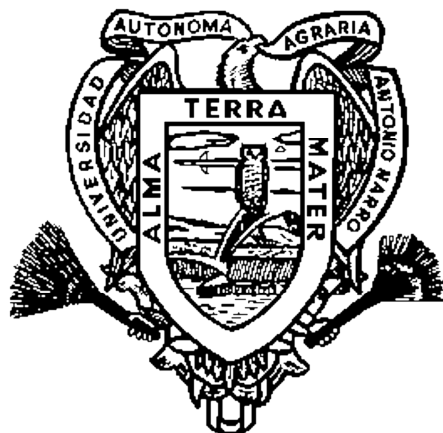


**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS



**Líneas de respuesta a larvicidas recomendados para
el control de *Aedes aegypti* (L).**

**POR
ANGEL GUILLERMO LÓPEZ GONZÁLEZ**

TESIS

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

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

TORREÓN, COAHUILA

ENERO DE 2015

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

Líneas de respuesta a larvicidas recomendados para
el control de *Aedes aegypti* (L).

POR
ANGEL GUILLERMO LÓPEZ GONZÁLEZ

TESIS

QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL COMITÉ DE ASESORÍA COMO
REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

APROBADA POR

ASESOR PRINCIPAL:


DR. FRANCISCO JAVIER SANCHEZ RAMOS

ASESOR:


DRA. MA. TERESA VALDÉS PEREZGASGA

ASESOR:


DR. ALDO IVAN ORTEGA MORALES

ASESOR:


MC. JAVIER LOPEZ HERNANDEZ




DRA. MA. TERESA VALDÉS PEREZGASGA

Coordinación de la División de
Carreras Agronómicas

COORDINADORA INTERINA DE LA DIVISIÓN DE
CARRERAS AGRONÓMICAS

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

Líneas de respuesta a larvicidas recomendados para
el control de *Aedes aegypti* (L).

POR
ANGEL GUILLERMO LÓPEZ GONZÁLEZ

TESIS

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

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

APROBADA POR

PRESIDENTE:


DR. FRANCISCO JAVIER SANCHEZ RAMOS

VOCAL:


DRA. MA. TERESA VALDÉS PEREZGASGA

VOCAL:


DR. ALDO IVÁN ORTEGA MORALES

VOCAL:


MC. JAVIER LÓPEZ HERNÁNDEZ




DRA. MA. TERESA VALDÉS PEREZGASGA

Coordinación de la División de
Carreras Agronómicas

COORDINADORA INTERINA DE LA DIVISIÓN DE
CARRERAS AGRONÓMICAS

TORREÓN, COAHUILA

ENERO DE 2015

AGRADECIMIENTOS

A mis padres, Guillermo López Hernández y Ofelia González Molina por haberme dado la vida y apoyarme incondicionalmente para obtener un logro tan grande como es el convertirme en un profesionista.

A mis hermanos, Clarivel López González y Emiliano López González, por ser parte de mi familia y darme su ayuda incondicional.

A Perla Jazmín Madrid Rodríguez, por ser una persona en la que puedo confiar y por estar en los momentos difíciles cuando más la necesitaba, gracias.

A mi Alma Mater, por aceptarme ser parte de ella y darme una formación como profesionista.

Al Dr. Francisco Javier Sánchez Ramos, por brindarme todo su apoyo y permitirme ser parte de su proyecto para realizar mi tesis de titulación.

Al Dr. Aldo I. Ortega Morales, por ayudarme con la identificación del material biológico y por su apoyo en la realización de mi tesis.

A todos los maestros del Departamento de Parasitología, Dr. Francisco Javier Sánchez Ramos, Dr. Aldo Iván Ortega Morales, Dra. María Teresa Valdés Perezgasca, MC. Javier López Hernández, Ing. Bertha Alicia Cisneros Flores, PhD. Teodoro Herrera Pérez, PhD. Florencio Jiménez Díaz, PhD. Vicente Hernández Hernández, MC. Sergio Hernández Rodríguez, Ing. José Alonso Escobedo, MC. Claudio Ibarra Rubio. A todos ellos por brindarme su conocimiento, su amistad y consejos, a todos muchas gracias.

A la Sra. Graciela Armijo Yerena, secretaria del Departamento de Parasitología, por ayudarme con los trámites de la documentación y por brindarme su amistad.

A la Ing. Gabriela Muños Dávila, por ayudarnos y prestarme el material de laboratorio necesario para complementar las clases y realizar las practicas.

DEDICATORIAS

A mis padres, Guillermo López Hernández y Ofelia González Molina por su confianza y el apoyo que me brindaron todo este tiempo.

A mis hermanos, Clarivel López González y Emiliano López González, a quienes quiero mucho.

A mi novia, Perla Jazmín Madrid Rodríguez, una persona a quien quiero mucho y por darme su ayuda incondicional en cualquier momento.

A mis abuelos, Liborio González Montoya y Celia Molina Lomas por ser mis segundos padres y estar ahí cuando los necesitaba.

A toda mi familia, gracias a todos por sus consejos, toda su ayuda y su apoyo, mil gracias a todos los que estuvieron y siguen estando conmigo.

ÍNDICE

	Pág.
AGRADECIMIENTOS	i
DEDICATORIAS	ii
ÍNDICE	iii
ÍNDICE DE CUADROS	v
ÍNDICE DE FIGURAS	vi
RESUMEN	viii
1. INTRODUCCIÓN	1
Objetivo	4
Hipótesis	4
2. REVISIÓN DE LITERATURA	5
2.1 Características generales de los mosquitos	5
2.2 Importancia de los mosquitos culícidos	7
2.3 Mosquitos vectores de enfermedades	8
2.3.1 Dengue	9
2.3.2 Fiebre amarilla	10
2.3.3 Filariasis	11
2.3.4 Paludismo o malaria	12
2.3.5 Encefalitis	12
2.4 Clasificación taxonómica de <i>Aedes aegypti</i>	13
2.5 Biología y hábitos de <i>Ae. aegypti</i>	13
2.5.1 Alimentación	15
2.5.2 Ciclo de vida	15
2.6 Morfología de <i>Ae. aegypti</i>	16
2.6.1 Huevo	16
2.6.2 Larva	17
2.6.3 Pupa	19
2.6.4 Adulto	20
2.7 Distribución geográfica de <i>Ae. aegypti</i>	21
2.8 Control de mosquitos vectores	22
2.8.1 Control cultural	23
2.8.2 Control químico	23
2.8.3 Control biológico	26
2.9 Sitio de acción de los insecticidas	28
2.9.1 Organofosfatos y carbamatos	28

2.9.2 Piretroides	28
2.10 Resistencia a insecticidas	29
2.11 Mecanismos de resistencia	30
2.12 Tipos de resistencia	31
2.12.1 Resistencia cruzada	31
2.12.2 Resistencia múltiple	32
2.13 Bioensayos	32
3. MATERIALES Y MÉTODOS	33
3.1 Ubicación del área de estudio	33
3.2 Colecta del material biológico	34
3.3 Identificación del material biológico	35
3.4 Insecticidas evaluados	35
3.5 Métodos	35
3.5.1 Bioensayos en larvas de <i>Ae. aegypti</i>	35
3.6 Análisis estadístico	36
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	37
5. CONCLUSIÓN	43
6. BIBLIOGRAFÍA	44

ÍNDICE DE CUADROS

		Pág.
Cuadro 1	Insecticidas utilizados para el control de <i>Aedes aegypti</i> .	24
Cuadro 2	Larvicidas recomendados para uso en agua potable.	25
Cuadro 3	Tratamientos de los bioensayos con larvas de <i>Ae. aegypti</i> .	36
Cuadro 4	Población de 25 larvas de <i>Ae. aegypti</i> expuesta a Deltametrina 2.55% (Delta Pro CE).	37
Cuadro 5	Población de 25 larvas de <i>Ae. aegypti</i> expuesta a Temefos 1% (Abate G).	39
Cuadro 6	Población de 25 larvas de <i>Ae. aegypti</i> expuesta a Temefos 50% (Abate 500 CE).	40
Cuadro 7	Tiempos Letales (minutos) de larvas de <i>Ae. aegypti</i> tratadas con Deltametrina, Temefos 1% y 50%. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.	42

ÍNDICE DE FIGURAS

		Pág.
Figura 1	Ciclo de enfermedades transmitidas por vectores	8
Figura 2	Sintomatología del dengue.	10
Figura 3	Ciclo de vida de <i>Aedes aegypti</i> .	16
Figura 4	Huevo de <i>Ae. aegypti</i> .	17
Figura 5	Larva de <i>Ae. aegypti</i> .	17
Figura 6	Estadíos larvales de <i>Ae. aegypti</i>	18
Figura 7	Pelo sin ramificaciones en la cabeza de una larva de <i>Ae. aegypti</i> .	18
Figura 8	Esclerito anal incompleto sin espinas prominentes.	19
Figura 9	Sifón respiratorio con pelo ramificado en 3 partes.	19
Figura 10	Pupas de <i>Ae. aegypti</i> .	20
Figura 11	Macho (izq.) y Hembra (der.), dimorfismo de <i>Ae. aegypti</i> .	21
Figura 12	Hembra de <i>Ae. aegypti</i> alimentándose.	21
Figura 13	Mapa de la presencia de <i>Ae. aegypti</i> en el mundo.	22
Figura 14	Sitio de colecta marcado con un punto rojo, ubicado en el ejido San Lorenzo, San Pedro de las Colonias, Coahuila.	33
Figura 15	Ovitrampas para la colecta de huevos de <i>Ae. aegypti</i> .	34
Figura 16	Jaulas para la crianza de <i>Ae. aegypti</i> .	35

Figura 17	Línea de respuesta tiempo-mortalidad de una población de 25 larvas expuestas a Deltametrina 2.55% CE (Delta Pro). UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.	38
Figura 18	Línea de respuesta Tiempo-Mortalidad de una población de 25 larvas expuestas a Temefos 1% G (Abate granulado). UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.	39
Figura 19	Línea de respuesta Tiempo-Mortalidad de una población de 25 larvas expuestas a Temefos 50% (Abate 500 CE). UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.	41

RESUMEN

El control químico sigue siendo una de las estrategias más importantes en el mundo para el control del mosquito *Aedes aegypti* (L.) (Díptera: Culicidae), pero el uso excesivo de productos químicos y la falta de conocimiento en el manejo y uso de los mismos, han provocado una resistencia generalizada en esta especie. En este trabajo se realizó un estudio con una población de *Ae. aegypti*, colectada en la localidad de San Lorenzo, Municipio de San Pedro, Coahuila, México, con la finalidad de observar las líneas de respuesta en tiempo letal (TL) a larvicidas utilizados para su control. El protocolo utilizado fue el propuesto por la CDC-USA. Los plaguicidas utilizados en los bioensayos fueron: Deltametrina 2.55% (Delta Pro CE), Temefos 1% (Abate granulado), Temefos 50% (Abate 500 CE). Las líneas de respuestas obtenidas muestran que la población de estudio en el estado de larva es susceptible a los productos Deltametrina 2.55% (Delta Pro CE) (QUIMIX S.A. de C.V. RSCO-IND-INAC-119-392-017-98), Temefos 1% (Abate granulado) (BASF Mexicana S.A. de C.V. RSCO-URB-INAC-194-325-005-01) y Temefos 50% (Abate 500 CE) (BASF Mexicana S.A. de C.V. RSCO-URB-INAC-194-326-009-44).

