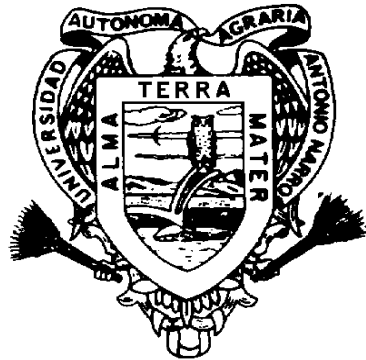


**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO**

DIVISION DE AGRONOMIA



Susceptibilidad de Larvas de *Culex tarsalis* Coquillett. (Diptera: Culicidae) de Buenavista, Saltillo, Coahuila a Insecticidas Neurotóxicos y no Convencionales.

Por :

JOSE RAMON CHAVEZ BARRAGAN

T E S I S

Presentada como Requisito Parcial para Obtener el Título de:

Ingeniero Agrónomo Parasitólogo

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México

Febrero del 2004

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO**

DIVISION DE AGRONOMIA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGIA

**Susceptibilidad de Larvas de *Culex tarsalis* Coquillett. (Diptera: Culicidae) de
Buenavista, Saltillo, Coahuila a Insecticidas Neurotóxicos y no
Convencionales.**

TESIS

Que se somete a consideración del H. Jurado Examinador como requisito parcial
para obtener el título de:

INGENIERO AGRONOMO PARASITOLOGO

PRESENTA

JOSE RAMON CHAVEZ BARRAGAN

**Aprobada
Presidente del Jurado**

Dr. Eugenio Guerrero Rodríguez

Asesor

Asesor

M. C. Jorge Corrales Reynaga

M. C. Antonio Cárdenas Elizondo

COORDINADOR DE LA DIVISION DE AGRONOMIA

Dr. Arnoldo Oyervides García

Buenavista, Saltillo, Coahuila México.

Febrero 2004

DEDICATORIA

A Dios

Por ser tan bueno y generoso conmigo al darme la vida, la mejor de las familias y mantenerme con salud y fuerzas para llegar a este momento que representa un logro importante en mi vida.

A mis Padres

Sr. Buena Ventura Chávez García
Sra. Margarita Barragán de Chávez

A ellos más que a nadie, porque es a los seres que mas quiero y admiro por tener un pensamiento noble y futurista, por pensar mas en nosotros antes que ellos, por ser los mejores, por saber guiarnos en el camino del bien, por sus grandes esfuerzos, sacrificios, sus consejos tan sabios, por que a ellos debo todo, que Dios me los cuide siempre.

A mis Hermanos

José Guadalupe
 Blandys
 Francisco
 Manuel
 José Luis
 Daniel
 José Juan
 Pedro
 Blanca Leticia

Porque los admiro mucho por tener ese pensamiento futurista y porque siempre han sido para mi un ejemplo a seguir; porque gran parte de este logro se los debo a ustedes, muchas gracias y que Dios me los cuide siempre.

A mis queridos Abuelitos

Sr. Ignacio Barragán (†)
 Sra. Guadalupe Cuevas (†)
 Sr. Ramón Chávez (†)
 Sra. Bernaldina García (†)

A la memoria de quienes siempre estarán presentes en mi corazón y aunque ya no estén físicamente lo están espiritualmente, les doy gracias que con sus sacrificios y cariño hicieron de mí una persona de bien. Gracias abuelitos.

A mis Padrinos

Sr. Eliseo Gómez Soto
Sra. Marcela Aguilar de Gómez

Por que los admiro y quiero con todo mi corazón y se que mi alegría la comparto con ustedes; porque se que están orgullosos de mi como yo de ustedes; por demostrarme siempre su cariño y dejarme sentirlos como mis segundos padres y mejores amigos, gracias y que Dios me los cuide siempre.

A Rebeca Gonzáles Villegas

Con mucho cariño y respeto porque eres una excelente persona, amiga e Ingeniero Agrónomo Parasitólogo a la cual quiero y admiro mucho; porque me enseñaste muchas cosas buenas que nunca olvidare; gracias por compartir conmigo ese carisma que siempre te ha caracterizado, por todos esos gratos momentos de rizas, por todos esos sabios consejos; por haberme apoyado en todo momento, muchas gracias Rebeca por dejarme ser tu amigo. Siempre ocuparas un lugar muy especial en mi corazón, que Dios te bendiga siempre.

Al Ing. Ignacio Arias (†)

A la memoria de quien fuera un excelente Ingeniero Agrónomo Parasitólogo.

