as a reference. Commercial and technical grade insecticides were evaluated by residual application in early fourth instar larvae according to the methodology proposed by the World Health Organization (WHO). The mortality was recorded 24 h after of exposure. Probit analysis was used to determine the response lines log dose-mortality, LC₅₀ values and the resistant factor for each product. Results indicated that the three populations of *A. aegypti* were resistant to the insecticide lambda cyhalothrin, and the populations from Acapulco and Costa Chica were moderately resistant to pirimiphos methyl. In contrast, the three field populations were susceptible to malathion, temephos, chlorpyrifos, permethrin, propoxur and spinosin. However, although some products were found to be effective, it is recommended to use them in a rotation bases combining different mode of action insecticides and in conjunction with other alternatives, as removal of breeding sites, to preserve the effective life of authorized products. This study provides useful reference information for the development and implementation of strategies for the managing and monitoring local insecticide resistance of *A. aegypti*, in Guerrero, México.

Key words: Dengue, *Aedes aegypti*, insecticides resistance.

DEDICATORIA

A mis padres:

Que son el tesoro más preciado que un hijo puede tener, sin los cuales no sería lo que ahora soy, ya que han sido el pilar fundamental en todo lo que soy. Con admiración y respeto a los seres que más amo en este mundo, gracias por todo el cariño y amor que me han dado siempre. Son la fuente de mi inspiración y motivación para superarme día a día y así poder luchar para que la vida nos deparé un futuro mejor.

Gracias por todos sus consejos, esfuerzos, por creer y confiar siempre en mí, apoyándome en todas las decisiones que he tomado en la vida, y por haber fomentado en mí el deseo de superación y el anhelo de triunfo en la vida. **LOS AMO**

A mis profesores de toda la vida:

Por compartir sus conocimientos y experiencias de profesión y vida...y por aportar cada granito de arena en mi formación. **GRACIAS**

AGRADECIMIENTOS

Agradezco al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por la beca otorgada para poder realizar mis estudios de Maestría, sin la cual no hubiera sido posible.

Al Colegio de Postgraduados por haberme brindado la oportunidad de continuar con mi formación profesional y alcanzar este logro académico.

A la empresa Químix S.A. de C.V. por la donación de los productos insecticidas utilizados en la investigación.

Agradezco a las personas integrantes de mi Consejo Particular: a la Dra. Laura Delia Ortega Arenas, al Dr. Elías Castro Hernández por sus aportaciones y críticas constructivas para el mejoramiento de este trabajo, y especialmente al Dr. Hussein Sánchez Arroyo por confiar en mí, por el tiempo dedicado, por su paciencia y valioso apoyo, así como la enseñanza brindada.

A Oscar Moreno Cernas y Oscar Vega Ortíz por su amistad brindada y apoyo incondicional.

A mis amigos, por todo el apoyo, por escucharme y por la compañía de gratos momentos durante la carrera y por su valiosa amistad.

Gracias a todos los compañeros y personas que con su granito de arena hicieron posible este trabajo.

GRACIAS

CONTENIDO

RESUMEN	iii
ABSTRACT.....	iv
DEDICATORIA	v
AGRADECIMIENTOS	vi
ÍNDICE DE CUADROS	ix
ÍNDICE DE FIGURAS	x
1.INTRODUCCIÓN	1
2.OBJETIVOS.....	4
2.1 Objetivo general.....	4
2.2 Objetivos particulares.....	4
3. REVISIÓN DE LITERATURA	5
3.1 Importancia del mosquito <i>Aedes aegypti</i>	5
3.2 Situación actual del dengue en México.....	5
3.3 Ciclo biológico de <i>Aedes aegypti</i>	6
3.3.1 Huevo	7
3.3.2 Larva.....	7
3.3.3 Pupa	7
3.3.4 Adulto.....	8
3.4 Biología y comportamiento de <i>Aedes aegypti</i>	9
3.5 Manejo del mosquito <i>Aedes aegypti</i>	10
3.5.1 Patio limpio y cuidados del agua en el hogar.....	11
3.5.2 Control químico.....	11
3.5.3 Control biológico	12
3.6 Resistencia a insecticidas	12
3.6.1 Tipos de resistencia	13
3.6.2 Factores que influyen en el desarrollo de la resistencia a insecticidas. .	13
4. MATERIALES Y MÉTODOS.....	15
4.1 Ubicación del experimento	15
4.2 Material biológico	15
4.3 Cría de <i>Aedes aegypti</i>	16

4.4 Insecticidas utilizados	16
4.5 Bioensayos en larvas	18
4.6 Análisis estadístico.....	18
5. RESULTADOS.....	19
5.1 Lambda-cialotrina.....	19
5.2 Temefos	19
5.3 Malatión	20
5.4 Espinosina	20
5.5 Permetrina	20
5.6 Propoxur	21
5.7 Clorpirifós etílico.....	21
5.8 Pirimifós metil.....	21
6. DISCUSIÓN	24
7. CONCLUSIONES	278
8. RECOMENDACIONES.....	29
9. LITERATURA CITADA	31

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1. Casos de dengue clásico y fiebre de dengue hemorrágico en México de 2002-2013.	6
Cuadro 2 Insecticidas utilizados en los bioensayos.	17
Cuadro 3. Toxicidad a ocho insecticidas en tres poblaciones de larvas del mosquito <i>Aedes aegypti</i> colectadas en Guerrero, México y una población de referencia.	23

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Ciclo biológico de <i>Aedes aegypti</i> .	8

1. INTRODUCCIÓN

Actualmente uno de los problemas más graves a nivel mundial en salud pública es el dengue, enfermedad causada por un virus transmitido por el mosquito *Aedes aegypti* L. (Bisset, 2002; Eiman *et al.* 2008; Argueta *et al.* 2011), que año con año causa un gran número de defunciones en el mundo. Se estiman más de 100 millones de casos de dengue clásico y medio millón de casos de dengue hemorrágico en 113 países (CENAPRECE, 2013), dentro de los cuales se encuentra México; lugar donde la enfermedad está presente en 28 estados de la República a excepción del Distrito Federal, Tlaxcala, Chihuahua y Baja California (NOM-032-SSA2-2010, 2011). El mosquito *A. aegypti*, además es responsable de la transmisión de virus causantes de la fiebre amarilla (Zettel y Kaufman, 2008), y la enfermedad de chikungunya (CDC y OPS, 2011). Actualmente, el control químico es el método más usado para disminuir las poblaciones del vector (Gibbons y Vaughn, 2002; Simmons *et al.* 2012), con la finalidad de interrumpir la transmisión del virus y con ello reducir la incidencia de la enfermedad, ya que actualmente no existe una vacuna disponible contra ésta (Bisset, 2002; Fonseca y Quiñones, 2005).

El historial de aplicación química contra mosquitos vectores revela que estos se han utilizado por más de 60 años. Al principio se utilizaron piretrinas de breve efecto de derribo, después insecticidas de mayor efecto residual como los organoclorados, carbamatos y organofosforados (Fonseca y Quiñones, 2005). En los últimos 15 a 20 años se ha hecho uso de insecticidas como temefós y malatión pertenecientes a los organofosforados, contra larvas y adultos, respectivamente

(Álvarez *et al.* 2006). También se ha utilizado el compuesto químico espinosina para el control de larvas (Garza-Robledo *et al.* 2011) y actualmente, los piretroides son los más usados para el control de adultos (Vargas *et al.* 2006; Juntarajumnong *et al.* 2012).

En México el uso de insecticidas ha desempeñado un papel importante en el control de *A. aegypti* (Flores *et al.* 2006), sin embargo, el uso indiscriminado que se les ha dado por varias décadas, ha generado el desarrollo de poblaciones genéticamente capaces de resistir los efectos de los compuestos químicos utilizados actualmente para su control. Como consecuencia de ello en el 2006 se registraron, a nivel mundial, 54 casos de poblaciones resistentes, y para el 2013 la cifra aumentó a 319 casos (IRAC, 2012).

En 1960 se reportaron los primeros casos de resistencia a insecticidas organofosforados y carbamatos en *A. aegypti* (Bisset, 2002); pero actualmente el problema es más grave, ya que se han registrado casos de resistencia a productos biológicos y reguladores de crecimiento de reciente introducción en el mercado.