Palabras clave: *Aedes aegypti*, bioensayos, larvicidas, líneas de respuesta, tiempo letal (TL).

1. INTRODUCCIÓN

Los mosquitos de la familia Culicidae, pertenecen al orden Díptera y constituyen un abundante grupo de insectos, bien conocidos y muy importantes a nivel mundial desde el punto de vista médico y veterinario. Por sus hábitos hematófagos, las hembras de un gran número de mosquitos, generalmente son molestas plagas sanitarias, además funcionan como vectores de diversos patógenos causantes de enfermedades a los humanos y animales domésticos y silvestres. Algunas encefalitis arbovirales, fiebre amarilla, dengue, paludismo o malaria y ciertas filariasis, son ejemplos de enfermedades transmitidas por mosquitos (Muñoz-Cabrera *et al.*, 2006).

La familia Culicidae comprende 3,590 especies en el mundo y alrededor de 225 especies registradas en México, agrupadas en 21 géneros (Espinoza-Gómez *et al.*, 2013), 131 de estas especies pertenecen a los géneros: *Anopheles*, *Aedes*, *Psorophora* y *Culex*. El género *Aedes* presenta aproximadamente 60 especies en Norte América, siendo uno de los géneros más abundantes en esta región (Mandujano, 2012). De todas las especies de mosquitos conocidos con importancia en salud pública, *Aedes aegypti* (Linnaeus), es considerada una de las más peligrosas por tener la capacidad de transmitir el mayor número de enfermedades arbovirales al hombre y por ser el vector principal del dengue (Thirión, 2003; Espinoza-Gómez *et al.*, 2013).

Ae. aegypti es la principal especie de mosquito involucrada en la transmisión del virus de dengue clásico (DC) y su forma letal, el dengue hemorrágico (DH), siendo una de las enfermedades más importantes en América,

causando 50 millones de casos con 500 mil manifestaciones de shock o hemorragia al año, lo que implica un impacto negativo sobre diversas comunidades en el mundo (Diéguez *et al.*, 2011).

Tan solo en México para el 2006 se registraron 27,287 casos, de los cuales 22,810 fueron de dengue clásico (DC) y 4,477 de dengue hemorrágico (DH) (García *et al.*, 2011). El Estado de Sinaloa en el año 2007 presentó el mayor número de casos de DH a nivel nacional y Morelos en el año 2008, se registró el brote de dengue más importante de su historia con 5,953 casos acumulados de fiebre por dengue clásico (DC) y 2,165 casos de fiebre por dengue hemorrágico (DH), (García *et al.*, 2011; Villegas-Trejo *et al.*, 2011).

A falta de una vacuna, el control del dengue está basado en implementar diversas estrategias para tratar de reducir la presencia mosquito vector en el menor tiempo posible. Para ello, se aplican grandes cantidades de insecticidas, conjuntamente con campañas de descacharrización, eliminación de criaderos y un constante llamado a la participación de la comunidad (Torres-Estrada y Rodiles-Cruz, 2013).

Para el caso del control químico surge el concepto de resistencia a insecticidas y se define como la capacidad de una población determinada de insectos a ser inmunes a la aplicación de insecticidas, debido al desarrollo de mecanismos de resistencia metabólicos y no metabólicos. El primer dato formal sobre resistencia a insecticidas fue registrado en 1914 cuando se observó el fracaso del sulfuro de calcio, al no controlar a la escama de San José *Aspidiotus perniciosus*. Desde entonces se han encontrado casos similares con otras

especies de insectos, donde desarrollan resistencia a plaguicidas bajo condiciones adecuadas (Bobadilla, 2010).

Los bioensayos con larvas de *Ae. aegypti* expuestas a plaguicidas se realizan con el propósito de medir el porcentaje de mortalidad y para vigilar la resistencia a insecticidas, que son componentes importantes para la toma de decisiones en el manejo integrado de mosquitos vectores. Estos datos nos permiten programar y planear la selección adecuada y racional de plaguicidas con un bajo impacto económico y ambiental. Así mismo, al detectar la resistencia en etapas tempranas permitirá la implementación de una estrategia de manejo de resistencia y otras alternativas de control (Bobadilla, 2010; Conde, 2012).

Objetivo

Determinar el tiempo de mortalidad de la Deltametrina 2.55% CE, Temefos 1% G y Temefos 50% CE para cada uno de larvicidas formulados comercialmente para el control de *Aedes aegypti*.

Hipótesis

Los tiempos letales de los plaguicidas evaluados varían según el ingrediente activo y la formulación utilizada.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Características generales de los mosquitos

Los mosquitos pertenecen a la Familia Culicidae, dentro del Orden Díptera (di = dos; ptera = alas). Los mosquitos adultos, como los insectos en general, presentan el cuerpo dividido en tres regiones (cabeza, tórax y abdomen con 10 segmentos), poseen un par de antenas, dos pares de alas y tres pares de patas (Faccioli *et al.*, 2010). Son insectos holometábolos y solo cuentan con un par de alas funcionales, el otro par está muy reducido y constituye los halterios o balancines que actúan como órganos para el equilibrio durante el vuelo (Romero-Mendoza, 2012).

Los mosquitos hembra al igual que los machos, pueden tener una dieta de líquidos azucarados y néctar que toman de las flores o exudados de frutos disponibles en la naturaleza, pero a pesar de que la hembra puede sobrevivir con solo alimentarse de estas sustancias azucaradas, debe ingerir sangre (hematofagia) de humanos o animales para la fertilidad y desarrollo de sus huevos (Conde, 2012).

Los adultos son en general pequeños, de cuerpo delgado, un par de antenas y tres pares de patas largas (de ahí el nombre común de zancudos), siendo generalmente los machos de menor tamaño que las hembras. Las alas son angostas y están cubiertas de escamas, poseen solo un par de alas funcionales, el otro está muy reducido y constituyen los halterios o balancines, que actúan como órganos para el equilibrio durante el vuelo. El aparato bucal es largo, en el caso de

los machos es de tipo chupador y en las hembras es picador-chupador (Faccioli *et al.*, 2010; Rosii y Almirón, 2004).

Los mosquitos pasan por cuatro estados durante su ciclo biológico: huevo – larva – pupa – adulto. Los estados inmaduros se desarrollan en el agua y todo ambiente acuático donde viven y se reproducen se denomina criadero, en tanto que los adultos son de vida terrestre. Los huevos pueden ser colocados en la superficie del agua, en la vegetación acuática o en lugares húmedos, las hembras escogen horas del día de baja luminosidad para oviponer, o bien lo hacen durante la noche (Rosii y Almirón, 2004; Faccioli *et al.*, 2010).

El cuerpo de las larvas se divide en tres regiones corporales: cabeza, tórax y abdomen y su alimentación está basada en microorganismos como hongos, bacterias, protozoarios, desechos de animales y vegetales presentes en el agua (Romero-Mendoza, 2012).

Las pupas no se alimentan y también son acuáticas, a diferencia de la mayoría de las pupas de otros insectos, están dotadas de gran movilidad y generalmente reciben el nombre común de maromeros, por la forma particular en la que desplazan dentro del agua (Roblero-López, 2011); las pupas al igual que las larvas se dirigen periódicamente a la superficie para respirar y lo hacen mediante los sifones respiratorios (en larvas se encuentra en el último segmento abdominal y en pupas se localizan atrás del cefalotórax) (Faccioli *et al.*, 2010).

2.2 Importancia de los mosquitos

La familia Culicidae es un diverso grupo que comprende 3,590 especies y alrededor de 225 han sido registradas en México (Espinoza-Gómez *et al.*, 2013). Los mosquitos de esta familia son considerados como problemas sanitarios serios, por el habito hematófago que presentan las hembras, ya que con su picadura transmiten agentes patogénicos causantes de graves enfermedades (Muñoz-Cabrera *et al.*, 2006).

Estos insectos se encuentran distribuidos en casi cualquier región del mundo, excepto en lugares que están congelados permanentemente (Ortega-Morales *et al.*, 2010) y una cantidad considerable de especies actúan como vectores de diversas enfermedades como: algunas encefalitis arbovirales, dengue, fiebre amarilla, malaria o paludismo y ciertas filariasis, estas enfermedades continúan siendo un gran problema para la salud pública especialmente en las regiones tropicales y subtropicales en donde la diversidad de estos mosquitos es mayor que en otras regiones (Muñoz-Cabrera *et al.*, 2006).

Los mosquitos son una de las más importantes plagas de insectos que afectan la salud de los humanos y animales domésticos de casi todo el mundo. Pueden causar una variedad de problemas a la salud por tener la habilidad de transmitir virus y otras enfermedades causadas por patógenos. La hembra de los mosquitos requiere principalmente de sangre como alimento para la producción de huevos, puede producir una cantidad de huevos muy variada, según la sangre que haya ingerido durante su alimentación (Li *et al.*, 2013). Solamente las hembras son importantes desde el punto de vista sanitario por ser transmisoras de patógenos a

humanos causantes de enfermedades importantes como: dengue, fiebre amarilla, malaria o paludismo, filariasis y encefalitis, entre otras (Faccioli *et al.*, 2010).

2.3 Mosquitos vectores de enfermedades

El patógeno, el mosquito vector, el ambiente y el hombre susceptible son los cuatro eslabones de la cadena epidemiológica que se deben tener en cuenta en los estudios relacionados con estos insectos de interés sanitario (Figura 1). Entre los patógenos transmitidos por mosquitos, los virus ocupan un lugar primordial; los transmitidos por artrópodos, como mosquitos y garrapatas, se denominan arbovirus (Rossi y Almirón 2004).

Los mosquitos tienen una atención muy particular en todo el mundo por ser reservorios y vectores de importantes enfermedades para el ser humano, tales como el dengue, la fiebre amarilla, filariasis, paludismo o malaria, y encefalitis virales (Espinoza-Gómez *et al.*, 2013).

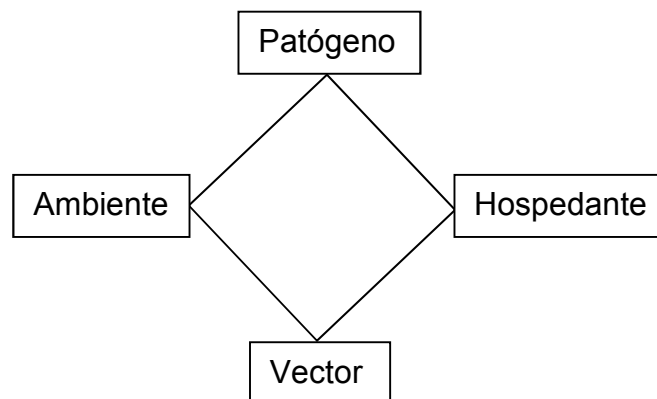


Figura 1. Ciclo de enfermedades transmitidas por vectores

2.3.1 Dengue

El dengue es la enfermedad febril más frecuente en mundo causada por un virus transmitido al hombre por la picadura de mosquitos del genero *Aedes* (*Stegomyia*) (Santos *et al.*, 2013), dicha enfermedad es un virus ARN del genero *Flavivirus*, causada por 4 serotipos conocidos (DEN-1, DEN-2, DEN-3, DEN-4) (Roblero-López, 2011; Santos *et al.*, 2013). La transmisión del virus del dengue es totalmente vectorial, siendo el mosquito *Aedes aegypti* (Linnaeus) 1762 el involucrado en nuestro país. La hembra de *Ae. aegypti* adquiere el virus al alimentarse de una persona infectada (con el virus circulante en su sangre) (Eiman *et al.*, 2008).