A Don Antonio Narro (†)

A la memoria de ese gran Filántropo, que gracias a su ALMA TERRA MATER nos fue posible lograr uno de nuestros mas preciados sueños.

A la familia González Villegas

Con mucho cariño y respeto porque son unas personas muy buenas a las cuales quiero mucho y admiro por ser una familia muy sólida. Gracias por brindarme su amistad, confianza y hospitalidad, y por todos esos momentos que disfrute mucho; muchas gracias y que Dios los cuide siempre.

A mis Amigos

Georgina Gonzáles, Víctor Hugo Cabrera, Ramiro Álvarez, Omar Pérez, Liliana López, Teresa Arguello, Cuahutémoc Rivera, Oscar Madrigal, Luis Alberto González, Silvino, Gerardo, Jesús y Juan Ramón, porque me siento orgulloso de tener con ustedes el regalo mas preciado del mundo que no se puede comprar ni con todo el oro del mundo y que no se puede ver ni tocar pero se siente. Muchas gracias por ser mis **amigos**.

AGRADECIMIENTOS

Al Dr. Eugenio Guerrero Rodríguez, por su confianza, amistad, paciencia, dedicación en la realización del presente trabajo y por sus valiosos conocimientos compartidos.

Al Ing. Mc. Jorge Corrales Reynaga, por ser un gran maestro, compartir conmigo sus conocimientos y estar siempre dispuesto para que éste trabajo llegara a su parte final.

Al Ing. Mc. Antonio Cárdenas Elizondo, por ser mi maestro y amigo quien admiro mucho y por las facilidades dadas para la realización de éste trabajo.

Al Dr. Gabriel Gallegos Morales, por su amistad y las facilidades que me dio para realizar este trabajo.

Al Dr. Jerónimo Landeros Flores, por su amistad y valiosa colaboración en la Identificación del material Biológico que se utilizó en este trabajo.

Al Ing. Mc. Fidel A. Cabezas Melara, por formar parte del excelente equipo de parasitólogos que me impartieron clases y por la valiosa ayuda aportada en la realización del presente trabajo.

A la Biol. Martha Guevara Martínez, por su sincera amistad, por ser una excelente maestra y por todos esos momentos que en sus charlas me motivo para salir adelante.

Al Dr. Francisco Daniel Hernández Castillo, por ser, aparte uno de los mejores maestros de la UAAAN un buen amigo sin olvidar que es un maestro que le gusta el respeto, el que se esfuerza siempre para que los conocimientos que imparte a sus alumno sean los mas profesionales e innovadores invitándonos a ser grandes en el conocimiento como él.

Al departamento de Parasitología Agrícola de la UAAAN y a todo su grandioso equipo de personal, gracias por haberme dado las facilidades para el desarrollo de éste trabajo y haberme formado como parasitólogo.

Al Sr. Miguel Muñiz, porque hace que este departamento sea diferente a los demás, por la disponibilidad del material requerido en la realización del presente trabajo y mas que nada por su amistad.

Al COECYT, por la aportación económica para la realización del presente trabajo y por promover la investigación en nuestro país la cual es muy necesaria para el desarrollo científico.

INDICE GENERAL

| | Página |
|---|--------|
| INDICE DE CUADROS | I |
| INDICE DE FIGURAS | II |
| INTRODUCCION | 1 |
| REVISION DE LITERATURA | 3 |
| Generalidades de Vectores de la Familia Culicidae | 3 |
| Características morfológicas | 3 |
| Biología y comportamiento | 6 |
| Importancia Económica y Médica de Culicidae | 10 |
| Tipos de transmisión de enfermedades | 11 |
| Enfermedades más importantes | 11 |
| Vectores de Culicidae más importantes en México. | 13 |
| Generalidades de <i>Culex tarsalis</i> | 14 |
| Ubicación taxonómica. | 15 |
| Características morfológicas. | 15 |
| Comportamiento | 16 |
| Importancia Médica de <i>Culex tarsalis</i> | 16 |
| Encefalitis equina del oeste (EEW) | 16 |
| Encefalitis de san luis (ESL) | 18 |
| Especies Consignadas en Saltillo, Coahuila | 19 |
| Control de Mosquitos | 21 |
| Estrategias indirectas | 21 |