El problema de la resistencia ocurre a nivel mundial y se han reportado casos de resistencia en Colombia (Rodríguez *et al.* 2004; Maestre *et al.* 2009; Santacoloma *et al.* 2010; Ardila-Roldán *et al.* 2013), Cuba (Bisset *et al.* 2004), Perú (Balta y Villaseca, 2005; Vargas *et al.* 2006), el Salvador (Bisset *et al.* 2009), Venezuela (Álvarez *et al.* 2006; Pérez y Molina, 2009), entre otros. Por tanto, la aparición y desarrollo de la resistencia de dicho vector a nivel mundial se está

volviendo un problema común, por lo que el monitoreo de ésta será de suma importancia para asegurar el control de insectos vectores (Saavedra *et al.* 2008). Por lo anterior, en este estudio se propuso evaluar la susceptibilidad de tres poblaciones de *A. aegypti* procedentes de diferentes regiones del estado de Guerrero a insecticidas convencionales autorizados por la Secretaría de Salud para su control, con la finalidad de definir una estrategia de manejo de insecticidas en la región de estudio.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

- ❖ Determinar la susceptibilidad del mosquito *A. aegypti* a insecticidas representantes de diferentes grupos químicos en Guerrero.

2.2 Objetivos particulares

- ❖ Evaluar la susceptibilidad en larvas de *A. aegypti* de poblaciones procedentes de tres regiones del estado de Guerrero, México (Tierra Caliente, Costa Chica y Acapulco).
- ❖ Determinar las líneas base de la población susceptible (New Orleans) para recomendar un plan de manejo de la resistencia en las poblaciones de campo.

3. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1 Importancia del mosquito *Aedes aegypti*

El mosquito *A. aegypti* tiene gran importancia desde el punto de vista médico y epidemiológico por ser considerado el insecto vector más importante de enfermedades virales que afectan al ser humano (Beerntsen *et al.* 2000; Argueta *et al.* 2011; Simmons *et al.* 2012). Este insecto tiene gran habilidad para transmitir diferentes arbovirus causales de la fiebre amarilla (Zettel y Kaufman, 2008), el dengue clásico (Saavedra *et al.* 2008; Argueta *et al.* 2011), el dengue hemorrágico (Gubler, 2002) y la enfermedad de Chikungunya (CDC y OPS, 2011), además de representar molestia pública, ya que las picaduras producen picazón localizada e irritación de la piel (Zettel y Kaufman, 2008). En México, la prevención, control, atención ambulatoria y hospitalización de pacientes con dengue en el sector público y en el privado supera los 328 millones de dólares (mdd) anuales. En el presente año el gobierno federal ha invertido más de 230 millones de pesos (mdp) en la compra de material para combatir al mosquito transmisor del dengue, pero los recursos siempre resultan insuficientes para eliminar los criaderos (Rodríguez, 2013).

3.2 Situación actual del dengue en México

El mosquito *A. aegypti* transmite principalmente virus, los cuales provocan el dengue. Esta enfermedad es producida por un flavivirus que posee cuatro serotipos: DENV-1, DENV-2, DENV-3 y DENV-4, (Badii *et al.* 2007). Ésta enfermedad es comúnmente llamada fiebre rompe-huesos (Zettel y Kaufman, 2008) y los síntomas aparecen de 3 a 14 días después de la picadura del mosquito. Se caracteriza por fiebre alta, dolores de cabeza severos, dolor detrás de los ojos, dolor muscular, articular y en huesos. Mientras que el dengue

hemorrágico, provoca síntomas como fiebre, dolor abdominal, vómitos y hemorragias; es una complicación potencialmente mortal que afecta principalmente niños (WHO, 2013).

En los últimos años ha aumentado notablemente el número de casos en México (Cuadro 1).

Cuadro 1. Casos de dengue clásico y dengue hemorrágico en México en el periodo de 2002-2013.

Año	Semana Epidemiológica	Casos Clínicos Reportados	Casos de Lab. Confirmados	Casos de dengue hemorrágico	Serotipo	Muertes
2013	44	194,051	48,701	14,792	DEN 1,2,3,4	66
2012	52	164,947	84,612	18,720	DEN 1,2,3,4	153
2011	52	67,918	15,578	4,290	DEN 1,2,3,4	36
2010	52	57,971	22,352	6,336	DEN 1,2,3	20
2009	52	249,763	55,363	-----	DEN 1,2,3,4	96
2008	49	31,154	31,154	6,114	DEN 1,2,3,4	24
2007	52	48,436	40,559	7,897	DEN 1,2,3,4	20
2006	52	27,287	-----	4,477	DEN 1	----
2005	52	16,862	-----	4,255	DEN1,2,3	
2004	52	8,202	8,202	1,959	DEN1,2,3,4	13
2003	52	5,018	5,018	1,419	-----	-----
2002	52	9,844	-----	1,429	DEN1,2,3	6

Fuente: Organización Panamericana de la Salud. Organización Mundial de la Salud. 2013. http://new.paho.org/hq/index.php?option=com_content&task=view&id=264&Itemid=363.

3.3 Ciclo biológico de *Aedes aegypti*

El ciclo del mosquito *A. aegypti* comprende diferentes estadios de desarrollo: huevo, cuatro instares larvales, pupa y adulto (Hernández, 2005; Eiman *et al.* 2008; Zettel y Kaufman, 2008; Fernández, 2009) (Figura 1). La duración del ciclo de huevo a adulto, varía dependiendo del ambiente, pero en condiciones

óptimas de temperatura y alimentación puede ocurrir en tan solo diez días (Chico *et al.* 2001; Faccioli *et al.* 2010).

3.3.1 Huevo

Los huevos recién puestos son grises y suaves (Fernández, 2009), y después adquieren un color negro con el desarrollo del embrión (OPS y OMS, 2011). Son además largos, lisos y forma ovoide, miden aproximadamente un mm (Zettel y Kaufman, 2008).

3.3.2 Larva

Las larvas presentan cuatro instares larvales (Fernández, 2009). Las características morfológicas típicas que poseen las larvas son: fuertes espículas torácicas laterales quitinizadas, peine de escamas unilineal en el octavo segmento y sifón negro (OPS y OMS, 2011), el cual utilizan para respirar y mantenerse por encima de la superficie del agua mientras que el resto del cuerpo se cuelga verticalmente. Las larvas se alimentan de partículas de materia orgánica, tales como algas (Zettel y Kaufman, 2008; CDC, 2012) y otros organismos microscópicos como protozoarios (Fernández, 2009).

3.3.3 Pupa

La pupa es móvil, flota y nada con sus aletas caudales, y el intercambio gaseoso lo lleva a cabo con dos trompetas respiratorias situadas en su cabeza (Fernández, 2009). Responde a los estímulos y no necesita alimentarse (Zettel y Kaufman, 2008; CDC, 2012). A temperaturas comprendidas entre 28 y 32 °C, completa su desarrollo de uno a tres días y cuando existen variaciones extremas de temperatura éste período se puede retrasar o acelerar (OPS y OMS, 2011). Este estadio es fundamental ya que, es el periodo que da lugar a la formación de las alas, tres pares de patas, un aparato bucal modificado para picar-chupar, ovarios, glándulas salivales, y enzimas digestivas apropiadas para degradar (en el caso de las hembras) su futuro alimento, la sangre (Fernández, 2009).

3.4 Biología y comportamiento de *Aedes aegypti*

Generalmente el macho es más pequeño que la hembra y se diferencia de ésta por poseer un par de antenas plumosas (Eiman *et al.* 2008; Fernández, 2009). El aparato bucal es largo, en los machos es de tipo chupador porque se alimentan de néctar y exudados de frutos, mientras que en las hembras es de tipo picador-chupador, ya que además de alimentarse de sustancias azucaradas necesitan alimentarse de sangre para obtener proteínas y desarrollar los huevos (Eiman *et al.* 2008; Zettel y Kaufman, 2008; Faccioli *et al.* 2010). Generalmente después de una alimentación sanguínea, cuyo volumen promedio va de 1.5 a 6 microlitros, deposita un promedio de 20 a 100 huevos por lote cada 3-5 días (Fernández, 2009), sin embargo, una hembra puede producir hasta cinco lotes de huevos durante su vida (Zettel y Kaufman, 2008). Las hembras antes de succionar la sangre primero inyectan junto con la saliva sustancias anticoagulantes y es precisamente en ese momento en el cual pueden transmitir los virus que provocan el dengue (Ortiz *et al.* 2010).

A. aegypti es un mosquito de origen africano (Zettel y Kaufman, 2008), introducido en América durante la colonización; es una especie diseminada por medio del transporte de sus huevos, larvas, pupas y adultos, en barcos, aviones y transportes terrestres (OPS y OMS, 2011). Es un insecto que por su localización y hábitos se considera una especie antropofílica y doméstica, con ubicación de sus criaderos dentro o alrededor de la vivienda (Zettel y Kaufman, 2008). Las hembras hematófagas poseen hábitos de alimentación diurnos. Esta especie se cría en depósitos de agua limpia, con bajo contenido orgánico y de sales disueltas, ubicados en contenedores de agua de todo tipo (naturales y artificiales), como juguetes, neumáticos, baterías viejas, botellas, floreros, cubetas (CDC, 2012; OPS y OMS, 2011), huecos de los árboles, axilas de plantas y otras cavidades naturales (Thiri6n, 2010).