El periodo de incubación del virus en el interior de organismo del mosquito es de aproximadamente entre 8 y 10 días, dependiendo de la temperatura ambiental (Romero-Mendoza, 2012). El virus se replica en el intestino del mosquito y desde ahí se mueve hacia sus glándulas salivales en las que queda disponible para infectar a personas sanas susceptibles a través de una nueva picadura manteniendo la cadena persona infectada-vector-persona susceptible, en la Figura 2 se muestran los síntomas ocasionados por esta enfermedad (Eiman *et al.*, 2008).



Figura 2. Sintomatología del dengue

2.3.2 Fiebre amarilla

La fiebre amarilla es una enfermedad infecciosa producida por un virus perteneciente al género *Flavivirus*. La enfermedad es de clínica aguda, de duración breve y gravedad variable, según la susceptibilidad de la persona infectada. Los casos más leves presentan un cuadro pseudogripal inespecífico. En casos más graves, se inicia con un cuadro gripal intenso, con fiebre, escalofríos, cefaleas, náuseas y vómitos, pero el trastorno puede evolucionar a un cuadro grave con insuficiencia hepática y renal, manifestaciones hemorrágicas y finalmente shock por fallo multiorgánico (AMSE, 2012).

Para la fiebre amarilla se distinguen 2 tipos de reservorios, según los dos ciclos epidemiológicos: el ciclo selvático y el ciclo urbano. En el *ciclo selvático* son los primates los principales reservorios del virus, relacionado a los mosquitos, de los géneros *Haemagogus* y *Sabethes*, y en el *ciclo urbano*, donde el reservorio es

el hombre enfermo vinculados principalmente a los mosquitos del género *Aedes* (AMSE, 2012).

Hay 45 países endémicos en África y América Latina con un total de 900 millones de habitantes en riesgo. En África hay 32 países en riesgo, con una población estimada de 508 millones de habitantes. El resto de la población en riesgo se encuentra en 13 países latinoamericanos, entre los que destacan por su mayor riesgo Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador y Perú. Se calcula que cada año se producen en el mundo 200 000 casos de fiebre amarilla, de los cuales 30 000 son mortales (OMS, 2013).

2.3.3 Filariasis

La infección de filariasis en humanos se produce por la transmisión de unos parásitos denominados filarias a través de los mosquitos. Cuando un mosquito infectado pica a una persona deposita las larvas bajo la piel. Esta enfermedad daña el sistema linfático, los riñones y el sistema inmunitario, se acompaña generalmente de episodios agudos de inflamación local de la piel, los ganglios y los vasos linfáticos (OMS, 2012).

La filariasis linfática es el cuadro clínico resultante de la infestación en los vasos linfáticos por nematodos de la familia Filarioidea. El mosquito se vuelve infectante entre 12 y 14 días después de haber succionado sangre infectada, hace falta gran número de picaduras de mosquitos para iniciar la infección en el huésped. No hay transmisión directa de persona a persona, los seres humanos infectan a los mosquitos cuando existen las microfilarias en sangre periférica; la

microfilaremia puede persistir durante 5- 10 años o más después de la infección inicial (Montero *et al.*, 2012).

La filariasis linfática es transmitida por diferentes especies de mosquitos, entre ellos podemos encontrar los géneros: *Aedes*, *Culex*, *Anopheles* y *Mansonia*. Dicha enfermedad es causada por la infección de nematodos de la familia Filarioidea y son tres especies: *Wuchereria bancrofti*, *Brugia malayi* y *B. timori* (OMS, 2012).

2.3.4 Paludismo o malaria

Aproximadamente la mitad de la población mundial corre el riesgo de padecer el paludismo. La mayoría de los casos y muertes se registran en el África. Pero también se ven afectadas Asia, Latinoamérica y, en menor medida, el Medio Oriente y algunas zonas de Europa. El paludismo, es una enfermedad potencialmente mortal en muchos de los casos sino se trata a tiempo. Esta enfermedad se transmite exclusivamente por la picadura de mosquitos del género *Anopheles*, al infectarse por los parásitos del género *Plasmodium*, cuyas especies más importantes son: *Plasmodium falciparum*, *Plasmodium vivax*, *Plasmodium malariae* y *Plasmodium ovale* (OMS, 2013).

2.3.5 Virus del Nilo Occidental

El virus del Nilo Occidental (VNO) puede causar una enfermedad mortal del sistema nervioso. Se lo encuentra por lo común en África, Europa, el Oriente Medio, América del Norte y Asia occidental. Puede infectar a los seres humanos, los caballos y otros mamíferos, pertenece al género *Flavivirus* y a la familia Flaviviridae (OMS, 2011).

La transmisión en personas es el resultado de las picaduras de mosquitos que se infectan cuando pican a aves infectadas, en cuya sangre circula el virus durante algunos días. El VNO se mantiene en la naturaleza mediante un ciclo de transmisión mosquito - ave - mosquito (OMS, 2011).

2.4 Clasificación taxonómica de *Aedes aegypti*

De acuerdo con González (2010) y Conde (2012).

Dominio: Eukarya

Reino: Animal

Phyllum: Arthropoda

Clase: Hexapoda

Orden: Diptera

Suborden: Nematocera

Familia: Culicidae

Subfamilia: Culicinae

Tribu: Aedini

Género: *Aedes*

Subgénero: *Stegomyia*

Especie: *Aedes (St.) aegypti* (Linnaeus, 1762)

2.5 Biología y hábitos de *Aedes aegypti*

El mosquito *Ae. aegypti* puede aparearse después de un día de haber emergido el adulto. Durante el apareamiento el macho reconoce el ruido producido por el vuelo de las hembras, vuela hacia donde se encuentran y en el aire, engancha con sus genitales a la hembra, en segundos es inseminada con el esperma del macho depositado en la espermateca. Con solo una vez que la hembra sea fecundada, lo estará de por vida (Conde, 2003). Se ha observado que la hembra de *Ae. aegypti* puede volar en un radio promedio de 40 a 60 metros.

Sin embargo, los machos pueden desplazarse hasta más de los 80 metros; el viento es un factor importante en la dispersión los arrastra a mayores distancias y además pueden ser transportados en vehículos a distancias mucho mayores (González, 2010).

Las hembras de *Ae. aegypti* les atrae realizar la ovipostura en recipientes de colores oscuros que contengan agua limpia y especialmente si se encuentran a la sombra, estos lugares son llamados criaderos y es el lugar donde se desarrolla la fase acuática; estos criaderos son en general de tipo artificial (llantas, frascos, botellas y cualquier contenedor de agua), en zonas urbanas y por lo tanto, ubicados dentro o cerca de sus hogares (González, 2010; García, 2011).

La hembra puede producir entre 50 y 100 huevos en cada ovipostura. La postura de huevos la hacen principalmente en la tarde, los huevos son depositados uno por uno en las paredes húmedas de cuerpos de agua. En un periodo de 2 a 3 días con mucha humedad y a temperaturas entre 25 y 30 °C los huevos eclosionan (García, 2011).

El periodo de vida del mosquito adulto o de imago se ve afectada por las características climáticas, principalmente la humedad y la temperatura, debido a que estas condicionan sus actividades de alimentación, reproducción y reposo. Se sabe que a una temperatura inferior a 4°C o superior a los 40°C generalmente no sobreviven. Esta especie en condiciones optimas puede sobrevivir entre 15 y 30 días, alimentándose aproximadamente cada tercer día (González, 2010).

Se ha demostrado que el mosquito *Ae. aegypti* ha manifestado evidencias de su capacidad de adaptación ante cambios manifestados en el ambiente, ha mostrado gran flexibilidad ecológica de acuerdo a los sitios de cría y reposo que le

brinda el ecosistema urbano, así como resistencia a los tratamientos con plaguicidas, son algunos de sus mecanismos de adaptación (Popa *et al.*, 2011).

2.5.1 Alimentación

La hembra de este mosquito tiene hábitos principalmente hematófagos y domiciliarios, mientras que los machos se alimentan de néctares de plantas, se les puede encontrar en zonas urbanas y suburbanas. El proceso de ingesta de sangre realizado por las hembras adultas, ocurre principalmente en las primeras horas del día y durante la noche. *Ae. aegypti* puede ingerir sangre de aves, vacas, perros, conejos, ratones y otros animales, pero evidentemente tiene una preferencia muy marcada hacia los humanos (Conde, 2003).

En cuanto a la alimentación de las larvas es básicamente de microorganismos (bacterias, protozoos, hongos y esporas) y partículas de materia orgánica que se encuentren en el agua, y que la larva puede llevar hacia su boca con el movimiento de sus cepillos bucales (Romero-Mendoza, 2012).

2.5.2 Ciclo de vida

Todos los mosquitos necesitan de agua para completar su ciclo de vida (Figura 3) y lo pueden llevar a cabo de 10 a 15 días, según sea la temperatura ambiental. La mayoría de las especies, incluyendo *Ae. aegypti* requieren de muy poca cantidad de agua para poder desarrollarse. El ciclo de vida del mosquito es un claro ejemplo de una metamorfosis completa. Hay cuatro estados distintos en la vida de un mosquito: huevo, larva (cuatro instares), pupa y adulto (todos a excepción del adulto que es terrestre, son acuáticos). Como muchos insectos con

metamorfosis completa, los estados de desarrollo del mosquito pueden verse muy diferentes uno de otro (Li *et al.*, 2013).

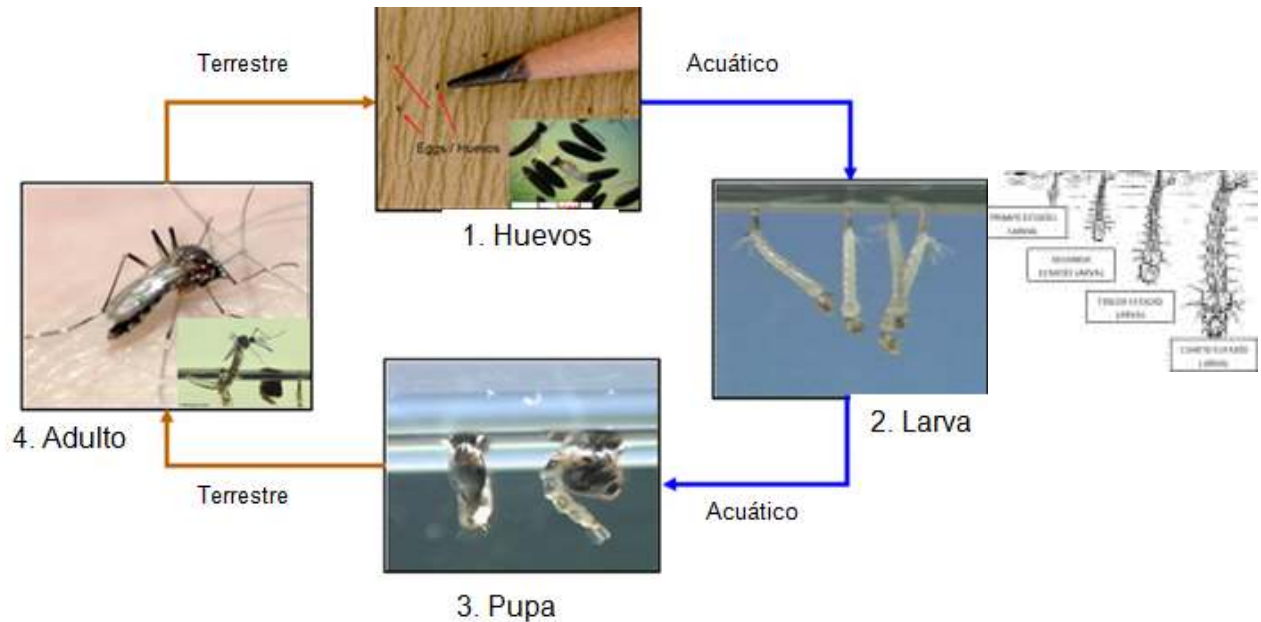


Figura 3. Ciclo de vida de *Aedes aegypti*

2.6 Morfología de *Aedes aegypti*

2.6.1 Huevo

Los huevos miden aproximadamente 1 mm de longitud, su forma es ovoide, alargada como un bastón y su apariencia ligeramente afelpada debido a sus formaciones reticulares geométricas (Figura 4). Recién puestos son claros y traslúcidos pero enseguida se oscurecen hasta alcanzar un color negro (García, 2011).