| | |
|---|----|
| Estrategias directas | 21 |
| Control físico | 22 |
| Control biológico..... | 22 |
| Control genético..... | 25 |
| Control químico..... | 25 |
| Manejo Integrado de Mosquitos..... | 34 |
| Patógenos, depredadores y hormonas..... | 34 |
| Labores culturales, depredadores, patógenos y hormonas..... | 35 |
| Resistencia a Insecticidas en Mosquitos..... | 35 |
| Definición de resistencia..... | 35 |
| Antecedentes de resistencia..... | 36 |
| MATERIALES Y METODOS..... | 42 |
| Ubicación del Trabajo..... | 42 |
| Plaguicidas Evaluados..... | 43 |
| Colecta del Material Biológico..... | 43 |
| Bioensayo..... | 44 |
| Exposición de las Larvas al Tóxico..... | 45 |
| Registro de Datos..... | 46 |
| Identificación del Material Biológico..... | 46 |
| Análisis Estadístico..... | 47 |
| RESULTADOS Y DISCUSIONES..... | 49 |
| Identificación de Especies..... | 49 |
| Respuesta de larvas a los insecticidas..... | 49 |
| Concentraciones letales..... | 49 |

Parámetros de confianza..... 57

CONCLUSIONES..... 59

LITERATURA CITADA..... 60

APENDICE..... 69

INDICE DE CUADROS

| CUADRO | Página |
|--|--------|
| 1.- Enfermedades más importantes transmitidas al humano por mosquitos (Metcalf y Luckmann, 1994)..... | 12 |
| 2.- Subfamilia, géneros y número de especies de la familia Culicidae conocidos hasta 1989 en México (Ibáñez, 1989)..... | 14 |
| 3.- Especies de mosquitos consignadas en Saltillo colectadas de diferentes fuentes de agua de la Saltillo, Coahuila (Vergara, 2000). | 20 |
| 4.- Productos autorizados para el control de mosquitos en México (SS, 1991; CICOPLAFEST, 1997)..... | 28 |
| 5.- Documentación de casos de resistencia en <i>Culex quinquefasciatus</i> a diferentes productos (Georghiou y Lagunes, 1991)..... | 39 |
| 6.- Documentación de casos de resistencia en <i>Aedes aegypti</i> a diferentes productos (Georghiou y Lagunes, 1991)..... | 40 |
| 7.- Documentación de casos de resistencia en <i>Anopheles albimanus</i> a diferentes productos (Georghiou y Lagunes, 1991)..... | 41 |
| 8.- Nombre común, nombre comercial, grupo toxicológico, pureza y dosis recomendada de los productos evaluados..... | 44 |
| 9.- Especie identificada en las colectas de los bioensayos a través del tiempo..... | 49 |
| 10.- Concentraciones letales y límites fiduciales de 9 plaguicidas de diferentes grupos toxicológicos en larvas de tercer estadio de <i>Culex tarsalis</i> de Buenavista, Saltillo, Coahuila 2003..... | 50 |
| 11.- Proporción de resistencia de <i>Culex tarsalis</i> con relación <i>Culex quinquefasciatus</i> | 52 |
| 12.- Coeficiente de determinación y Chi-cuadrada de la línea de regresión dosis-mortalidad en larvas de tercer estadio de <i>Culex tarsalis</i> de Buenavista, Saltillo, Coahuila 2003..... | 57 |
| 13.- Datos obtenidos a las 24 horas del bioensayo con permetrina aplicado a larvas de <i>Culex tarsalis</i> de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003..... | 70 |

| | |
|--|----|
| 14.- Datos obtenidos a las 24 horas del bioensayo con cipermetrina aplicado a larvas <i>Culex tarsalis</i> de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003..... | 70 |
| 15.- Datos obtenidos a las 24 horas del bioensayo con malation aplicado a larvas <i>Culex tarsalis</i> de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003..... | 71 |
| 16.- Datos obtenidos a las 24 horas del bioensayo con temefos aplicado a larvas <i>Culex tarsalis</i> de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003..... | 71 |
| 17.- Datos obtenidos a las 24 horas del bioensayo con carbarilo aplicado a larvas de <i>Culex tarsalis</i> de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003..... | 72 |
| 18.- Datos obtenidos a las 24 horas del bioensayo con hidróxido de calcio (Cal común) aplicado a larvas de <i>Culex tarsalis</i> de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003..... | 72 |
| 19.- Datos obtenidos a las 24 horas del bioensayo con hidróxido de calcio (Cal micronizada) aplicado a larvas de <i>Culex tarsalis</i> de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003..... | 73 |
| 20.- Datos obtenidos a las 120 horas del bioensayo con alcohol etoxilado aplicado a larvas de <i>Culex tarsalis</i> de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003..... | 73 |
| 21.- Datos obtenidos a las 120 horas del bioensayo con <i>Bacillus thuringiensis</i> var. <i>israelensis</i> aplicado a larvas de <i>Culex tarsalis</i> de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003..... | 74 |
| 22.- Ecuaciones de predicción obtenidas en cada producto..... | 74 |