A. aegypti es una especie que no se aleja mucho de sus criaderos, en general, su radio de acci6n no excede los 150 metros. Sin embargo pueden

desplazarse a largas distancias en forma pasiva, en auto, tren, avión o barco (OPS y OMS, 2011). La ecología de éste vector lo ubica por debajo del rango de los 1200 metros, sin embargo se ha registrado en alturas alrededor de los 2400 msnm (Eiman *et al.* 2008). La enfermedad del dengue se presenta con mayor intensidad en las zonas con temperaturas promedio por arriba de los 25 °C y mayor precipitación pluvial anual (Gómez-Dantés *et al.* 2011). Es una especie de las regiones tropicales y subtropicales del mundo (Thirión, 2010).

La temperatura, precipitación y humedad son fundamentales para la supervivencia, reproducción y desarrollo del mosquito, las cuales pueden influir en la presencia y la abundancia del mismo (CDC, 2012).

3.5 Manejo del mosquito *Aedes aegypti*

Las estrategias de control del mosquito han sido poco efectivas, debido al uso intensivo de insecticidas y a la poca participación de la comunidad (Gómez-Dantés *et al.* 2011). Además, ha sido difícil controlar a *A. aegypti* porque tiene la capacidad de adaptarse y recuperarse rápidamente ante perturbaciones resultantes de fenómenos naturales (sequías) o intervenciones humanas (medidas de control). Ejemplo de ello es la capacidad de los huevos para resistir a la desecación y sobrevivir sin agua (CDC, 2012), durante semanas, meses e incluso años (Fernández, 2009), que posteriormente en presencia de humedad pueden eclosionar.

En México el Programa de Prevención y Control del Dengue ha tomado relevancia, actualmente se considera uno de los programas prioritarios en Salud Pública (Thirión, 2010). Está fundado en la reducción de criaderos de *A. aegypti* a través del control físico (eliminación, remoción y protección) descacharrización (patio limpio), y control químico para larvas y adultos (Secretaría de Salud, 2001).

A la fecha, el control del vector ha sido la principal opción para prevenir o reducir la transmisión del dengue, sin embargo la resistencia a los insecticidas ha dificultado el control del mismo (Rodríguez, 2008).

3.5.1 Patio limpio y cuidados del agua en el hogar

El programa patio limpio consiste en concientizar a la comunidad sobre acciones sencillas, para que la población las adopte y las integre como rutinas culturales. El patio limpio incluye acciones de eliminación de basura y destrucción o protección de recipientes que pueden funcionar como criaderos. Mientras, que los cuidados del agua en el hogar integra técnicas de protección de recipientes de agua de uso doméstico y de consumo humano (Secretaria de Salud, 2001).

3.5.2 Control biológico

Una alternativa al uso de insecticidas, es el control biológico, por no contaminar el ambiente. En otros países como Costa Rica se ha tenido éxito en condiciones de laboratorio usando predadores naturales como los copépodos (microcrustáceos) *Mesocyclops thermocyclopoidea* quienes atacan y lesionan a las larvas en sus segmentos abdominales (Schaper *et al.* 1998). Se ha propuesto como buena herramienta de control, ya que es barato reproducir esta especie, sólo se requieren unas hojas de lechuga y unos gramos de leche en polvo (Fernández, 2009). Otra especie utilizada ha sido *Bacillus thuringiensis var. israelensis* la cual constituye una alternativa para el control de larvas (Hernández, 2010). Ésta bacteria al ser ingerida por la larva, libera delta endotoxinas que destruyen las células de la pared intestinal (Bisset, 2002) y le produce una parálisis, que le impide alimentarse (Federici *et al.* 2003). La utilización de este producto biológico puede ser una buena opción, ya que la resistencia a las delta endotoxinas se desarrolla lentamente, mientras que la resistencia a los piretroides se desarrolla de manera rápida (Bisset, 2002).

3.5.3 Control químico

A lo largo de los años en la lucha contra los insectos vectores transmisores de enfermedades, el control químico ha sido la principal medida de control para el mosquito *A. aegypti*. Se han utilizado productos desde piretrinas, organoclorados, carbamatos y organofosforados (Fonseca y Quiñones, 2005).

En México el uso de insecticidas ha desempeñado un papel significativo en el control de *A. aegypti*, como la aplicación de gránulos organofosforados a fuentes de agua urbana para larvas (Álvarez *et al.* 2006; WHO, 2006), mientras que el control de adultos se ha realizado con aspersiones de permetrina, principalmente, desde hace más de 20 años (Secretaría de Salud, 2008).

3.6 Resistencia a insecticidas

El problema de la resistencia a insecticidas es un fenómeno creciente en muchos insectos vectores (Hemingway y Ranson, 2000). Se considera que un insecto ha desarrollado resistencia cuando un insecticida al ser aplicado, ya no afecta a la población de insectos objetivo, lo cual se debe a la expresión de los genes de resistencia en las poblaciones de insectos, cuando éstos son sometidos a una intensa presión de selección. La proporción de insectos resistentes aumenta en la medida que los individuos susceptibles se eliminan por acción del tóxico (IRAC, 2012). Crow (1960), define a la resistencia como un cambio heredable genéticamente que se manifiesta en respuesta a una selección por plaguicidas. También, es definida como el desarrollo de la habilidad del insecto para tolerar dosis altas de tóxicos, las cuales resultarían letales a la mayoría de los individuos en una población normal de la misma especie (Badii *et al.* 2007). Esa habilidad que desarrollan los insectos los capacita fisiológicamente para bloquear la acción tóxica de un insecticida por medio de mecanismos metabólicos y no metabólicos dando como resultado la supervivencia al no ser afectados por la aplicación de productos químicos (FAO, 1979). Por otra parte, el Comité de Acción para la Resistencia a los Insecticidas la define como “un cambio heredable en la sensibilidad de una población de una plaga que se refleja en repetidos fallos de un

producto para alcanzar los niveles de control esperados al ser usado de acuerdo con las recomendaciones de la etiqueta para esa plaga” (IRAC, 2012).

3.6.1 Tipos de resistencia

Existen diferentes tipos de resistencia. Una población de una plaga puede adquirir resistencia a un solo mecanismo (resistencia simple) o a varios mecanismos, de manera simultánea (resistencia múltiple). Además, un mismo mecanismo de resistencia puede conferir resistencia a varios productos, fenómeno llamado resistencia cruzada (IRAC, 2012) mediante el cual los insectos generan resistencia a insecticidas de otros grupos químicos, a quienes previamente no han sido expuestos. Por otra parte existe un fenómeno contrario; la resistencia cruzada negativa, que se presenta cuando una población que ha desarrollado resistencia a un insecticida, regresa a una susceptibilidad cercana a la original, como consecuencia de la aplicación de otro insecticida con distinto modo de acción (Lagunes, 1991).

Se ha sugerido que una buena opción para retrasar el desarrollo de dicho fenómeno es alternar insecticidas con diferente modo de acción y de familia química distinta, ya que de esta manera se cerciora que no existe un mecanismo de resistencia común en el punto de acción (IRAC, 2012).

3.6.2 Factores que influyen en el desarrollo de la resistencia a insecticidas.

Se sabe que la resistencia no se desarrolla a la misma velocidad en todas las especies o poblaciones (Bisset, 2002), ya que existen diversos factores que influyen en su desarrollo y se agrupan en: factores genéticos, biológicos y operacionales (FAO, 1979). Los genéticos están relacionados principalmente con la frecuencia y dominancia de los alelos de resistencia. Los biológicos por su parte incluyen el ciclo de vida, el número de descendientes por generación, migración, refugio, entre otros. Mientras que los operacionales están asociados directamente con la aplicación del insecticida, el tiempo, dosis, y formulación del mismo, el

estado de desarrollo seleccionado y la relación con el uso previo de insecticidas (Bisset, 2002; IRAC, 2012). Los primeros dos factores no están bajo control humano, el único factor que puede ser manipulado por el hombre con la finalidad de evitar o retrasar el desarrollo de la resistencia es el operacional.

La rápida o lenta presencia de la resistencia depende de factores como: la ecología, fisiología, bioquímica y genética del vector, que varía con la especie, las poblaciones y la localización geográfica del mismo (Brown, 1986). En este caso, los mosquitos tienen las características idóneas para el desarrollo rápido de la resistencia, debido a los ciclos de vida corto y con abundante progenie (IRAC, 2012).