El tiempo promedio de maduración de los huevos es de 1 a 3 días, siempre y cuando se encuentren en un ambiente húmedo y a temperaturas entre 25 y

30°C, sin embargo, este periodo de tiempo puede aumentar si descienden las temperaturas (González, 2010).



Figura 4. Huevo de *Aedes aegypti*

2.6.2 Larva

Las larvas al igual que los adultos presentan un cuerpo dividido en tres regiones: cabeza, tórax y abdomen (Figura 5). Las larvas del primer estadio (las que emergen del huevo) son pequeñas, pero a medida que crecen y se desarrollan, mudan su exoesqueleto tres veces; al pasar por los sucesivos estadios larvales van aumentando de tamaño (Figura 6) hasta alcanzar el cuarto estadio larval y por consecuencia su máximo tamaño, antes de pupar (Rossi y Almirón, 2004).



Figura 5. Larva de *Aedes aegypti*

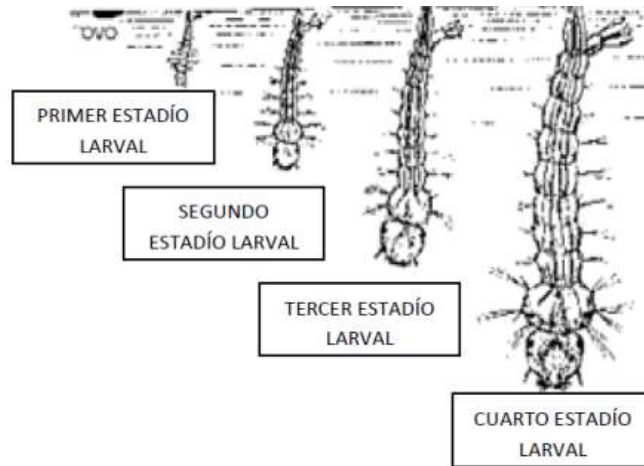


Figura 6. Estadios larvales de *Aedes aegypti*

Las fases de huevo y larva tiene una duración promedio de 8.1 días \pm 2.4 días, pero el periodo larvario puede prolongarse si la temperatura disminuye por debajo de los 16°C. Por otra parte, si se incrementa hasta 34°C permite un rápido desarrollo, aunque su maduración se ve afectada a mayor temperatura y mueren cuando sobrepasa los 40°C (González, 2010).



Figura 7. Pelo sin ramificaciones en la cabeza de una larva de *Aedes aegypti*

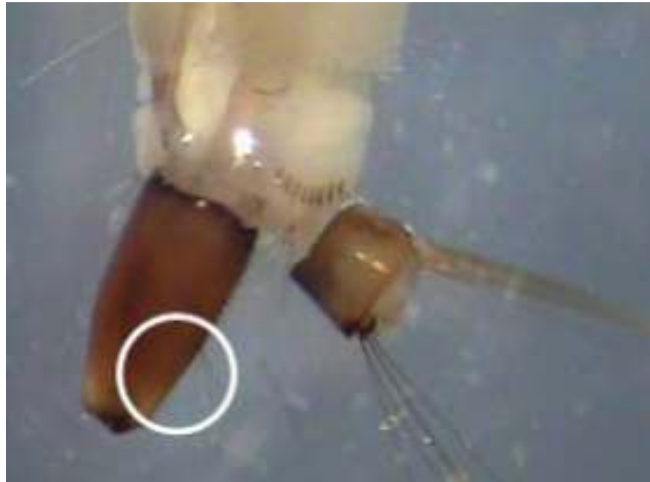


Figura 8. Sifón respiratorio con pelo ramificado en tres partes



Figura 9. Esclerito anal incompleto sin espinas prominentes

2.6.3 Pupa

La larva del 4° instar se transforma en pupa, considerada la última fase acuática y también llamados maromeros, se caracteriza por tener una forma de coma, está envuelta en un exoesqueleto queratinoso impermeable y corresponde a la maduración del nuevo adulto. La pupa no se alimenta y a diferencia de otros insectos holometábolos, este tipo de pupa posee una gran movilidad (García, 2011).

El estado de pupa dura aproximadamente de dos a cuatro días dependiendo de las condiciones ambientales y presenta un extremo superior anterior muy desarrollado y recibe el nombre de cefalotórax, seguido del abdomen segmentado y curvo. Los sifones respiratorios o trompetas están localizados en la parte trasera del cefalotórax, los cuales saca a la superficie para tomar el oxígeno fuera del agua (Figura 10) (Conde, 2012).



Figura 10. Pupas de *Aedes aegypti*

2.6.4 Adulto

El mosquito adulto que emerge de la pupa es de color oscuro, en los tarsos de las patas posee franjas claras y presenta en el mesonoto un patrón de escamas blancas en forma de lira (Figura 11). En el abdomen posee patrones de escamas blancas con pequeños puntos blancos; las hembras presentan antenas con pelos cortos y escasos, a diferencia de los machos que poseen antenas plumosas y con pelos grandes (Conde, 2012).

Los mosquitos en su fase adulta (Figura 12) tienen una duración promedio de vida de 11.15 días (± 2.68), con un mínimo de 9 días y máximo de 20, este periodo puede variar por circunstancias climatológicas; la hembra sobrevive por un

lapso de tiempo más largo que el macho, además de ser más resistente a variaciones de temperatura y humedad ambiental (González, 2010).



Figura 11. Macho (izq.) y Hembra (der.), dimorfismo de *Aedes aegypti*



Figura 12. Hembra de *Aedes aegypti* alimentándose

2.7 Distribución geográfica de *Aedes aegypti*

Ae. aegypti es un mosquito que se encuentra presente en una amplia distribución en áreas tropicales y subtropicales del mundo, está limitado a latitudes entre 35° norte y 35° sur (Figura 13), aunque en ocasiones se le puede encontrar a 45° norte, sobre todo en lugares cálidos, húmedos y en una baja altitud, inferior

a los 2000 m.s.n.m. aproximadamente (Conde, 2003; Espinoza-Gómez *et al.*, 2013).

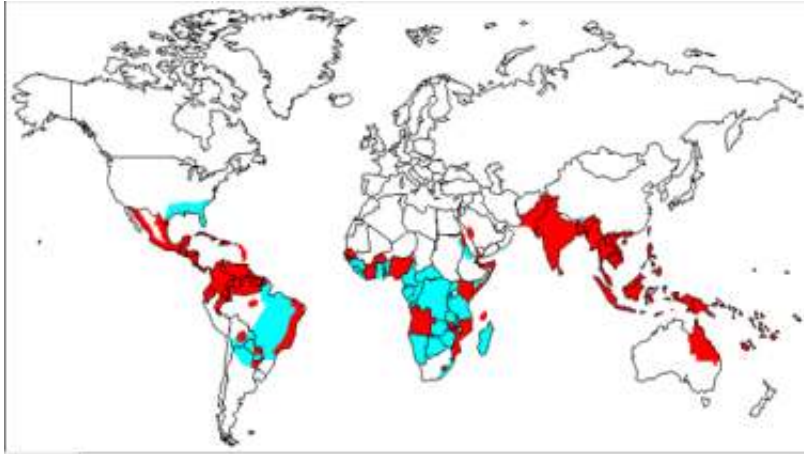


Figura 13. Mapa de la presencia de *Aedes aegypti* en el mundo

- Áreas con *Aedes aegypti*
- Áreas con *Aedes aegypti* y epidemias recientes de dengue

2.8 Control de mosquitos vectores

Para el control de mosquitos vectores de enfermedades se han utilizado diversas estrategias para reducir la abundancia de estas poblaciones en el menor tiempo posible (Torres y Rodiles, 2013). Para ello, los plaguicidas químicos han sido el método más empleado para el control de mosquitos transmisores de enfermedades, seguido por las campañas de descacharrización, eliminación de criaderos y un constante llamado a la participación de la comunidad (Leyva *et al.*, 2013; Torres y Rodiles, 2013).

Desde el descubrimiento de los plaguicidas químicos, se han realizado aplicaciones de grandes cantidades de insecticidas en la fase adulta, tanto en

tratamientos dentro como fuera de los domicilios para obtener una reducción rápida de las poblaciones de mosquitos vectores de enfermedades. Desafortunadamente, dicha reducción suele ser temporal si las aplicaciones en su contra no se realizan correctamente, ya que está establecido que la resistencia a insecticidas puede desarrollarse debido a los factores referidos al manejo, aplicación de los mismos y al programa de control, pero principalmente a la frecuencia y dosis en las aplicaciones de insecticida (Leyva *et al.*, 2013).

2.8.1 Control cultural

Se basa en la reducción de focos de infección, dirigidas a prevenir, eliminar, reducir o modificar convenientemente los hábitats acuáticos hechos por el hombre. La utilización integral de las medidas para reducir los focos aminora grandemente la necesidad de aplicar repetidas veces sustancias químicas para el control de los mosquitos (García, 2011).

2.8.2 Control químico

Aunque el control de mosquitos se basa en la eliminación o reducción de los criaderos de las larvas y en los programas de saneamiento ambiental, no han sido suficientes para el control de las poblaciones del vector. Es por eso que ante una situación de brote o epidemia, el personal de Enfermedades Transmitidas por Vectores (ETV) debe poner en práctica el programa de control mediante la aplicación de insecticidas químicos para reducir rápidamente la población de mosquitos adultos, probablemente infectados, así como también las altas poblaciones de larvas en los criaderos y poder reducir el riesgo de transmisión del dengue (Conde, 2012; Chávez *et al.*, 2005).

Para el control de *Ae. aegypti*, se ha estado utilizando el larvicida organofosfato temefos y la nebulización a ultra bajo volumen de insecticidas piretroides para el control de adultos como: permetrina, deltametrina y lambda cyalothrina, así como también el carbamato propoxur (Cuadro 1) (Chávez *et al.*, 2005). Actualmente los insecticidas del grupo de los piretroides son los más utilizados en el mundo para el control de adultos de *Ae. aegypti*, sobre todo en casos de emergencia cuando las poblaciones humanas se encuentran en riesgo (Rodríguez *et al.*, 2004).