INDICE DE FIGURAS

| Figura | Página |
|---|--------|
| 1.- Diferencias morfológicas de los palpos y las antenas de hembras y machos de los géneros <i>Anopheles</i> , <i>Aedes</i> y <i>Culex</i> (Avila, 1993)..... | 5 |
| 2.- Características morfológicas y de comportamiento de huevos, larvas y pupas de adultos de los géneros <i>Anopheles</i> , <i>Aedes</i> y <i>Culex</i> (Avila, 1993) .. | 7 |
| 3.- Adulto de <i>Culex tarsalis</i> Coquillett. Tomado de Carpenter y LaCASSE (1955). | 17 |
| 4.- Documentación mundial de casos de resistencia en artrópodos (Georghiou y Lagunes, 1991)..... | 37 |
| 5.- Ubicación de los sitios de trabajo en el Campus Buenavista..... | 42 |
| 6.- Líneas de respuesta concentración-mortalidad de <i>Culex tarsalis</i> a los diferente productos evaluados en el presente trabajo. Saltillo Coahuila. 2004..... | 53 |
| 7.- Porcentaje de mortalidad acumulada diaria a cinco días como respuesta a diferentes concentraciones de alcohol etóxilado (mL/m^2) de espejo de agua, en larvas de tercer estadio de <i>Culex tarsalis</i> | 55 |
| 8.- Porcentaje de mortalidad acumulada diaria a cinco días como respuesta a diferentes concentraciones de <i>B. thuringiensis</i> var. <i>israelensis</i> (g/m^2) de espejo de agua, en larvas de tercer estadio de <i>Culex tarsalis</i> | 56 |

INTRODUCCION

El sistema productivo antropogénico global se ve afectado por una gran diversidad de problemas, uno de los más importantes es sin duda, el causado por la transmisión de enfermedades; entre los vectores que destacan son los dípteros de la familia Culicidae, comunmente referidos como mosquitos.

Harwood y James (1987) citan que el estudio sistemático de estos insectos vectores de organismos patógenos al hombre y a los animales es importante, entre los que se destaca la transmisión de:

- 1) Los plasmodios, organismos causales de las malarías, que pertenecen a los protozoarios.
- 2) Las filarias de los géneros *Wecheriia* y *Brugia*, organismos causales de las filariasis linfáticas humanas .
- 3) Los virus y especialmente los arbovirus que causan enfermedades importantes como la fiebre amarilla, la malaria del oeste y el virus de la encefalitis tipo San Luis, siendo el principal vector de estos dos últimos *Culex tarsalis* Coquillett.

Hay dos estrategias para combatir las enfermedades transmitidas por mosquitos; una es controlar a los agentes transmisores y la otra consiste en controlar la enfermedad con medicamentos. Siendo mas recomendable la primera estrategia que evita el desarrollo del problema; la segunda estrategia, muchas de las veces resulta muy costosa e ineficaz.

El uso de insecticidas en el control de insectos a ayudado a disminuir las enfermedades transmitidas por éstos. Todo programa que involucre el uso de

insecticidas, debe apoyarse en la evaluación periódica de la susceptibilidad de las poblaciones de insectos, a través de bioensayos para reducir riesgos de resistencia a insecticidas.

Los mosquitos se encuentran presentes en diferentes zonas climáticas, donde se tienen cuerpos de agua; ya sea sucia, limpia, dulce o salada (Espinoza, 1985).

Las condiciones de clima en la región de Buenavista, Saltillo son ideales para el desarrollo de los mosquitos de primavera a otoño, ya que la temperatura media es regularmente alta. Adicionalmente, en la región existen cuerpos de agua que favorecen el criadero de mosquitos y el aumento de sus poblaciones. Dado que se carecen de estudios recientes que indiquen que productos convencionales y no convencionales son eficientes para el control de larvas, se plantea el presente trabajo con el siguiente objetivo:

Establecer líneas de respuesta concentración-mortalidad, en larvas de *C. tarsalis* de Buenavista, Saltillo Coahuila con insecticidas neurotóxicos y no convencionales para generar datos base que permitan establecer estudios de campo.

REVISION DE LITERATURA

Generalidades de la Familia Culicidae

La familia Culicidae es un grupo de insectos ampliamente distribuidos, y son nombrados vernaculamente en México como mosquitos, zancudos o moyotes en su estado adulto, como maromeros en etapa pupal; y como agujitas de agua en su fase larval (Ibáñez, 1991).