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Ubicación del experimento

El estudio se realizó en el periodo de agosto de 2012 a mayo de 2013, en el insectario del Posgrado en Fitosanidad, Entomología y Acarología, Campus Montecillo, Colegio de Postgraduados, ubicado en el Km. 36.5 Carr. México- Texcoco, Montecillo, Estado de México.

4.2 Material biológico

Se utilizaron cuatro poblaciones de *A. aegypti*; una susceptible y tres de campo. La población susceptible (raza New Orleans) fue donada por la Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey, Nuevo León. Este proyecto se hizo en colaboración con la Secretaría de Salud del estado de Guerrero, quien colectó las muestras de campo que procedieron de tres regiones del estado: Costa Chica, Tierra Caliente y Acapulco. En estos lugares se habían detectado problemas de falta de efectividad durante las actividades de control del mosquito (Dzul-Manzanilla, 2012. Comunicación personal). Las muestras de campo se recolectaron durante 2012-2013 con ovitrampas. La ovitrampa es un recipiente cilíndrico de plástico en color negro de un litro de capacidad, al cual se le colocó medio litro de agua, obtenida de una toma directa, ya que con frecuencia esta se trata con abate para controlar la oviposición de las hembras. Cada contenedor conto con dos orificios a una altura de $\frac{3}{4}$ de capacidad del recipiente, para evitar que el agua se tirara o rebasase con la presencia de las lluvias. Se utilizaron tiras de tela pellón modelo F-1600 de 12 cm de ancho por 27 cm de largo. Se colocó el pellón en el interior del recipiente de tal forma que la mitad quedara dentro del agua y la otra mitad fuera (CENAPRECE, 2013). Las ovitrampas se colocaron y cambiaron semanalmente, las tiras de pellón fueron transportadas en bolsas de plástico al sitio de la investigación, teniendo cuidado de no exponerlas al sol directo.

¹Felipe Dzul-Manzanilla, 2012. M en C. Servicios Estatales de Salud de Guerrero. Chilpancingo, Guerrero, México.

4.3 Cría de *Aedes aegypti*

A partir del material biológico se establecieron las poblaciones y se criaron en el insectario, hasta obtener la generación F₁ en condiciones controladas de laboratorio a 27 ± 2°C, 70 ± 5% de humedad relativa y fotoperiodo 12:12 luz:oscuridad para realizar las pruebas. Las tiras de tela pellón que contenían los huevos de mosquito fueron colocadas en el interior de bandejas de plástico (35.5 x 32 cm), de 12 litros de capacidad con agua para su eclosión. Después de emerger, las larvas se trasladaron a otras bandejas de plástico con agua para tener la densidad apropiada y permitir su desarrollo. Se les adicionó un trozo de alimento en cuanto emergieron las primeras larvas, y cada vez que se lo terminaban se agregaba un trozo más del alimento para animales de laboratorio Rodent Lab Chow®,5001 (WHO, 2005).

El periodo larval transcurrió en 6 a 8 días, y cuando fue necesario se cambió el agua para evitar la formación de una nata en la superficie y evitar así la muerte por asfixia.

Posteriormente, al formarse las pupas se colectaron y depositaron en un recipiente de plástico de 500 mL con agua, el cual se introdujo en una jaula entomológica de 80X50X50 cm con una abertura al frente, para contener los adultos que emergieron. Dentro de esta jaula se colocó también un recipiente con agua, revestido con papel por dentro para que los huevos fueran adheridos por las hembras. Los adultos machos se alimentaron con agua azucarada al 10%, mientras que las hembras se alimentaron diariamente durante 15 minutos diarios con sangre de hámster dorado (WHO, 2005).

4.4 Insecticidas utilizados

Se utilizaron cuatro insecticidas en grado técnico, tres estándares analíticos y una formulación comercial de espinosina. malatión 96% (Quimix S.A. de C.V.), temefós 90% (Quimix S.A. de C.V.), permetrina 90% (Quimix S.A. de C.V.), lambda cialotrina 92.1% (Quimix S.A. de C.V.), clorpirifós etílico 99.8% (Sigma

Aldrich), pirimifós metil 99.9% (Sigma Aldrich), y propoxur 99.9% (Sigma Aldrich). La formulación de espinosina (Spinosad[®]) se utilizó al 26.1% (Cuadro 2).

Cuadro 2. Insecticidas utilizados en los bioensayos.

Nombre común	Grupo químico	Estructura química	Pureza %
Malatión	Organofosforado		96
Temefos	Organofosforado		90
Clorpirifós etílico	Organofosforado		99.8
Pirimifós metil	Organofosforado		99.9
Permetrina	Piretroide		90
Lambda-cialotrina	Piretroide		92.1
Propoxur	Carbamato		99.9
Spinosad	Espinosina		26.1

Fuente: Wood (2010).

4.5 Bioensayos en larvas

Para realizar los bioensayos se usó el procedimiento descrito por la Organización Mundial de la Salud (WHO, 2005). Consistió en utilizar vasos desechables de 100 mL de capacidad, a los cuales se les agregaron 100 mL de agua potable y posteriormente se adicionaron 20 larvas de cuarto estadio temprano. Para determinar la ventana de respuesta biológica se evaluaron dosis seriadas logarítmica desde 0.00001% hasta 1.0% hasta para detectar los porcentajes de mortalidad del insecto en el intervalo de cero a 100%. Posteriormente se incluyeron de cinco a ocho concentraciones intermedias en dicho intervalo para realizar el bioensayo completo. En total se realizaron cinco repeticiones en días diferentes de cada concentración de insecticida, cada muestra se evaluó con 100 especímenes. Se aplicó 1 mL de cada tratamiento a los vasos con larvas y al testigo se le aplicó únicamente 1 mL de acetona. La espinosina se diluyó con agua destilada y a su testigo se le agregó 1 mL de agua destilada.

A las 24 h de exposición al insecticida se determinó el porcentaje de mortalidad y se consideró larva muerta aquella sin capacidad de realizar movimientos verticales o desplazarse con facilidad (OPS y OMS, 2011). El máximo nivel de mortalidad aceptable para el testigo fue $\leq 12\%$ y la mortalidad en los tratamientos se corrigió con la ecuación de Abbott (1925).

4.6 Análisis estadístico

Los resultados de los ensayos se analizaron mediante PROC PROBIT (SAS Institute, 2001) para obtener los valores de las CL_{50} , límites de confianza al 95 % y la línea de respuesta log dosis-mortalidad. También se calculó el factor de resistencia (FR), que se obtuvo al dividir la CL_{50} de la población de campo entre la CL_{50} de la población susceptible de referencia (OMS, 2005). Para definir si una población era susceptible o resistente a los insecticidas evaluados se utilizaron los criterios propuestos por la OMS (2005), donde: FR_{50} : 0-10= susceptible, FR_{50} 10-20= verificación y FR_{50} >20= resistente.

5. RESULTADOS

Los resultados indican (Cuadro 3) que para la población susceptible (New Orleans) el insecticida que mostró mayor toxicidad a nivel de la CL_{50} fue la lambda-cialotrina (0.0002 ppm), seguido en orden decreciente por malatión (0.0024), clorpirifós étílico (0.0047), temefos (0.0081), permetrina (0.0132), pirimifós (0.0145), espinosina (0.0710) y propoxur (0.7522). Cabe señalar que para la mayoría de las poblaciones evaluadas los plaguicidas que mostraron mayor toxicidad a nivel de CL_{50} fueron la lambda-cialotrina y malatión, mientras que el de menor toxicidad fue propoxur.

Los valores más bajos de la pendiente se presentaron en la población susceptible, en malatión (1.25 ± 0.95), permetrina (1.36 ± 0.17) y la lambda-cialotrina (1.38 ± 0.30) los cuales indicaron heterogeneidad de la población para responder a la selección al aplicar los productos evaluados. En contraste, la pendiente registrada para los restantes productos y poblaciones varió de 1.46 ± 0.16 (lambda-cialotrina) a 3.16 ± 0.34 (Clorpirifós étílico) lo que indicó uniformidad de las poblaciones para responder a la selección.

5.1 Lambda-cialotrina

Los valores de la CL_{50} en las poblaciones de campo, Tierra Caliente, Costa Chica y Acapulco fueron 0.0067, 0.0156 y 0.0079 ppm, respectivamente, cuyos valores se consideran estadísticamente diferentes del observado en la población susceptible CL_{50} (0.0002) ya que no se traslapan los límites de confianza al 95 % de confiabilidad. Por otra parte el FR_{50} fue mayor a 25X, valores altos que ubican a las tres poblaciones de campo como resistentes de acuerdo a los criterios establecidos por la OMS.