Cuadro 1. Insecticidas utilizados a nivel mundial para el control de *Aedes aegypti*

Grupo químico	Insecticida	Concentración (g o ml / ha) (de acuerdo a la formulación disponible)	
		Nebulización térmica	Aspersión en frío
Organofosfatos	Temefos		1 ml/L
	Malation	500-600	112-600
	Metil pirimifos	180-200	230-330
	Fenitrothion	250-300	250-300
	Clorpirifos	150-200	10-40
Carbamatos	Propoxur	-	100
	Bendiocarb	-	4-16
Piretroides	Deltametrina	0.5-1.0	0.5-1.0
	Lambda cyalothrina	1.0	1.0
	Cipermetrina	-	1-3
	Ciflutrina	1-2	1-2
	Permetrina	10	5

Hoy en día en muchos países del mundo se utilizan un gran número de plaguicidas para el control de *Ae. aegypti*, sin embargo no todos están indicados para su aplicación en el agua de consumo humano, según las recomendaciones hechas por la Organización Mundial de la Salud (OMS), hay 4 ingredientes activos

que pueden ser usados en agua potable, los cuales se presentan en el Cuadro 2 (MINSAs, 2011).

Cuadro 2. Larvicidas recomendados para el control de *Ae. aegypti*.

Larvicida	Formulación	Concentración (i.a.)
Temefos	Concentrado Emulsionable (CE) y Granulado (GR)	1mg/L
Metopreno	Concentrado Emulsionable (CE)	1mg/L
Piriproxifen	Granulado (GR)	0.01mg/L
<i>Bacillus thuringiensis israelensis</i>	Gránulos dispersables en agua (WG)	1-5mg/L

Para el control de inmaduros de *Ae. aegypti*, se pueden usar plaguicidas químicos o agentes biorracionales. De acuerdo a los perfiles de resistencia a los insecticidas en las poblaciones locales de mosquitos. El larvicida Temefos es una alternativa para el control focal y eliminación de criaderos, su modo de acción es interferir en el sistema de comunicación de las células nerviosas, al bloquear la acción de una enzima acetilcolinesterasa que inactiva al neurotransmisor acetilcolina, ocasionando convulsiones, parálisis y muerte (CENAVECE, 2008).

El Temefos se caracteriza por tener muy baja solubilidad en agua y por esta causa puede ser aplicado sin riesgos de toxicidad en humanos, sin necesidad de mediciones estrictas del volumen de los recipientes tratados, por lo que es recomendado para aplicarse en aguas de consumo humano por la Organización Mundial de la Salud (CENAVECE, 2008).

La cobertura del control focal debe ser al 100% de las viviendas en una localidad. Se considera aceptable hasta un máximo de 5% de viviendas no inspeccionadas (cerradas, renuentes o deshabitadas), debe planificarse en períodos trimestrales, es decir 4 veces al año, sobre todo si son zonas con abundante precipitación. Actualmente para el control químico en México se utiliza un larvicida del grupo de los organofosfatos el temefos granulado al 1% (MINSA, 2011).

Los plaguicidas organofosfatos más utilizados en Centro y Sudamérica son: Temefos para el control de larvas durante el tratamiento focal y el fentión, el fenitrotión y el malatión para la eliminación de los mosquitos adultos, sin embargo, actualmente los más utilizados en el mundo son los piretroides como: deltametrina, lambdacialotrina, cipermetrina, permetrina y ciflutrina (Bisset-Lazcano *et al.*, 2009).

2.8.3 Control biológico

Uno de los agentes de control biológico más utilizados en agricultura y en la salud pública ha sido la bacteria *Bacillus thuringiensis*, por tener la capacidad de sintetizar cristales proteicos insecticidas. Las formulaciones a base de *Bacillus thuringiensis* serovar. *israelensis* son el método más utilizado para el control biológico de mosquitos. Esta bacteria no daña el ambiente ni es perjudicial para otros animales, además que no presenta riesgos en su aplicación. Sin embargo, esta bacteria tienen algunos inconvenientes como: su fermentación requiere medios costosos, los cristales proteicos son sensibles a la luz ultravioleta y se sedimentan rápidamente (Guevara *et al.*, 2004).

Los nematodos *Romanomermis inyangarim* y *R. culicivorax* de la familia Mermithidae ha demostrado ser eficaz en el control de larvas de mosquitos en condiciones de laboratorio y campo, reduciendo altas densidades poblacionales de larvas de mosquitos de los géneros *Culex*, *Aedes* y *Anopheles*. Este nemátodo es nativo de la India y fue empleado por primera vez en México en el estado de Oaxaca, parasita eficientemente larvas en todos sus instares de desarrollo (Roblero-López, 2011).

En los últimos años se le ha dado gran importancia a los depredadores naturales, y se han investigado tanto en campo como en el laboratorio la capacidad larvívora de distintas especies de copéodos como *Mesocyclops aspericornis* y *Macrocyclus albidus*; también peces de las especies *Carassius auratus* y *Poecilia reticulata*; y decápodos como *Macrobrachium borellii* y *Palaemonetes argentinus*. Todos estos han dado resultados positivos en la depredación de larvas (Rojas-Sahagún *et al.*, 2012).

Los copéodos ciclópodos como *Macrocyclus albidus* y *Mesocyclops aspericornis* de distribución cosmopolita, son reconocidos por su alto potencial como agentes de control biológico tanto en laboratorio como en campo, muestran éxito contra larvas de *Ae. aegypti* (Escobar, 2011).

El langostino (crustáceo) *Macrobrachium tenellum* (Decapoda: Palaemonidae) se puede encontrar en altas densidades en condiciones naturales; no es agresivo, puede tolerar un amplio y fluctuante intervalo de temperaturas, salinidades y concentraciones de oxígeno en el agua; también se ha observado que esta especie consume un alimento balanceado, cladóceros y larvas de culícidos. Dichas características lo hacen un buen agente de control biológico

natural por la capacidad depredadora sobre larvas de *Ae. aegypti* (Rojas-Sahagún *et al.*, 2012).

2.9 Sitio de acción de los insecticidas

2.9.1 Organofosfatos y carbamatos

Los organofosforados y carbamatos presentan su acción toxica inhibiendo la enzima llamada acetilcolinesterasa (ACE). Durante la sinapsis el impulso nervioso es transmitido por el neurotransmisor acetilcolina, formando un enlace químico entre la neurona pre-sináptica y post-sináptica; el sitio de acción de estos insecticidas se encuentra en la sinapsis evitando que la ACE rompa el enlace producido por acetilcolina (Ponce *et al.*, 2006).

La toxicidad aguda de los carbamatos por lo general resulta ser más elevada que la de los organofosfatos. Sin embargo, los organofosfatos son más peligrosos porque la duración en la inhibición de la enzima es más larga. En cambio, cuando la ACE es inhibida por el carbamato se recobra más rápido, debido a que existe una correlación positiva entre la toxicidad de los carbamatos y la semejanza que presentan con la acetilcolina (Ponce *et al.*, 2006).

2.9.2 Piretroides

Los piretroides afectan el sistema nervioso central (SNC) y periférico de los insectos; se dice que alteran la dinámica de los canales de sodio (Na), prolongando el tiempo en que estos canales se mantienen abiertos en los tejidos de las membranas de las neuronas, lo que permite a los iones Na entrar al axón, producir una descarga anormal en las neuronas, posteriormente causan excitación

dando lugar a descargas repetitivas y finalmente causan parálisis. Estos insecticidas, al producir una alteración en los canales de Na, causan el daño funcional más no estructural. Los piretroides también afectan los canales de Cloro (Cl) disminuyendo su corriente, aumentando la excitabilidad y potenciando la acción en los canales de Na (Montilla-Pérez, 2012).

2.10 Resistencia a los insecticidas

Desde un punto de vista fisiológico la resistencia es definida como el desarrollo de la habilidad para tolerar dosis de tóxicos, las cuales resultarían letales para la mayoría de los individuos en una población normal de la misma especie (Conde, 2012) y es el resultado de la presión selectiva que es capaz de sostener un incremento positivo de los individuos resistentes; mientras más presión se ejerza sobre el vector, más rápidamente se desarrolla el fenómeno de la resistencia, ya que es bien conocido que la resistencia a insecticidas puede desarrollarse rápido en algunas poblaciones y lentamente en otras, dependiendo de factores como la ejecución del programa de control, pero principalmente se debe a la frecuencia y dosis de las aplicaciones de insecticida (Leyva *et al.*, 2013).

La resistencia también se ha definido como el cambio heredable en la sensibilidad de una población de una plaga, que se refleja en repetidos fallos de eficacia en un producto al ser usado de acuerdo con las recomendaciones de la etiqueta para esa plaga. Por lo tanto, una población de vectores desarrolla resistencia debido a que el insecticida elimina progresivamente la mayoría de individuos susceptibles mientras permite la sobrevivencia y reproducción de aquellos que posean algún mecanismo que evite su efecto tóxico (Conde, 2012).

El uso indiscriminado de insecticidas y las aplicaciones de dosis excesivas contra las poblaciones de *Ae. aegypti*, han provocado el desarrollo de la resistencia que constituye el principal problema que afecta a las estrategias de control y se debe a la selección de genes de resistencia en las poblaciones de esta especie, el mecanismo asociado con la resistencia de *Ae. aegypti* a los insecticidas organofosforados podría estar vinculado con la elevación de las esterasas (Bisset-Lazcano *et al.*, 2009)

En poblaciones de *Ae. aegypti* de Brasil, Puerto Rico, Venezuela, Panamá y Cuba se ha encontrado resistencia a insecticidas organoclorados, organofosfatos, carbamatos y piretroides. En este último grupo la resistencia está basada en la presencia del gen KDR (por su nombre en inglés: knockdown resistance = resistencia al derribe) que produce insensibilidad en el sitio de anclaje del insecticida en el canal de sodio (Chávez *et al.*, 2005).

2.11 Mecanismos de resistencia

Dentro de los principales mecanismos de resistencia a insecticidas se conocen las siguientes: alteraciones en el sitio de acción (Acetilcolinesterasa Insensible, Alteraciones en el Canal de Sodio), un incremento en la tasa de detoxificación por enzimas como: oxidasas de función mixta, esterasas y transferasas, reducción en la penetración del insecticida y la resistencia dada por el comportamiento (Roblero-López, 2011).

Las enzimas detoxificantes son un de los factores principales de resistencia. Al penetrar los insecticidas al interior de los organismos están sujetos a la acción enzimática dando como resultado subproductos que pueden ser menos tóxicos o

de más fácil excreción. Entre los sistemas de detoxificación más importantes que constituyen la resistencia metabólica en insectos, se encuentran las oxidasas microsomaes que metabolizan los nicotilenoides, análogos del DDT, piretroides naturales y organofosfatos; la glutatión S-transferasa detoxifica organofosfatos y por último las esterasas que poseen la capacidad de detoxificar a los organofosfatos, piretroides y carbamatos (Dávila *et al.*, 2012).