Los mosquitos son un grupo muy grande que contiene más de 2,600 especies en todo el mundo (Pratt *et al.*, 1973).

Los mosquitos se pueden encontrar casi en todas las latitudes, en alturas de hasta 4,000 msnm; sin embargo, la mayoría de las especies se localizan en los trópicos (Espinoza, 1985).

En América 131 de 150 especies pertenecen a cuatro géneros; *Anopheles*, *Aedes*, *Psorophora* y *Culex* (Domínguez, 1994).

Características morfológicas

Adulto.- Dentro del orden Diptera y en el ámbito de la parasitología, los mosquitos son considerados como chupadores de sangre que carecen de mandíbulas y miden de 2.5 a 6 mm de longitud (Downes, 1970).

Los culícidos se reconocen por presentar las siguientes características: 1) Partes bucales a manera de probóscide, muy largas y delgadas, para la perforación; 2) Cuerpo total o parcialmente revestidos con pelos aplanados o “escamas”, al igual que las venas de las alas; 3) Alas largas y angostas, la característica de mayor peso taxonómico es la presencia de una vena sencilla entre dos bifurcadas, es decir, R_{4+5} es sencilla y está entre R_3 y M_{1+2} ; 4) Antenas largas filiformes y multisegmentadas; 5) Patas relativamente largas y delgadas. Los machos de la gran mayoría de especies se reconocen por presentar las antenas del tipo “plumoso” (con gran cantidad de sedas muy largas); mientras que las hembras presentan las antenas con sedas menos abundantes y relativamente cortas (Figura 1) y genitales externos representados por lóbulos pequeños (Borror y White, 1970; Davidson y Lyon, 1978; Carrada *et al.*, 1984; Borror *et al.*, 1989; Zahradník y Chavála, 1990; Ibáñez, 1991) y no presentan ocelos (Morón y Terrón, 1988, citado por García, 1990).

Larva.- Esta familia agrupa a tres subfamilias: Anophelinae cuyos representantes carecen de sifón bien desarrollado; Culicinae tienen el sifón bien desarrollado y comúnmente con 30 o más pelos en los cepillos bucales; por último Toxorhynchitinae que tiene sifón, pero los cepillos bucales consisten de alrededor de diez varillas fuertes (McCafferty y Provonsha, 1981).

Tienen el tórax considerablemente ensanchado (más que la cabeza y el abdomen), son ápodas y se mueven a través de movimientos espasmódicos. En la parte terminal del cuerpo, presentan una placa esclerosada de la cual parten un par de estigmas ventiladores que le sirven para respirar el aire atmosférico (Subfamilia Anophelinae); o una estructura cónica o cilíndrica, de longitud variable, que funciona

como sifón (Subfamilia Culicinae y Toxorhynchitinae). Ambas estructuras se originan en la parte dorsal del octavo segmento abdominal. El décimo segmento del abdomen se dirige oblicuamente hacia abajo y presenta en su parte apical uno o dos pares de