5.2 Temefos

La población proveniente de la Costa Chica presentó el valor más alto de la CL_{50} (0.0496 ppm), seguido de Tierra Caliente (0.0431) y Acapulco (0.0395), los cuales fueron estadísticamente diferentes del mostrado por la susceptible (0.0081). Al considerar los límites de confianza al 95% de la población susceptible

no se traslaparon con los límites de confianza correspondientes a las poblaciones de campo, sin embargo, hubo traslape entre los límites de las tres de campo, lo que refleja que no son significativamente diferentes. Las poblaciones de campo mostraron susceptibilidad con valores bajos del $FR_{50} \leq 6.14x$.

5.3 Malatión

La población susceptible y la proveniente de la Costa Chica presentaron una respuesta similar a este insecticida en valores de CL_{50} (de 0.0029 y 0.0013 ppm, respectivamente), sin embargo, la susceptible no presentó traslape entre sus límites de confianza al 95%, y los límites de las de campo, pero sí se registró traslape entre las poblaciones de Tierra Caliente y Acapulco y con valores más altos de CL_{50} (0.0093 y 0.0105, respectivamente). Los valores del FR_{50} fueron bajos: ≤ 3.56 .

5.4 Espinosina

Los valores de CL_{50} para las poblaciones susceptible (0.0710 ppm) y Tierra Caliente (0.0825) fueron similares, esto se reflejó en el traslape de sus límites de confianza al 95 lo cual indicó que no son significativamente diferentes. Por otra parte el valor más alto de CL_{50} para este producto lo presentó la población Costa Chica (0.1351) y el más bajo la de Acapulco (0.0376). Las poblaciones mostraron niveles muy bajos de susceptibilidad: ≤ 1.90 .

5.5 Permetrina

La población susceptible (0.0131 ppm) y la proveniente de Tierra Caliente (0.0314) presentaron los valores más bajos de CL_{50} , no hubo traslape en los límites de confianza al 95% de la población susceptible y las de campo, pero sí entre las tres poblaciones de campo, quiere decir que éstas no son significativamente diferentes. Por otra parte las poblaciones de campo que mostraron valores más altos de CL_{50} fueron Acapulco y la Costa Chica (0.0701, 0.060, respectivamente). Los valores del FR_{50} fueron menores de ≤ 5.31 .

5.6 Propoxur

El valor más alto de la CL_{50} lo presentó la población proveniente de Acapulco (1.1435 ppm), seguido de la Costa Chica y Tierra Caliente (0.8780) con el mismo valor, y el más bajo la susceptible (0.7522). Por otra parte cabe mencionar que hubo traslape entre las cuatro poblaciones (susceptible y las tres de campo), lo cual muestra que son estadísticamente iguales. Los valores del FR_{50} fueron muy bajos ≤ 1.52 .

5.7 Clorpirifós etílico

La población susceptible presentó el valor más bajo de la CL_{50} (0.00466 ppm), seguido de Tierra Caliente (0.0079), Acapulco (0.0145) y la Costa Chica (0.0284). Los valores del FR_{50} fueron bajos ≤ 6.09 y no hubo traslape entre los límites de confianza al 95% entre ninguna población, lo que refleja que son significativamente diferentes.

5.8 Pirimifós metil

Los valores más altos de CL_{50} los presentaron las poblaciones de campo, Tierra Caliente, Costa Chica y Acapulco (0.0145, 0.2655, 0.1630 ppm, respectivamente), mientras que el valor más bajo fue para la susceptible (0.0794). Cabe señalar que no hubo traslape entre los límites de confianza al 95%, entre la población susceptible y las de campo, ni entre estas últimas. Sin embargo el FR_{50} fue ≤ 18.32 lo cual ubica a dos de las tres poblaciones de campo en categoría de verificación.

Cuadro 3. Toxicidad de ocho insecticidas en tres poblaciones de larvas del mosquito *Aedes aegypti* colectadas en Guerrero, México y la población de referencia New Orleans.

Insecticida	Población	CL50 ^a	LC%95 ^b	FR50 ^c	(b±EE) ^d	(x ²) ^e
Lambda-cialotrina	New Orleans	0.0002	0.0001-0.0011		1.38 ±0.30	63.9900
	Tierra Caliente	0.0067	0.0046-0.0105	26.70	1.72±0.22	18.7670
	Costa Chica	0.0156	0.0133-0.0181	61.86	2.00±0.17	2.2411
	Acapulco	0.0079	0.0063-0.0098	31.46	1.46±0.16	3.8687
Temefós	New Orleans	0.0081	0.0051-0.0147		2.73±0.48	18.1300
	Tierra Caliente	0.0431	0.0269-0.0668	5.34	2.58±0.42	10.2126
	Costa Chica	0.0496	0.0371-0.0717	6.14	3.10±0.53	14.8472
	Acapulco	0.0395	0.0280-0.0521	4.88	2.95±0.45	7.0621
Malatión	New Orleans	0.0029	0.0023-0.0038		1.25±0.95	2.6517
	Tierra Caliente	0.0093	0.0079-0.0111	3.16	1.79±0.13	1.9603
	Costa Chica	0.0013	0.0010-0.0016	0.43	1.52±0.15	1.6658
	Acapulco	0.0105	0.0088-0.0125	3.56	1.80±0.17	4.0678
Espinosina	New Orleans	0.0701	0.0629- 0.0805		2.89±0.24	4.5247
	Tierra Caliente	0.0825	0.0736-0.0920	1.16	2.82±0.21	4.0128
	Costa Chica	0.1351	0.0828-0.2290	1.90	2.63±0.40	11.8510
	Acapulco	0.0376	0.0321-0.0434	0.52	2.28±0.21	2.4896
Permetrina	New Orleans	0.0132	0.0080-0.0211		1.36±0.17	8.8742
	Tierra Caliente	0.0314	0.0194-0.0489	2.38	1.38±0.18	19.8029
	Costa Chica	0.0701	0.0603-0.0816	5.31	2.05±0.16	5.9594
	Acapulco	0.0600	0.0434-0.0815	4.54	2.31±0.28	9.9506
Propoxur	New Orleans	0.7522	0.5923-0.9574		2.55±0.26	8.7872
	Tierra Caliente	0.8209	0.4758-1.2509	1.09	2.69±0.49	22.5603
	Costa Chica	0.8799	0.7534-1.0167	1.16	2.04±0.17	2.8698
	Acapulco	1.1435	0.5452 -2.2385	1.52	1.98±0.36	13.5644

... Cuadro 3. Continuación

Insecticida	Población	^a CL ₅₀	^b LC%95	^c FR ₅₀	^d (b±EE)	^e (χ ²)
Clorpirifós etílico	New Orleans	0.0047	0.0037-0.0060		2.71±0.33	7.9326
	Tierra Caliente	0.0079	0.00702-0.0091	1.68	3.16±0.34	1.1244
	Costa Chica	0.0284	0.0254-0.0315	6.09	3.03±0.23	2.7216
	Acapulco	0.0145	0.0124-0.0169	3.11	1.53±0.11	7.4321
Pirimifós metil	New Orleans	0.0145	0.0096-0.0218		2.40±0.35	7.7574
	Tierra Caliente	0.2655	0.2262- 0.3137	18.32	1.84±0.15	7.0155
	Costa Chica	0.1630	0.1460-0.1820	11.24	2.70±0.21	1.0498
	Acapulco	0.0794	0.0674-0.0939	5.48	1.82±0.14	3.0467

a: Concentración Letal Media, en ppm. b: Límites de Confianza del 95%. c: factor de resistencia (CL₅₀ de la población de campo entre la CL₅₀ de la población susceptible). d: Error estándar de la pendiente. e: Valor de ajuste del modelo de Chi-cuadrada.

6. DISCUSIÓN

Las tres poblaciones de *A. aegypti* procedentes de campo mostraron resistencia al insecticida lambda cialotrina. Resultados similares fueron reportados en Colombia por Santacoloma *et al.* (2010) y Ardila-Roldán *et al.* (2013). En contraste, Balta y Villaseca (2005), Bisset *et al.* (2009) y Cáceres *et al.* (2013) mencionaron que *A. aegypti* es susceptible a este insecticida en Perú, el Salvador y Panamá. Los valores obtenidos muestran un alto grado de resistencia de acuerdo a los valores sugeridos por la OMS, aun cuando el producto químico se ha aplicado intensivamente como rociado residual intradomiciliario para combatir mosquitos del género *Anopheles* (Bown *et al.* 1993) vector principal del paludismo; ha afectado secundariamente y de forma importante a *A. aegypti*, ya que de forma indirecta ha sido expuesto al vivir en el interior de las casas (Zettel y Kaufman, 2008) al posarse (antes o después de alimentarse) en las superficies tratadas con lambda cialotrina.