2.12 Tipos de resistencia

2.12.1 Resistencia cruzada

Este tipo de resistencia implica el mismo mecanismo de resistencia para dos clases de insecticidas distintos, es decir la resistencia no solo afecta negativamente al insecticida sobre la que se genera, sino que también puede generar resistencia cruzada a otros plaguicidas parecidos. Esto es el resultado de la acción de plaguicidas concernientes a un mismo grupo químico que suelen afectar a un punto de acción común, por lo que se considera que comparten un mismo sitio de acción. Este tipo de resistencia se presenta principalmente entre piretroides y DDT en diferentes especies de insectos (Conde, 2012).

Dentro de la resistencia cruzada se conocen 2 clases: la positiva y la negativa, de las cuales la primera puede ser definida como la resistencia que se genera en los insectos a un determinado plaguicida y a otros que no se han aplicado, pero que tienen un sitio de acción o de detoxificación similar. Siendo la resistencia cruzada negativa lo contrario, cuando al aplicar un plaguicida aumenta la resistencia a este pero disminuye en otros (Badii y Garza, 2007).

2.12.2 Resistencia múltiple

La resistencia múltiple se da cuando el genotipo confiere resistencia a un amplio rango de grupos plaguicidas, es decir, cuando existe la presencia de diferentes mecanismos de resistencia en una misma población de insectos. Un insecto puede desarrollar resistencia a dos o más insecticidas de un grupo químico distinto (sitios de acción diferentes) por el desarrollo de varios mecanismos (Badii y Garza, 2007; Conde, 2012).

2.13 Bioensayos

Los ensayos toxicológicos bajo condiciones de laboratorio, se han incrementado en los últimos tiempos debido a la brevedad con que se obtiene la información sobre las dosis letales, subletales y tiempos de mortalidad. Estos constituyen uno de los elementos de juicio más adecuados para evaluar la efectividad de un plaguicida o bien el riesgo potencial producido por contaminantes presentes en el ambiente. Un bioensayo se puede definir como un experimento en el cual un tejido vivo, un organismo o grupo de ellos, es sometido a una concentración de una sustancia toxica para determinar líneas de respuesta en tiempo-mortalidad y el potencial tóxico de ésta (Larenas y Nieva, 2009).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación del área de estudio

El sitio de colecta se ubicó en el ejido San Lorenzo, Municipio de San Pedro, Coahuila, México con la ubicación de GPS: N 25°43'16.282" y W 103°09'12.709" (Figura 14).



Figura 14. Sitio de colecta marcado con un punto rojo, ubicado en el ejido San Lorenzo, San Pedro de las Colonias, Coahuila.

Los bioensayos se realizaron en el Laboratorio del Departamento de Parasitología de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” Unidad Laguna, ubicada en Carretera Santa Fe y Periférico Raúl López Sánchez kilometro 2, CP 27059. Torreón, Coahuila, México.

3.2 Colecta del material biológico

Se seleccionó un sitio para la colecta de muestras del mosquito *Ae. aegypti*, durante los meses de Octubre y Noviembre de 2013, el cual contaba con una alta población de larvas, así mismo se colocaron ovitrampas de color negro con agua limpia específicamente, para la colecta de huevos (Figura 15).



Figura 15. Ovitrapas para la colecta de huevos de *Ae. aegypti*

En la colecta de larvas se utilizaron recipientes (vasos) de 1 litro, un colador de tamaño pequeño y un cucharón pequeño, las muestras fueron trasladadas al Laboratorio de Parasitología, lugar en el cual se realizaba la crianza de *Ae. aegypti* para obtener el material biológico necesario para los bioensayos.

Las larvas y las oviposturas fueron depositados por separado en recipientes (cubetas pequeñas) con 1 litro de agua aproximadamente cada uno, estos recipientes se pusieron dentro de una jaula para mosquitos (Figura 16) en donde se les alimentó, además de propiciarles las condiciones adecuadas para su reproducción y así obtener más larvas, que fueron utilizados en las pruebas con plaguicidas (bioensayos). Para los bioensayos de inmaduros se utilizaron larvas de 3° y 4° instar.



Figura 16. Jaulas para la crianza de *Ae. aegypti*

3.3 Identificación del material biológico

El material biológico fue identificado en el Laboratorio del Departamento de Parasitología por el Dr. Aldo Iván Ortega Morales, Taxónomo Especialista en Mosquitos y profesor de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” Unidad Laguna, Torreón, Coahuila.

3.4 Insecticidas evaluados

Los insecticidas evaluados fueron Deltametrina 2.55% CE (Delta Pro) (QUIMIX S.A. de C.V. RSCO-IND-INAC-119-392-017-98), Temefos 1% G (Abate granulado) (BASF Mexicana S.A. de C.V. RSCO-URB-INAC-194-325-005-01) y Temefos líquido (Abate 500 CE) (RSCO-URB-INAC-194-326-009-44).

3.5 Métodos

3.5.1 Bioensayos en larvas de *Aedes aegypti*

Las larvas de mosquito (3° y 4° instar) fueron expuestas a la concentración de insecticida recomendada en la etiqueta del producto para su control, por un

tiempo máximo de 2 horas, en el cual se sometió una población de 25 larvas por cada tratamiento, se muestran en el Cuadro 3.

Las pruebas se llevaron a cabo en frascos de vidrio con 100 ml de agua declorada, en los que inicialmente se hizo la mezcla con el insecticida a la concentración correspondiente, antes de colocar las larvas dentro de los frascos.

Cuadro 3. Tratamientos de los bioensayos con larvas de *Aedes aegypti*.

Tratamiento	Producto	Concentración	Organismos tratados
1	Deltametrina 2.55% (Delta Pro)	10ml/L	25
2	Temefos 1% (Abate granulado)	1g/L	25
3	Temefos 50% (Abate 500 CE)	1ml/1000L	25

3.6 Análisis estadístico

Los datos obtenidos en los bioensayos fueron analizados por el método de análisis Probit, utilizando el programa XLSTAT Microsoft Office Excel 2013, ingresando intervalos de tiempo en minutos, número de organismos tratados y mortalidad de los mismos por cada uno de los plaguicidas evaluados.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados obtenidos en Tiempo Letal con el programa XLSTAT Microsoft Office Excel 2013, para los bioensayos con larvas se muestran a continuación:

El porcentaje de mortalidad para las observaciones realizadas en las pruebas con Deltametrina se encuentra en el Cuadro 4. Y la línea de respuesta Tiempo-Mortalidad para el producto Deltametrina 2.55% (Delta Pro), se presentan en la Figura 17.

Cuadro 4. Población de 25 larvas de *Ae. aegypti* expuesta a Deltametrina 2.55% (Delta Pro CE).

Observaciones	Tiempo (min)	Tratados	Muertos	% Mortalidad
1	20	25	7	28
2	30	25	16	64
3	50	25	19	76
4	60	25	22	88
5	70	25	25	100

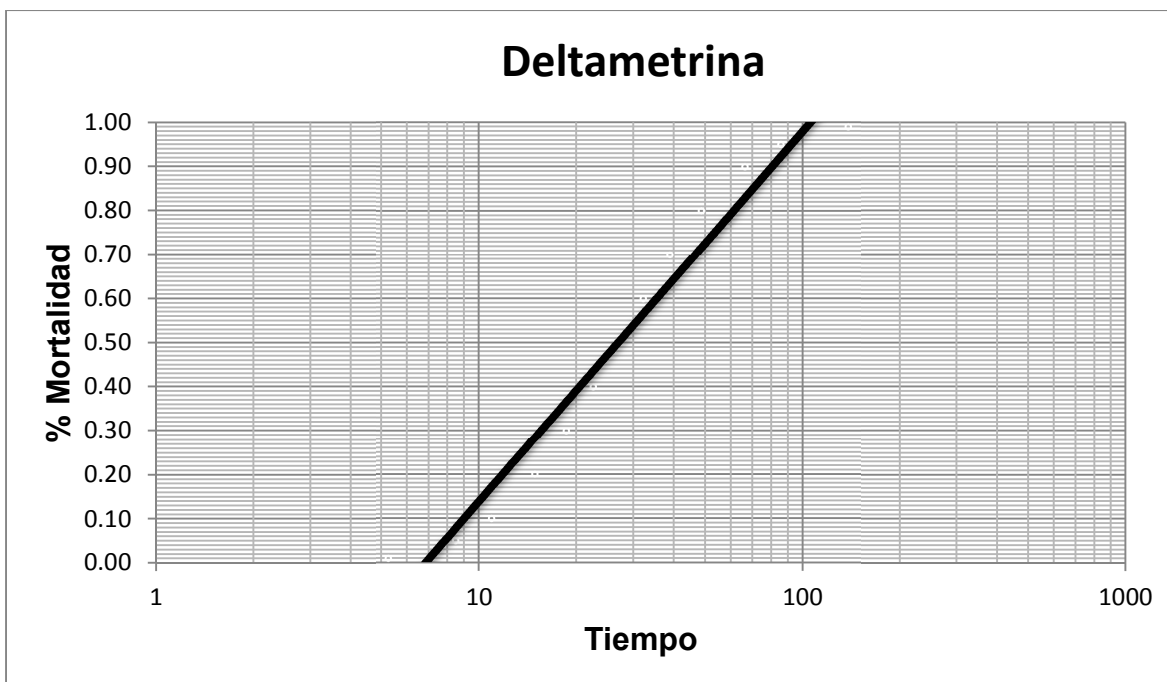


Figura 17. Línea de respuesta tiempo-mortalidad de una población de 25 larvas expuestas a Deltametrina 2.55% CE (Delta Pro). UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.

Al comparar los efectos de Deltametrina 2.55% con los del Temefos 1% G y Temefos 50% CE, se encontró que el piretroide tuvo un inicio más rápido a diferencia del Temefos 1% y 50%. Registrando un inicio en el TL5 a los 8 minutos para la deltametrina y para el Temefos 1% y 50% las lecturas fueron 23 y 81.7 minutos respectivamente.

Sin embargo la Deltametrina alcanzó el TL99 a los 138.4 minutos, el Temefos 1% a los 143.5 minutos y el Temefos 50% a los 167.9 minutos, por lo que la diferencia no fue tan grande como al inicio. Además no se encontró literatura que lo recomiende para su aplicación como larvicida, se menciona solo para el control de adultos.

El porcentaje de mortalidad para las observaciones realizadas en las pruebas con Temefos 1% se encuentran en el Cuadro 5. La línea de respuesta Tiempo-Mortalidad para el producto Temefos 1% G (Abate granulado), se presentan en la Figura 18.

Cuadro 5. Población de 25 larvas de *Aedes aegypti* expuesta a Temefos 1% (Abate G).