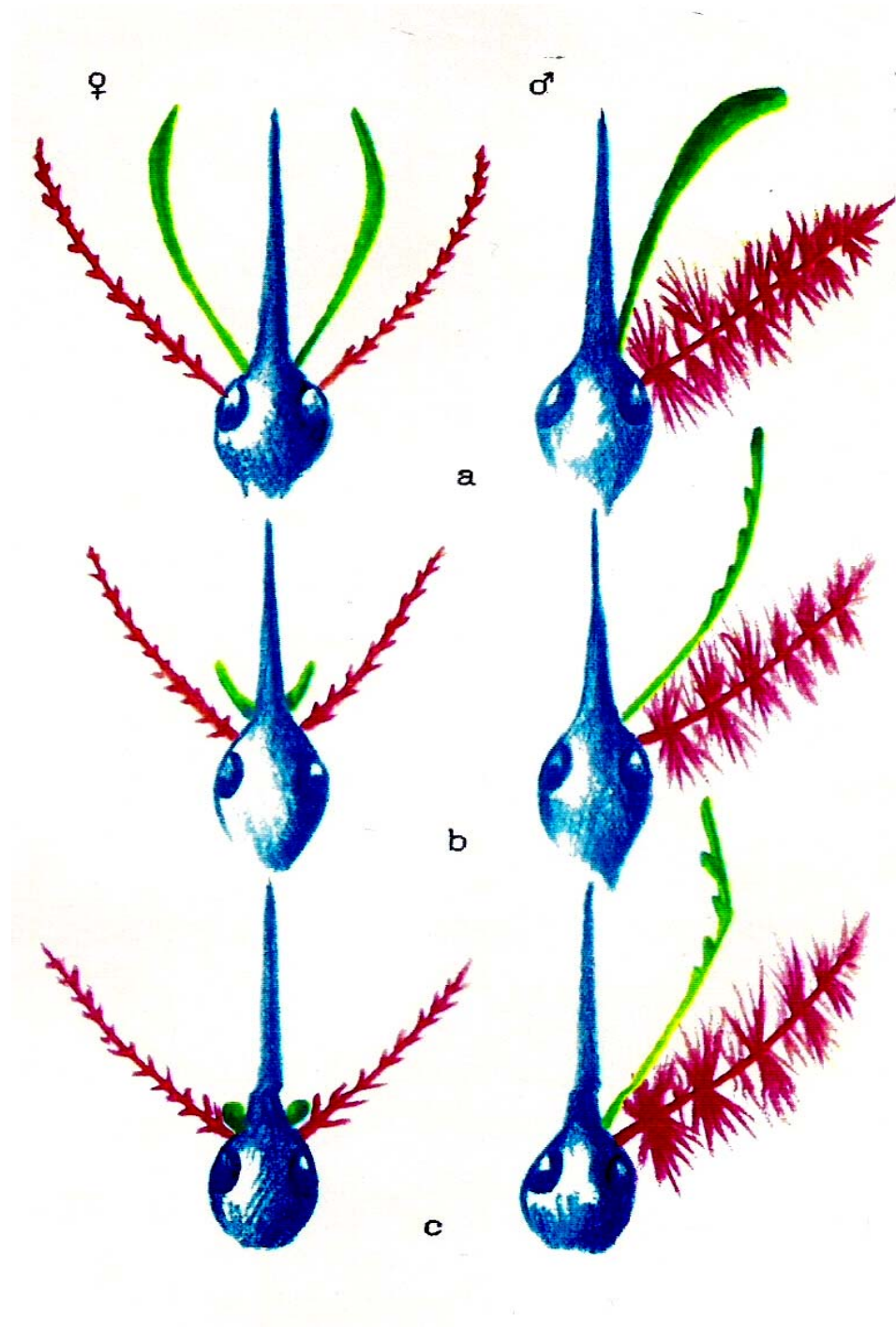


Figura 1. Diferencias morfológicas de los palpos y las antenas de hembras y machos de los géneros (a) *Anopheles* (b) *Aedes* (c) *Culex*. (Avila, 1993).

papilas anales, estructuras digitiformes o foliáceas con función osmorreguladora. Todo el cuerpo presenta pelos cortos o largos con formas o y disposiciones variables entre las especies, pero constantes en la misma especie (Borror y White, 1970; Ibáñez, 1991).

Biología y comportamiento

Como todos los dípteros, los miembros de la Familia Culicidae presentan cuatro estados de desarrollo; huevo, larva, pupa y adultos con los sexos diferenciados (Borror *et al.*, 1989; Zahradník y Chavála, 1990; Ibáñez, 1991).

Huevecillo.- El número de huevecillos que oviposita la hembra varía de 40 a 50 hasta varios cientos; puede ovipositarlos en el agua o fuera de ella, en suelos húmedos sujetos a inundación en forma individual o sobre el agua pero en masas flotantes compactas (Mallingly, 1969). También pueden encontrarse adheridos a paredes de estanques. En términos generales, los huevecillos son elípticos, con forma de habano y presenta ornamentaciones microscópicas y submicroscópicas que pueden usarse para distinguir a la especie a la que pertenecen (Borror *et al.*, 1989; Ibáñez, 1991).

El género *Culex*, deposita masas de huevos elongados que flotan en la superficie del agua en forma de balsas, mientras que los géneros *Anopheles* y *Aedes* ovipositan aisladamente (Figura 2). Los huevos de *Anopheles* flotan libremente, mientras que los de *Aedes* son adheridos a objetos cercanos a la superficie del agua (Davidson y Lyon, 1978).