En este mismo sentido, en el caso del insecticida pirimifós metil, las poblaciones de *A. aegypti* procedentes de Tierra Caliente (18.32X) y Costa Chica (10.96X) se encuentran en la categoría de verificación. Por el contrario, la población de Acapulco manifestó susceptibilidad (5.48X) al insecticida. Este último resultado coincide con lo reportado en Cuba y Venezuela por Bisset *et al.* (2004), Rodríguez *et al.* (2004) y Pérez y Molina (2009). La verificación a éste insecticida detectada en las dos poblaciones puede ser un indicador de las fallas del control a nivel de campo, sin embargo, es extraño el resultado ya que se esperaría una situación de resistencia cruzada negativa, debido a que se han utilizado en forma intensiva los piretroides; esta situación se puede deber a que la permetrina no contiene el grupo ciano en su estructura, lo que la ubica en otro subgrupo de piretroides.

Por otra parte, las tres poblaciones de *A. aegypti* recolectadas en campo fueron susceptibles a los insecticidas temefós, malatión, espinosina, permetrina, propoxur y clorpirifós. Algunos de los insecticidas mencionados se han usado por más de 20 años, por ejemplo, durante 50 años el insecticida temefós (Abate®) ha

sido el principal larvicida usado para el control de *A. aegypti* en países en desarrollo (Marina *et al.* 2012); es un producto recomendado por la OMS para aplicarlo a cuerpos de agua y contenedores de agua domésticos (WHO, 2006), como una formulación de gránulos minerales (Marina *et al.* 2012). Sin embargo, a pesar del uso intensivo, en México no se ha reportado resistencia de *A. aegypti* a este insecticida, posiblemente esto se deba a que es un producto poco persistente y por lo tanto en los cuerpos de agua tiene una persistencia muy corta, de horas a pocos días. En este medio puede unirse a los sólidos suspendidos y sedimentos, sufrir una lenta biodegradación aerobia o ser destruido por acción de la luz solar (RAP-AL, 2009). Es claro que la resistencia puede ocurrir, ya que este problema se ha presentado en algunas localidades de otros países como Colombia (Rodríguez *et al.* 2004; Maestre *et al.* 2009), Cuba (Bisset *et al.* 2004) y el Salvador (Bisset *et al.* 2009). Sin embargo, a pesar de eso, en las zonas de estudio no se ve inconveniente de que se pueda seguir usando este insecticida en los programas de control vectorial, ya que sigue siendo efectivo como tratamiento larvicida y a la fecha su uso no ha modificado la susceptibilidad a malatión, a pesar de ser del mismo grupo químico y compartir el mismo modo de acción, situación que probablemente se deba a que tiene un mecanismo de resistencia diferente, las carboxiesterasas (Lagunes, 1991).

Al igual que el insecticida temefos, el insecticida malatión ha sido utilizado ampliamente en América Latina, sin embargo, no se han encontrado muchos casos de resistencia, lo cual indica que el desarrollo de ésta a dicho insecticida en esta especie es lento (Cadavid *et al.* 2011), en el presente trabajo las tres poblaciones de campo de *A. aegypti* resultaron susceptibles. La población de la Costa Chica tuvo un valor muy bajo del $FR_{50}=0.43$ (lo que significa que fue más susceptible que la población susceptible de referencia), esto puede deberse a que la Secretaría de Salud de México, no recomendaba el uso de este producto contra mosquitos adultos en campañas de Salud Pública desde la década de los 90. Resultados similares se reportaron en Cuba (Rodríguez *et al.* 2004) y Colombia (Cadavid *et al.* 2011). En contraste, Pérez y Molina (2009) reportaron resistencia de *A. aegypti* al insecticida en Venezuela con valores de FR_{50} de 150.6X, 113.52X

y 69.50X, que pueden estar asociados al uso intensivo de este producto en ese país. En el caso de este estudio es interesante notar que en la medida que las poblaciones de campo adquieren resistencia a lambda-cialotrina, se vuelven susceptibles a malatión, lo cual proporciona elementos concretos para sugerir el uso de malation, ya que se manifiesta resistencia cruzada negativa con la lambda-cialotrina.

En el caso del insecticida permetrina, las tres poblaciones analizadas mostraron susceptibilidad a este insecticida. Lo anterior coincide con Balta y Villaseca (2005), quienes reportaron susceptibilidad en dos poblaciones de Perú, además de reportar una población resistente. Por otra parte Ardila-Roldán *et al.* (2013) encontraron resistencia de *A. aegypti* al insecticida en Colombia. Lo anterior manifiesta la posibilidad de que en el corto plazo se presente la resistencia en las regiones evaluadas, con el fin de retrasarla se recomendaría aplicaciones en rotación de este piretroide con el organofosforado (malatión), debido a la resistencia cruzada negativa que presentan, de tal forma que cuando *A. aegypti* esté desarrollando resistencia a permetrina se cambie por un periodo similar de aplicación por malatión, con la intención de bajar los niveles de resistencia para luego volver a aplicar permetrina. El hecho de que se reportaran fallas en el control del mosquito en Guerrero por este insecticida puede deberse al uso incorrecto del producto.

El insecticida propoxur es un producto que se autorizó para controlar este mosquito en México en 2011 (NOM-032-SSA2-2010, 2011), y debido a que no comparte mecanismos de resistencia con los productos utilizados se esperaba que las poblaciones de campos fueran susceptibles a él, como ocurrió. Este mismo resultado se obtuvo con poblaciones de Cuba (Rodríguez *et al.* 2004), Panamá (Cáceres *et al.* 2013) y Venezuela (Pérez y Molina, 2009). Sin embargo, en Perú, Balta y Villaseca (2005) reportaron que este insecto mostró resistencia a propoxur.

Por otra parte, las poblaciones también expresaron susceptibilidad al clorpirifós en Costa Chica (6.09X), Acapulco (3.11X) y Tierra Caliente (1.68X). Este resultado coincide con otros estudios donde se reportó susceptibilidad

(Rawlins y Wan, 1995; Bisset *et al.* 2004; Rodríguez *et al.* 2004 y Montada *et al.* 2005) en larvas y adultos de *A. aegypti*. En este mismo sentido, al insecticida espinosina, (Bond *et al.* 2004), las tres poblaciones manifestaron ser susceptibles. Este resultado coincide con otros estudios donde se reportó susceptibilidad a ese producto (Bisset *et al.* 2004; Bond *et al.* 2004; Garza-Robledo *et al.* 2011). Cabe señalar que la población de campo de la región Acapulco presentó el valor más bajo FR=0.52, esto quizá se deba a que en esa región se usa poco ese plaguicida, además de ser un producto poco persistente, y que sufre descomposición bajo la influencia del oxígeno, la humedad y la temperatura alta (Zingoni, 2009).

.

7. CONCLUSIONES

Las tres poblaciones de campo mostraron susceptibilidad a malatión, temefós, clorpirifós, permetrina, propoxur y espinosina, pero mostraron resistencia a lambda-cialotrina a pesar de que la aplicación de éste producto no va dirigido al control de *A. aegypti*. Este insecticida ha tenido un efecto indirecto en ésta especie lo cual se ve reflejado en los altos niveles de resistencia que se detectaron en esta investigación.

El insecticida temefos, a pesar de haberse aplicado por más de 50 años, sigue siendo efectivo como un tratamiento larvicida y su uso intensivo no ha modificado la susceptibilidad a malatión.

Es importante realizar el monitoreo frecuente de la susceptibilidad y/o resistencia de los insecticidas utilizados para el control de *A. aegypti*. Esto permitirá detectar de forma temprana la resistencia a estos productos e identificar productos efectivos y/o que contribuyan al retraso de la misma.

El control de *A. aegypti*, depende también de otras estrategias tales como: la sensibilización de la comunidad y la cooperación de las campañas de salud pública para reducir los criaderos de larvas de *A. Aegypti*.

8. RECOMENDACIONES

Plan de manejo de la resistencia a insecticidas del mosquito *Aedes aegypti* en el estado de Guerrero, México.

Actualmente en el mundo el control del mosquito del dengue se basa en pocas clases de insecticidas y en particular en piretroides y organofosforados. En México, el componente central en la lucha contra el dengue, por parte de la Secretaría de Salud, ha sido el control del vector *Aedes aegypti* tanto en su forma larvaria como adulta, basándose principalmente en la permetrina y el temefos, lo que ha dado como resultado fallas en el control y en algunas situaciones el desarrollo de la resistencia en esta especie de mosquito.