Observaciones	Tiempo (min)	Tratados	Muertos	% Mortalidad
1	40	25	4	16
2	50	25	15	60
3	60	25	18	72
4	70	25	21	84
5	110	25	23	92
6	120	25	24	96

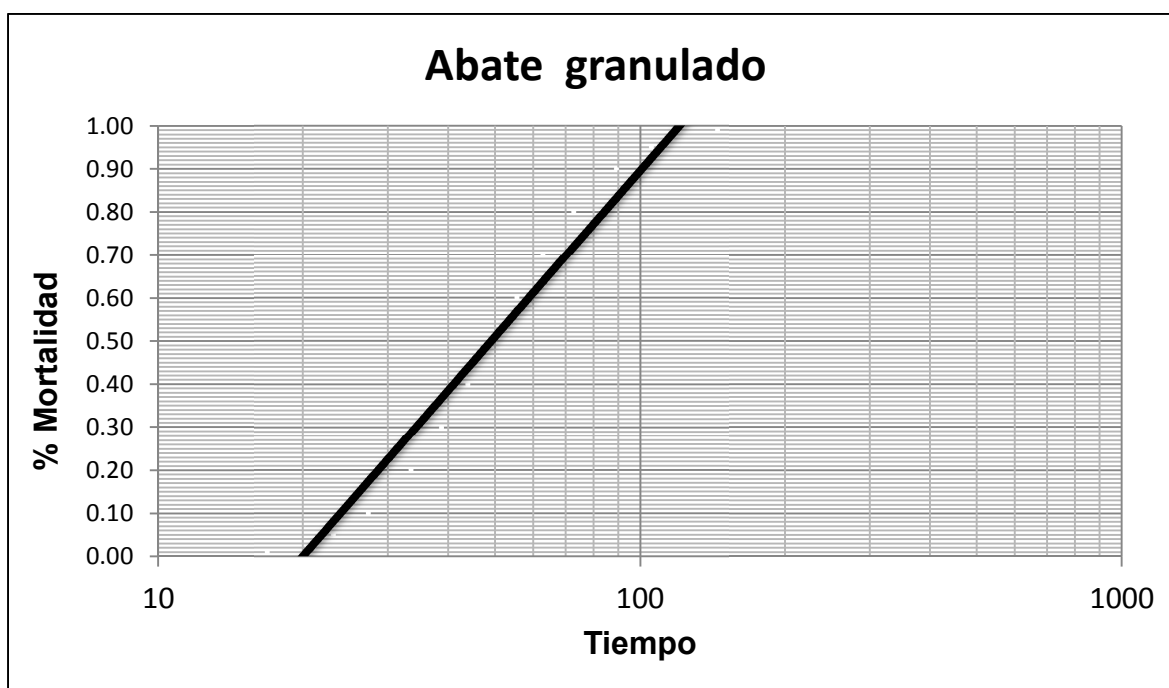


Figura 18. Línea de respuesta Tiempo-Mortalidad de una población de 25 larvas expuestas a Temefos 1% G (Abate granulado). UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.

Se realizaron comparaciones entre Temefos 1% G y Temefos 50% CE, se encontró que el Temefos 1% demostró efectos en un tiempo menor a diferencia con Temefos 50%. Registrando un inicio en el TL5 a los 23 minutos para el Temefos 1% y para el Temefos 50% la lectura fue 81.7 minutos.

Sin embargo el Temefos 1% G alcanzó el TL99 a los 143.5 minutos y el Temefos 50% a los 167.9 minutos, por lo que la diferencia como al inicio no fue tan marcada.

El porcentaje de mortalidad para los bioensayos realizados con Temefos 50% se encuentran en el Cuadro 6. La línea de respuesta Tiempo-Mortalidad para el producto Temefos 50% (Abate 500 CE), se presentan en la Figura 19.

Cuadro 6. Población de 25 larvas de *Aedes aegypti* expuesta a Temefos 50% (Abate 500 CE).

Observaciones	Tiempo (min)	Tratados	Muertos	% Mortalidad
1	80	25	1	4
2	90	25	3	12
3	100	25	7	28
4	110	25	10	40
5	120	25	17	68

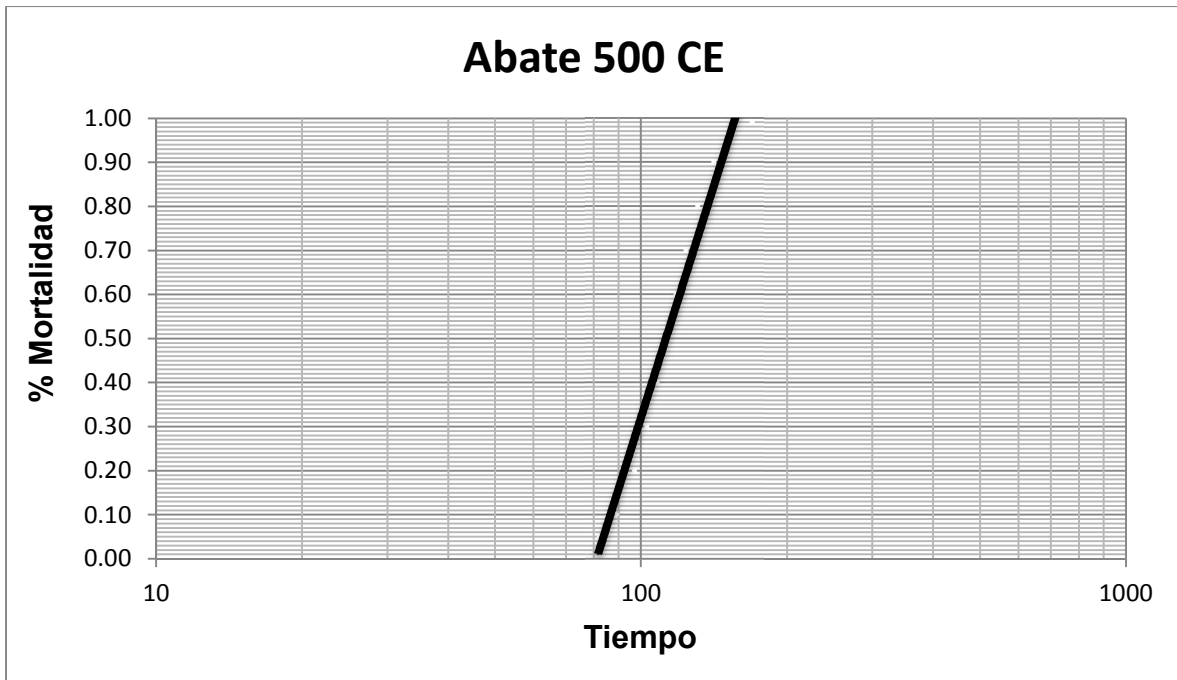


Figura 19. Línea de respuesta Tiempo-Mortalidad de una población de 25 larvas expuestas a Temefos 50% (Abate 500 CE). UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.

A pesar de que los efectos del Temefos 50% CE, fueron los más retardados al registrar un inicio a los 81.7 minutos, se encontró una leve diferencia en el TL99 de cada plaguicida. Por lo que el Temefos 50% CE sería la mejor alternativa para el control de larvas de *Ae. aegypti*, por su baja concentración (1ml/1000L) en la que se aplica para realizar los tratamientos.

En el cuadro 7 se muestran los tiempo letales obtenidos para los tratamientos con el producto Deltametrina 2.55% (Delta Pro), Temefos 1% (Abate granulado) y Temefos 50% (Abate 500 CE).

Cuadro 7. Tiempos Letales (minutos) de larvas de *Aedes aegypti* tratadas con Deltametrina, Temefos 1% y 50%. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila.

Formulación	Concentración de i. a.	TL₅	TL₅₀	TL₉₅	TL₉₉
Deltametrina 2.55%	0.0255g / 100ml	8.493	26.984	85.734	138.407
Temefos G 1%	0.01g / 100ml	23.005	49.112	104.846	143.554
Temefos CE 50%	0.00005g / 100ml	81.731	112.157	149.310	167.983

i. a. = ingrediente activo

A medida que el tiempo de exposición aumenta la diferencia entre los TL₅₀, TL₉₅ y TL₉₉ de los larvicidas disminuye, se encontró una diferencia promedio entre los plaguicidas en el TL₅₀ de 56.8, para el TL₉₅ de 42.4 y de 19.6 minutos para el TL₉₉. Para elegir la mejor alternativa entre estos productos hay que analizar las concentraciones de cada producto y cuál de ellos podría causar la menor intoxicación.

En este caso Temefos 50% CE sería la opción más adecuada para el control de *Ae. aegypti* en su estado larvario, a pesar que pose 500g de i. a. por cada litro de producto, la concentración en la que se aplican los tratamientos es mucho menor que la de los otros dos, además la cantidad de i. a. disuelto en el agua de los tratamientos también es una cantidad muy pequeña (0.0005g i.a. / 1L), a comparación con la Deltametrina 2.55% y Temefos 1% (0.255g i.a. / 1L y 0.01g i.a. / 1L respectivamente).

5. CONCLUSIÓN

El mosquito *Ae. aegypti* es considerado como una de las especies de mosquito de mayor importancia medica en el mundo, por la capacidad de transmitir el virus del dengue; para proteger a la población humana que se encuentra en un riesgo potencial de trasmisión se toma la decisión de realizar acciones para disminuir rápidamente las poblaciones de este vector y la medida más rápida es el uso de plaguicidas químicos, ya sea para el control de adultos o sus estados inmaduros.

Bajo las condiciones en las cuales se realizó la presente investigación y los resultados obtenidos en el programa XLSTAT Microsoft Office Excel 2013, se puede concluir lo siguiente:

Se determinaron las líneas de respuesta tiempo-mortalidad en larvas de *Ae. aegypti*, provenientes del ejido San Lorenzo, San Pedro de las Colonias, Coahuila, tratadas con: Deltametrina 2.55% CE, Temefos 1% G y Temefos 50% CE.

En virtud de que los plaguicidas utilizados en el estudio presentan diferencias en tiempos letales, se acepta la hipótesis planteada.

6. BIBLIOGRAFÍA

- Asociación de Médicos de Sanidad Exterior (AMSE). 2012. Fiebre Amarilla, Epidemiología y Situación Mundial [En línea]. http://www.amse.es/index.php?option=com_content&view=article&id=84:fiebre-amarilla-epidemiologia-y-situacion-mundial&catid=42:inf-pidemiologica&Itemid=50 [Fecha de consulta: 30/12/2013].
- Badii, M. H. y V. Garza. 2007. Resistencia en Insectos, Plantas y Microorganismos. Universidad Autónoma de Nuevo León. Universidad Autónoma de Ciudad Juárez. CULCyT/ Impacto Ecológico 4(18):9-25.
- Bisset-Lazcano, J. A., M. M. Rodríguez, San Martín J.L., J. E. Romero, R. Montoya. 2009. Evaluación de la resistencia a insecticidas de una cepa de *Aedes aegypti* de El Salvador. Rev Panam Salud Pública 26(3): 229–34.
- Bobadilla, M. C., 2010. Perfil de resistencia y mutación “KDR” asociada a insecticidas piretroides en *Aedes aegypti* (L.) (Díptera: Culicidae) de Veracruz, México. Tesis para obtener el grado de Doctor en Ciencias con Acentuación Entomológica Medica. Universidad Autónoma de Nuevo León – Facultad de Ciencias Biológicas. 155 p.
- Centro Nacional de Vigilancia Epidemiológica y Control de Enfermedades (CENAVECE). 2008. Métodos de control de *Aedes aegypti* mosquito vector del virus del dengue en México. Dirección de Enfermedades Transmitidas por Vector - Programa de Prevención y Control del Dengue. Secretaria de Salud, Gobierno Federal, México. 9 p.
- Chávez, J., J. Vargas, F. Vargas. 2005. Resistencia a deltametrina en dos poblaciones de *Aedes aegypti* (Diptera, Culicidae) del Perú. Facultad de Ciencias Biológicas - Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Perú. Revista Peruana de Biología 12(1):161-164.