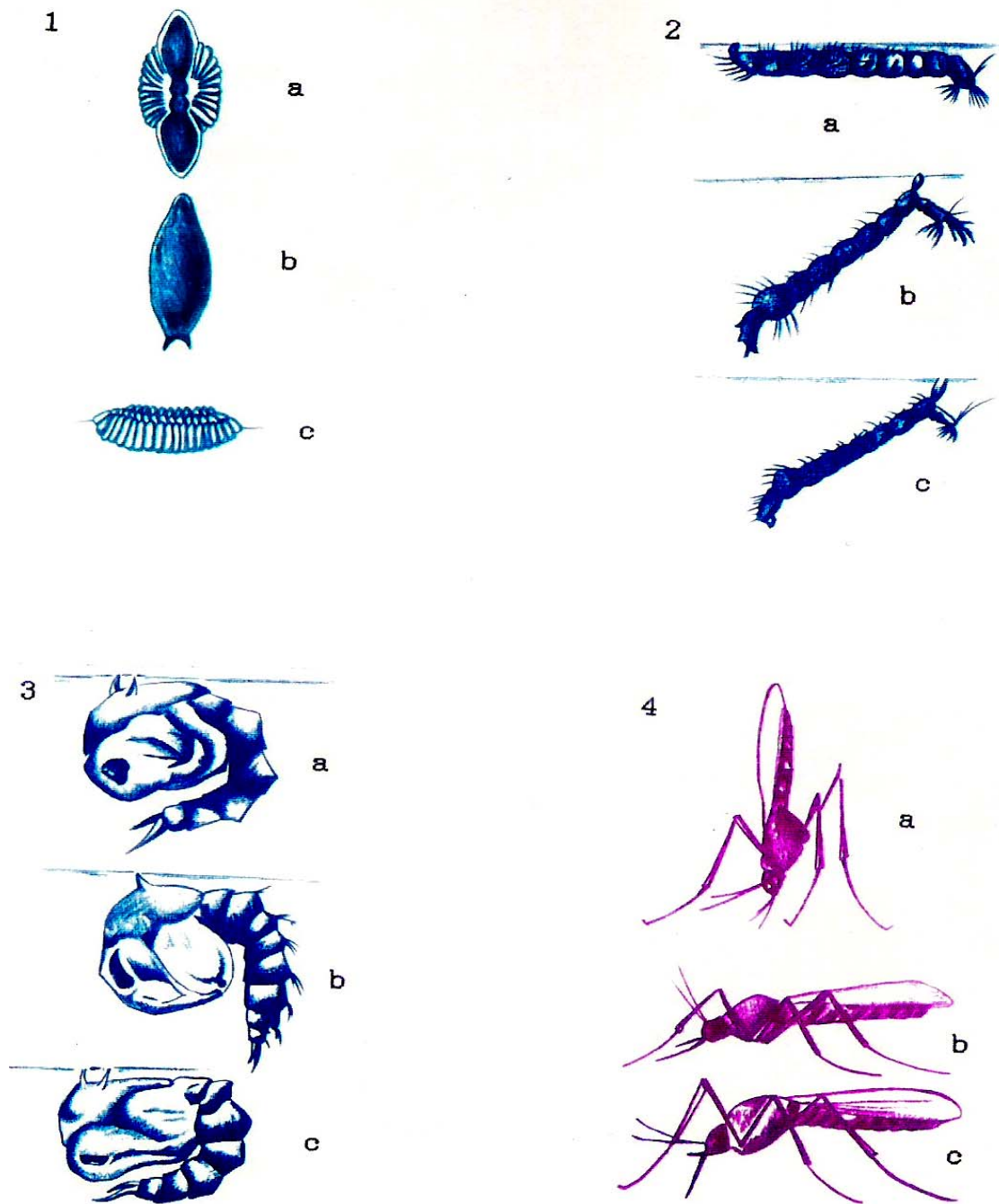


Figura 2. Características morfológicas y de comportamiento de (1) huevos (2) larvas (3) pupas (4) adultos de los géneros a) *Anopheles* b) *Aedes* c) *Culex* (Avila, 1993).

Después de un par de días, o de varios meses si es que el embrión presenta diapausa, el huevo es abierto por la larva mediante un “diente de huevo” (estructura a manera de diente que se encuentra en la porción dorsal anterior de la cabeza de la larva). Usualmente los huevecillos de *Culex* y *Anopheles* tienen un período de incubación de 2 a 3 días (Ibáñez, 1991).

Larva.- Las larvas se desarrollan en medios acuáticos como lagunas, contenedores artificiales, huecos de árboles, y otros sitios; pero cada especie de desarrolla sólo en un tipo particular de medio. Las larvas de *Anopheles* se encuentran principalmente en albercas, pantanos y en lagunas con gran vegetación, las de *Aedes* se localizan en esteros y charcas cercanas a medios boscosos, mientras que *Culex* se desarrolla principalmente en contenedores artificiales (Borrór *et al.*, 1989).