Para llevar a cabo un buen manejo de la resistencia a nivel local en Guerrero se recomienda el uso de las siguientes estrategias:

1. Uso racional de los insecticidas, utilizando en forma ordenada todas las clases disponibles que tengan un mecanismo de resistencia diferente.
2. Rotación de los insecticidas con diferente modo de acción, para eliminar la presión de selección de un grupo específico.
3. Favorecer la rotación entre piretroides y organofosforados debido al fenómeno de resistencia cruzada negativa que presentan.
4. Continuar monitoreando la resistencia a través de bioensayos para tomar decisiones sobre cambios de productos.

De acuerdo a los resultados obtenidos en las poblaciones de campo se puede mencionar lo siguiente:

- ✓ Se puede seguir usando el temefos en los programas de control vectorial, ya que sigue siendo efectivo como tratamiento larvicida y a la fecha su uso

no ha modificado la susceptibilidad a malatión, a pesar de ser del mismo grupo químico. Se puede integrar en rotación anual con el larvicida espinosino.

- ✓ Para el control de adultos y, en el caso de permetrina, se recomendarían aplicaciones en rotaciones anuales de este piretroide con los organofosforados malatión o clorpirifos metil debido a la resistencia cruzada negativa que presentan.
- ✓ Las poblaciones de campo son resistentes a lambda cialotrina y susceptibles a malatión, lo cual nos da elementos concretos para sugerir el cambio a este producto ya que se manifiesta el fenómeno de resistencia cruzada negativa.
- ✓ El propoxur es un producto prácticamente nuevo para controlar mosquitos adultos y hasta 2011 fue autorizado para aplicaciones residuales, y debido a que no comparte mecanismos de resistencia con los productos utilizados se puede integrar en la campaña contra el dengue.

9. LITERATURA CITADA

- Abbott, W.S. 1925. A method of computing the effectiveness of an insecticide. J. Econ. Ent. 18(2): 265-267.
- Álvarez, L., A. Briceño, y M. Oviedo. 2006. Resistencia al Temefos en poblaciones de *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) del occidente de Venezuela. Nota científica. Rev. Colom. Entomol. 32(2):172-175.
- Ardila-Roldán, S., L. Santacoloma, y H. Brochero, 2013. Estado de la susceptibilidad insecticidas de uso en Salud Pública en poblaciones naturales de *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) del departamento de Casanare, Colombia. Biomédica. Rev. Instituto Nacional de Salud. 33(3):1-41.
- Argueta, L. A., J. Valle, y F. C. Marina. 2011. Efectos ovicida y larvicida del spinosad en *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). Rev. Colom. Entomol. 37(2): 269-272.
- Badii, M. H., J.Landeros., E. Cerna, y J.L. Abreu. 2007. Bionomía y epidemiología del dengue. Daena: Intern. J. Good. Consc. 2(2): 286-297.
- Balta, L. R, y C. P. Villaseca. 2005. Determinación de la susceptibilidad del mosquito *Aedes aegypti* a los insecticidas de uso en Salud pública en áreas de riesgo de riesgo de transmisión del dengue y dengue hemorrágico. Ministerio de Salud. Instituto Nacional de Salud. Centro de Información y Documentación Científica. Serie Informes Técnicos No. 28.1-17pp.

- Beerntsen, T. B., A. A. James, and M. B. Christensen. 2000. Genetics of mosquito vector competence. *Microbiology and Molecular Biology Reviews* 64(1):115-137.
- Bisset, A. J. 2002. Uso correcto de insecticidas: control de la resistencia. *Rev. Cub. Med. Trop.* 54(3): 202-219.
- Bisset, A. J., M. M. Rodríguez., D. Fernández, y O. Pérez 2004. Estado de la resistencia a insecticidas y mecanismos de resistencia en larvas del municipio Playa, colectadas durante la etapa intensiva contra el *Aedes aegypti* en Ciudad de La Habana, 2001-2002. *Rev. Cubana Med. Trop.* 56(1): 61-66.
- Bisset, L. J. A., M.M. Rodríguez., J. L. San Martín., J. E. Romero, y R. Montoya. 2009. Evaluación de la resistencia a insecticidas de una cepa de *Aedes aegypti* de El Salvador. *Rev. Panam. Salud Pública.* 26(3): 229-234.
- Bond J. G., C. F. Marina, and T. Williams. 2004. The naturally derived insecticide spinosad is highly toxic to *Aedes* and *Anopheles* mosquito larvae. *Med. Vet. Entomol.* 18: 50-56.
- Bown, N. D., H. M. Rodríguez., I. J. Arredondo-Jiménez., G. E. Loyola, and M. C. Rodríguez. 1993. Intradomicillary behavior of *Anopheles albimanus* on the coastal plain of Southern Mexico: implications for malaria control. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 9(3): 321-324.

Brown, A.W. 1986. Insecticide resistance in mosquitoes: a pragmatic review. J Am Mosq Control Assoc. 2(2): 123-40.

Cáceres, L., J. Rovira., A. García., R. Torres, y M. De la Cruz. 2013. Determinación de la susceptibilidad a insecticidas organofosforados, carbamatos y piretroides en poblaciones de *Aedes aegypti* Linneaus, 1762. (Diptera: Culicidae). Bioméd.. 33:1-34.

Cadavid, M. J., M. Londoño., S. Milán., H. Yepes., R. Almanza, y G. L. Rúa-Uribe. 2011. Susceptibilidad al insecticida malatión en *Aedes aegypti* de Medellín, Colombia. Rev. Salud Pública Medellín. 5: 99-106.

Centers for Disease Control and Prevention (CDC). Organización Panamericana de la Salud. (OPS). 2011. Preparación y respuesta ante la eventual introducción del virus Chikungunya en las Américas. 1-148pp.

Centers for Disease Control and Prevention. (CDC). 2012. Dengue: Mosquito life-cycle. Consulta: (20/04/13) Disponible en: http://www.cdc.gov/dengue/entomologyecology/m_lifecycle.html

Centro Nacional de Programas Preventivos y Control de Enfermedades (CENAPRECE) 2013. Guía para la Vigilancia Entomológica con Ovitrapas (Consulta: 07/09/13). Disponible en: http://www.cenavece.salud.gob.mx/programas/interior/vectores/descargas/pdf/guiavigilanciaentomologicaovitrampas_sinlogo.pdf

- Chico, A. P., G. F. J. Hidalgo, y E. R. C. Ochoa. 2001. Ciclo de vida del *Aedes aegypti* y manifestaciones clínicas del dengue. *Acta Pediatr Méx.* 22(2): 114-117.
- Comité de Acción para la Resistencia a los Insecticidas (IRAC). 2011. Clasificación del Modo de Acción de Insecticidas y Acaricidas. 1.18 p.
- Crow, J. F. 1960. Genetics of insecticide resistance: general considerations. *Miscellaneous Publication of the Entomological Society of America* 2. 69- 74 pp.
- Eiman, M., M. V. Introini., C. Ripoll., W. Almirón., C. De Melo., D. Gorla., R. Gurtler., G. Oliveira., V. Micieli., N. Schweigmann., A. Valencia., H. Coto, y E. De Tito. 2008. Directrices para la prevención y control de *Aedes aegypti*. Ministerio de Salud. Presidencia de la Nación. 7-15 p.
- Faccioli, V., L. Panozzo, y M. Cáceres. 2010. Los mosquitos (Orden Diptera Familia Culicidae). Área Zoología de Invertebrados. Museo provincial de ciencias naturales "Florentino Ameghino" Cartilla de difusión No. 18. 1-7 p.
- FAO. 1979. Recommended Methods for the Detección and Measurement of Resistance of Agricultural Pests to Pesticides. *FAO plant Protection Bulletin.* 27: 29-32.
- Federici, B. A., H. W. Park., D. K. Bideshi., M. C. Wirth, and J. J. Johnson. 2003. Recombinant bacteria for mosquito control. *J. Exp. Biol.* 206: 3877-3885.