Conde, A. M. 2003. Estudio de la longevidad y el ciclo gonotrófico del *Aedes (Stegomyia) aegypti* (Linneaus, 1762), cepa Girardot (Cundinamarca) en condiciones de laboratorio. Pontificia Universidad Javeriana Facultad de Ciencias. Trabajo de grado para obtener el título de bióloga. Bogotá D. C., Colombia. 78 p.

Conde, A. M. 2012. Caracterización del nivel de resistencia y mecanismos a insecticidas en larvas y adultos de *Aedes (Stegomyia) aegypti* en los municipios de Victoria, Viterbo, Marquetalia y la Dorada, departamento de Caldas. Universidad Nacional de Colombia Facultad de Medicina, Departamento de Salud Pública Bogotá D. C., Colombia. 69 p.

Dávila, M., E. Cerna-Chávez, L. A. Aguirre-Urbe, O. García-Martínez, Y. M. Ochoa Fuentes, G. Gallegos Morales y J. Landeros Flores. 2012. Susceptibilidad y mecanismos de resistencia a insecticidas en *Bactericera cockerelli* (Sulc.) en Coahuila, México. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas. 3(6):1145-1155.

Diéguez F., L., C. Cruz-Pineda y L. Acao-Francois. 2011. *Aedes (St.) aegypti*: relevancia entomoepidemiológica y estrategias para su control. Centro Provincial de Información de Ciencias Médicas de Camagüey, Cuba. Archivo Médico de Camagüey 15(3):610-625.

Eiman, M., M. V. Introini, C. Ripoll. 2008. Directrices para la prevención y control de *Aedes aegypti*. Dirección de Enfermedades Transmisibles por Vectores - Ministerio de Salud de la Nación. Av. 9 de Julio 1925, Cd. Autónoma de Buenos Aires, República de Argentina. 76 p.

Escobar V., E. B. 2011. Susceptibilidad de *Aedes aegypti* (L.) hacia plaguicidas con diferente sitio de acción. Tesis de Licenciatura. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila, México. 50 p.

Espinoza-Gómez, F., J. I. Arredondo-Jiménez, A. Maldonado-Rodríguez, C. Pérez-Rentería, Ó. A. Newton-Sánchez, E. Chávez-Flores y E. Gómez Ibarra. 2013.

- Distribución geográfica de mosquitos adultos (Díptera: Culicidae) en áreas selváticas de Colima, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 84:685-689.
- Faccioli, V., L. Panozzo, M. Cáceres. 2010. Los Mosquitos (Orden: Díptera, Familia: Culicidae) Museo Provincial de Ciencias Naturales "Florentino Ameghino" - Área Zoología de Invertebrados. Santa Fe, Argentina. 7 p.
- García, A. 2011. Hongos entomopatógenos (Mycota: Deuteromycetes) aislados en el noroeste de México: impacto sobre la longevidad, fecundidad, fertilidad y tasas de cópula e inseminación en *Aedes aegypti* (Díptera: Culicidae). Tesis como requisito parcial para obtener el grado de Doctor en Ciencias con Especialidad en Entomología Médica. Universidad Autónoma de Nuevo León Facultad de Ciencias Biológicas. Monterrey, N.L. México. 68 p.
- García, C., L. García, L. Espinosa-Carreón, C. Ley. 2011. Abundancia y distribución de *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) y dispersión del dengue en Guasave Sinaloa, México. *Revista de Biología Tropical* 59(4):1609-1619.
- González, R. S. 2010. Estudio sobre la relación entre la incidencia del dengue y la variabilidad climática en Colima. Monografía para obtener el grado de Especialista en Ciencias del Ambiente, Gestión y Sustentabilidad. Universidad de Colima Facultad de Ciencias. Colima, México. 58 p.
- Guevara, Ó. E., G. Armengol, N. Crickmore, S. Orduz. 2004. Expresión de la toxina Cry11Aa de *Bacillus thuringiensis* serovar. *israelensis* en *Asticcacaulis excentricus*, para el control de larvas acuáticas de dípteros de la familia Culicidae. *Revista Colombiana de Biotecnología* 6(1):24-30.
- Larenas P., G. y L. B. Nieva. 2009. Bioensayo de toxicidad de un compuesto con potencial poder pesticida en especies de insectos y ácaros. Consejo de Investigación de la Universidad Nacional de Salta. Facultad de Ciencias Naturales. Avda. Bolivia No. 5150. 4400. Salta. Argentina. 10 p.

- Leyva, M., M. C. Marquetti, L. French, D. Montada, O. Tiomno, J. E. Tacoronte. 2013. Efecto de un aceite de trementina obtenido de *Pinus tropicalis* Morelet sobre la biología de una cepa de *Aedes (Stegomyia) aegypti* Linnaeus, 1762 resistente a insecticidas. *Revista Anales de Biología*. 35:75-84.
- Li, S., D. Gouge, A. Fournier, S. Nair, P. Baker, C. Olson. 2013. Mosquitoes. College of Agriculture and Life Sciences – Cooperative Extension. The University of Arizona. Arizona, USA. 11 p.
- Mandujano G., O. R. 2012. Registros de mosquitos VIII: Los mosquitos de la Llanura Costera del Golfo Norte (Sierra San Carlos) de Tamaulipas, México (Díptera: Culicidae). Tesis de Licenciatura. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila, México. 53 p.
- Ministerio de Salud (MINSA). 2011. Norma Técnica de Salud para la Implementación de la Vigilancia y Control del *Aedes aegypti*, Vector del Dengue en el Territorio Nacional. Dirección General de Salud Ambiental, Lima, Perú. 63 p.
- Montero V., M. P., S. Peregrin R., J. J. Oro M., J. Betancor P., L. P. Oro M. 2012. Presentación de un paciente con diagnóstico de filariasis linfática. Universidad de Ciencias Médicas de Holguín. *Correo Científico Médico CCM* 16(2):1-7
- Montilla-Pérez, J. 2012. Evaluación de insecticidas para el manejo de la chinche del aguacate, *Manolonion velezangeli* Carvalho & Costa (Hemíptera: Miridae). Informe final para optar al título de Maestría en Ciencias – Entomología. Universidad Nacional de Colombia – Facultad de Ciencias. Colombia. 82 p.
- Muñoz-Cabrera, L. O., S. Ibáñez-Bernal, y Ma. C. Corona-Vargas. 2006. Los mosquitos (Diptera: Culicidae) de Tlaxcala, México. I: Lista comentada de especies. *Folia Entomol. Mex.* 45(3):223-271.

- Organización Mundial de la Salud (OMS). 2011. Encefalitis japonesa. Nota descriptiva N°354 [En línea]. <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs354/es/>. [Fecha de consulta: 10/01/2013].
- Organización Mundial de la Salud (OMS). 2012. Filariasis linfática. Nota descriptiva N°102 [En línea]. <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs102/es/>. [Fecha de consulta: 10/01/2013].
- Organización Mundial de la Salud (OMS). 2013. Paludismo. Nota descriptiva N°94 [En línea]. <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs094/es/>. [Fecha de consulta: 10/01/2013].
- Organización Mundial de la Salud (OMS). 2013. Fiebre Amarilla. Nota descriptiva N°100 [En línea]. <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs100/es/>. [Fecha de consulta: 01/04/2014].
- Ortega-Morales, A. I., P. Mis-Avila, A. Elizondo-Quiroga, R. E. Harbach, Q. K. Siller-Rodríguez and I. Fernández-Salas. 2010. The mosquitoes of Quintana Roo State, México (Díptera: Culicidae). *Acta Zoológica Mexicana (nueva serie)*. Instituto de Ecología, A.C. México 26(1):33-46.
- Ponce, G., P. C. Cantú, A. Flores, M. Badii, R. Zapata, B. López e I. Fernández. 2006. Modo de Acción de los Insecticidas. Universidad Autónoma de Nuevo León - Facultad de Ciencias Biológicas, Facultad de Salud Pública y Nutrición. Monterrey, N.L, México. 7(4):1-16.
- Popa R., J. C., R. M. Castillo Q., M. G. Pérez M., D. Figueredo S., D. Montada D. 2011. Metamorfosis y emergencia de *Aedes aegypti* fuera del medio acuático y nuevo reporte de importancia entomológica y epidemiológica en Santiago de Cuba. *Revista Cubana de Higiene y Epidemiología* 49(2):173-182.
- Roblero-López, M. R. 2011. Susceptibilidad de *Culex quinquefasciatus* Say hacia plaguicidas de diferente sitio de acción. Tesis de Licenciatura. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila, México. 67 p.

- Rodríguez, M. M., J. A. Bisset, D. Fernández y O. Pérez. 2004. Resistencia a insecticidas en larvas y adultos de *Aedes aegypti*: prevalencia de la esterasa A4 asociada con la resistencia a temefos. *Revista Cubana de Medicina Tropical*. Ciudad de La Habana, Cuba 56(1):1-11.
- Rojas-Sahagún, C. C., J. M. Hernández-Sánchez, M. A. Vargas-Ceballos, L. E. Ruiz-González, L. D. Espinosa-Chaurand, H. Nolasco-Soria, F. Vega-Villasante. 2012. Capacidad depredadora del langostino *Macrobrachium tenellum* sobre larvas de *Aedes aegypti* en condiciones de laboratorio. *Revista Cubana de Medicina Tropical* 64(3):315-323.
- Romero-Mendoza, A. A. 2012. Registros de mosquitos I: Los mosquitos de la Sierra Madre Oriental (Sierras y Llanuras Coahuilenses y Pliegues de Saltillo-Parras) de Nuevo León, México (Diptera: Culicidae). Tesis de Licenciatura. UAAAN-UL. Torreón, Coahuila, México. 61 p.
- Rossi, G. C y W. Almirón. 2004. Clave ilustrada para la identificación de larvas de mosquitos de interés sanitario encontradas en criaderos artificiales en la Argentina. Fundación Mundo Sano. Buenos Aires. Argentina. pp. 5-53.
- Santos, S., C. Amela, M. J. Sierra, B. Suarez, A. Sánchez, y F. Simón. 2013. Evaluación del Riesgo de Introducción y Circulación del Virus de Dengue en España. Centro de Coordinación de Alertas y Emergencias Sanitarias (CCAES). Dirección General de Salud Pública, Calidad e Innovación. Ministerio de Sanidad, Servicios Sociales e Igualdad. *Rev Esp Salud Pública*. España. 41 p.
- Thirión, J. I. 2003. El mosquito *Aedes aegypti* y el dengue en México [En línea]. Bayer Environmental Science, Bayer de México, S.A. de C.V. <http://www.proteccionambiental.com.ar/%5CpdfPlagas%5CLIBRO-J-THIRIO1.pdf>. [Fecha de consulta: 02/12/2013].

Torres-Estrada, J. L. y N. C. Rodiles-Cruz. 2013. Diseño y evaluación de una ovitrampa para el monitoreo y control de *Aedes aegypti*, principal vector del dengue. Salud Pública de México 55(5):505-511.

Villegas-Trejo, A., A. Che-Mendoza, M. González-Fernández, G. Guillermo-May, H. González-Bejarano, F. Dzul-Manzanilla, A. Ulloa-García, R. Danis-Lozano, P. Manrique-Saide. 2011. Control enfocado de *Aedes aegypti* en localidades de alto riesgo de transmisión de dengue en Morelos, México. Salud Pública Mex. 53:141-151.