- Fernández S. I. *Biología y Control de Aedes aegypti*. Segunda edición. Monterrey, México. Edición Tendencias científicas. 2009. Manual de operaciones. Universidad Autónoma de Nuevo León. ISBN 978-607-433-320-6. 124 p.
- Flores, E. A., G. J. Salomón., S. I. Fernández., G. G. Ponce., B. Ma. H. Loaiza., S. Lozano., G. W. Brogdon., C. W. Black. IV, and B. Beaty. 2006. Mechanisms of insecticide resistance in field populations of *Aedes aegypti* (l.) from Quintana Roo, southern México. *J. Am. Control Assoc.* 22(4): 672-677.
- Fonseca, I. y L. M. Quiñones. 2005. Resistencia a insecticidas en mosquitos (Diptera: Culicidae): mecanismos, detección y vigilancia en salud pública. Artículo de revisión. *Rev. Colomb.* 31(2): 107-115.
- Garza-Robledo A. A., J. F. Martínez-Perales., V. A. Rodríguez-Castro, and H. Quiroz-Martínez. 2011. Effectiveness of spinosad and temephos for the control of mosquito larvae at a tire dump in Allende, Nuevo Leon, México. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 27(4): 404-407.
- Gibbons, R. V, and D. W. Vaughn. 2002. Dengue: an escalating problem. *J. Brit. Med.* 324(7353): 33-42.
- Gómez-Dantés H., J. L. San Martín., R. Danis-Lozano, y P. Manrique-Saide. 2011. La estrategia para la prevención y el control integrado del dengue en Mesoamérica. *Salud Pública Mex.* 53(3):349-357.

- Gubler, J. D. 2002. Epidemic dengue/dengue hemorrhagic fever as a public health, social and economic problem in the 21st century. *Trends Microbiol.* 10(2): 100-103.
- Hemingway, J. and H. Ranson. 2000. Insecticide Resistance in insect vectors of human disease. *Annu. Rev. Entomol.* 45: 371-391.
- Hernández, J.J. 2010. Desarrollo de nuevas opciones en el control biológico del dengue. *Rev. Med. De Costa Rica y Centroamérica LXVII.* (595) 509-513.
- Hernández, X. R. 2005. Ciclo de vida de los moscos *Aedes aegypti* y *albopictus*. Boletín epidemiológico. Secretaría de Salud. Sistema Nacional de Vigilancia Epidemiológica. Sistema único de Información. 37(22).
- Insecticide Resistance Action Committee (IRAC). 2012. Arthropod Pesticide Resistance Database. Scheme. (Consulta: 08/07/12). Disponible: <http://www.pesticideresistance.org/search.php>
- Juntarajumnong, W., S. Pimnon., M. J. Bangs., K. Thanispong., and T. Chareonviriyaphap. 2012. Discriminating lethal concentrations and efficacy of six pyrethroids for control of *Aedes aegypti* in Thailand. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 28(1): 30-37.
- Lagunes, T. A. 1991. Notas del curso de toxicología y manejo de insecticidas (Documento de trabajo). Centro de Entomología y Acarología. Colegio de Posgraduados. Montecillo-Chapingo, Méx. 195 p.

- Maestre S. R., V. G. Rey., A. J. De las Salas., S. C. Vergara., V. L. Santacoloma., O. S. Goenaga, y F. M. C. Carrasquilla. 2009. Susceptibilidad de *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) a temefos en Atlántico-Colombia. Rev. Colomb. Entomol. 35(2): 202-205.
- Marina, F. C., J. G. Bond., J. Muñoz., J. Valle., N. Chirino, and T. Williams. 2012. Spinosad: a biorational mosquito larvicide for use in car tires in southern Mexico. Parasites and vectors. 5(95): 1-10.
- Montada D. D., R. M. Castex., D. S. Suárez., S. D. Figueredo, y S. M. Leyva. 2005. Estado de la resistencia a insecticidas en adultos del mosquito *Aedes aegypti* del municipio Playa, Ciudad de La Habana Cuba. Rev. Cub. Med. Trop. 57(2):137-142.
- Norma Oficial Mexicana NOM-032-SSA2-2010, Para la vigilancia epidemiológica, prevención y control de enfermedades transmitidas por vector (D.O.F. 1 Junio 2011). México.
- Organización Panamericana de la Salud (OPS); Organización mundial de la Salud (OMS). 2011. Manual de vigilancia y control de *Aedes aegypti*. Ministerio de Salud Pública. División Epidemiológica. Uruguay. 1-30 p.
- Ortiz, Z., E. Cufino., M. J. Ravalli., A. Cuyul., L. Wainsztock., N. Sweigmann S. Fischer, y E. Chapman. 2010. Participación social en la prevención del dengue: Guía para el promotor 2^{da} edición. 22 p.

- Pérez, Pinto. E. E., y D. Molina de Fernández. 2009. Resistencia focal a insecticidas organosintéticos en *Aedes aegypti* (Linneaus, 1762), (Diptera: Culicidae) de diferente municipios del estado Aragua, Venezuela. Bol. Malariol. Salud Amb. 69(1): 143-150.
- Rawlins, S. C, and J. O. Wan. 1995. Resistance in some Caribbean populations of *Aedes aegypti* to several insecticides. J. Am. Mosq. Contr. Assoc. 11(1): 59-65.
- Red de Acción en Plaguicidas y sus Alternativas de América Latina (RAP-AL). 2009. Témefos. Ficha Técnica. 1-11 p.
- Rodríguez, C. M. 2008. Estudio de la resistencia a insecticidas en *Aedes aegypti* (DIPTERA: CULICIDAE). Tesis para obtener el grado de Doctor en Ciencias de la Salud. Ciudad de la Habana. 115 p.
- Rodríguez, C. M. M., J. A. L. Bisset., D. Fernández, y I. O. Pérez. 2004. Resistencia a insecticidas en larvas y adultos de *Aedes aegypti*: prevalencia de la esterasa A4 asociada con la resistencia a temefos. Instituto de Medicina Tropical. Rev. Cub. Med. Trop. 56(1): 54-60.
- Rodríguez, M. L. 2013. Sanofi Pasteur: una cura para el dengue en 2015. Rev. Forbes. (Consulta: 10/11/13) Disponible: <http://www.forbes.com.mx/sites/sanofi-pasteur-una-cura-para-el-dengue-en-2015/>

- Saavedra R, K., G. G. Ponce., S. I. Fernández., Z. R. Torres., A. E, y S. Flores. 2008. Mutación asociada a la resistencia a insecticidas piretroides en el mosquito transmisor del dengue (*Aedes aegypti*). CIENCIA UANL. 9(4): 393-402.
- Santacoloma, V. L., C. B. Chaves, y H. L. Brochero. 2010 Susceptibilidad de *Aedes aegypti* a DDT, deltametrina y lambdacialotrina en Colombia. Rev. Panam. Salud Pública. 27(1): 66-73.
- SAS Institute. 2001. SAS/Stat® 9.1 User's Guide. SAS Institute, Inc., Cary, NC.
- Schaper, S., F. Hernández, y L. Soto. 1998. La lucha contra el dengue: control biológico de larvas de *Aedes aegypti* empleando *Mesocyclops thermocyclooides* (Curstacea). Rev. Costarric. Cienc. Med. V.19 n.1-2.
- Secretaria de Salud (SSA). 2001. Programa de Acción: Enfermedades Transmitidas por Vector. México: SSA. 1-74 pp.
- Secretaria de Salud (SSA). 2008. Manual para la prevención y control del dengue. México, DF: Secretaria de Salud.
- Simmons, P.C., J. J. Farrar., N. V. Vinh Chau, and W. Bridget. 2012. Dengue. N Engl. J. Med. 366(15): 1423-1432.
- Thirión, I. J. 2010. El mosquito *Aedes aegypti* y el dengue en México. Bayer Environmental Science. 1-169 p.
- Vargas, V. F., P. O. Córdova, y A. A. Alvarado. 2006. Determinación de la resistencia a Insecticidas en *Aedes aegypti*, *Anopheles albimanus* y

Lutzomyia peruensis procedentes del Norte Peruano. Rev. Peru Med. Exp. Salud Pública 23 (4): 259- 264.

Wood, A. 2010. Compendium of Pesticide Common Names. Classified Lists of Pesticides. (Consulta: 10/11/13) Disponible en: http://alanwood.net/pesticides/class_pesticides.html

World Health Organization [WHO]. 2005. Guidelines for laboratory and field testing of mosquito larvicides. WHO/CDS/WHOPES/ GCDPP/ 2005.13.

World Health Organization [WHO]. 2006. Guidelines for testing mosquito adulticides for indoor residual spraying and treatment of mosquito nets. WHO/CDS/NTD/WHOPES/GCDPP/2006.3.

World Health Organization [WHO]. 2013. Dengue. Health topics. (Consulta: 15/04/13). Disponible: <http://www.who.int/topics/dengue/en/>

Zettel, C. and P. Kaufman. 2008. Yellow fever mosquito, *Aedes aegypti* (Linnaeus) (Insecta: Diptera: Culicidae). Universidad de Florida. Entomology and Nematology Department, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida. EENY-434. 1-8 p.

Zingini, Ma. M. 2009. HOJA DE DATOS DE SEGURIDAD PODIUM (CLORPIRIFÓS 48%+ALFAMETRINA10%EC):35.830. Insumos Agroquímicos S.A. (InsuAgro). 1-5 p.