El estado larvario pasa por cuatro fases y tres mudas antes de convertirse en pupas ocupando el mayor tiempo de vida de un mosquito siendo este de varios meses. Aunque viven en el agua, no son capaces de aprovechar el oxígeno que en ella se encuentra presente, estas tienen que salir a la superficie de agua para respirar el aire libre de la atmósfera y según el modo de abrir sus tráqueas, toma una posición por la cual se les puede reconocer fácilmente (Figura 2) (Guiart, 1948, citado por Collado, 1960)

Las larvas de *Anopheles* se coloca en la superficie del agua en forma paralela a la misma y carece de sifón respiratorio; mientras que *Culex* y *Aedes* se colocan en

la superficie del agua en un ángulo de aproximadamente 45° (Figura 2) (Davidson y Lyon, 1978; Olkowski *et al.*, 1992).

Las larvas presentan partes bucales con mechones a manera de bigotes, que emplean para atraer a la boca partículas nutritivas como protozoarios, bacterias, algas y otros microorganismos de las cuales se alimentan (Martínez, 1982).

Pupa.- La pupa también es acuática y recibe el nombre de “maromero”, debido a que se desplaza dando vuelcos característicos. La pupa de los representantes de este grupo, tienen forma de “coma” cuando se observa lateralmente y presenta dos proyecciones originadas del tórax a manera de cuernos que son conocidos como “trompetas ventiladoras”; las cuales tienen función respiratoria. La porción terminal del cuerpo presenta unas placas anchas a manera de paletillas, que le sirven para el desplazamiento acuático (Figura 2). Las pupas flotan en la superficie del agua pero cuando son perturbadas se sumergen rápidamente (Davidson y Lyon, 1978; Ibáñez, 1991).

Adulto.- Se producen aproximadamente igual número de mosquitos machos y hembras; normalmente los machos emergen primero y permanecen cerca de sus criaderos y poco después de haber salido están listos para aparearse con las hembras (Pratt *et al.*, 1973).

El macho se alimenta de líquidos azucarados y nunca de sangre, mientras que las hembras de muchas especies son hematófagas. La sangre ingerida es indispensable para la ovogénesis y es necesaria también para aumentar la viabilidad

de los embriones (Ibáñez, 1991). Según Bowen (1991) las hembras hematófagas localizan al huésped a través de tres tipos de estímulos, ácidos lácticos, bióxidos de carbono y temperatura.

Invernación.- Algunos mosquitos sobreviven el Invierno como huevecillos, otros como larvas o adultos. Algunas especies de *Culex* y *Anopheles* sobreviven el Invierno como hembras ya fertilizadas y la oviposición ocurre al año siguiente. *Aedes* y *Psorophora* normalmente pasan el Invierno en estado de huevo. Los huevecillos de *Aedes* pueden permanecer viables largos períodos sin humedad, pero una vez sumergidos en agua eclosionan en sólo unos minutos. Como en todos los poiquiloterms, la duración del ciclo de vida está influenciado por factores climáticos, por lo que pueden desarrollarse de una a varias generaciones en un año (Davidson y Lyon, 1978).

Importancia Económica y Médica de Culicidae

Borror *et al.* (1976) mencionan que los mosquitos son muy importantes desde el punto de vista humano en que causan molestias por su hábito de zumbear y en que las hembras de muchas especies succionan la sangre de animales (Sus ataques no están limitados a animales homeotermos ya que hay citas de su alimentación sobre peces, reptiles y anfibios) y de humanos sirviendo con ello como vector en la transmisión de algunas enfermedades de interés médico-veterinario.

En algunas partes de Queensland, Australia, cada animal bovino pierde por picaduras de moquitos aproximadamente 166 mL de sangre por noche. Numerosos

relatos citan que los ataques de mosquitos afectan significativamente el aumento de peso del ganado y la producción de leche en bovinos, con un total cercano a \$25 millones de dólares en Estados Unidos para 1965, de los que \$10 millones correspondieron a la menor producción de leche. Los mosquitos del Artico y otros moscos picadores influyen las actividades migratorias de los renos (Steelman, 1936 citado por Foote, 1959).

Las enfermedades transmitidas por mosquitos pueden tener consecuencias graves y de gran alcance para la economía de una región o país. Existen numerosos casos en los que los turistas han cancelado sus reservaciones al saber que la región donde planeaban pasar sus vacaciones existen brotes epidémicos (Saba, 1984).

Tipos de transmisión de enfermedades

Ramos(1988) señala que podemos encontrar dos tipos de transmisión de enfermedades:

- a) Transmisión horizontal. Es cuando la especie de mosquito puede transmitir la enfermedad de un humano a otro humano.
- b) Transmisión vertical. Es cuando se transmite de la hembra infectada a su progenie, la cual la transmitirá a otros organismos al llegar al estado adulto.

Enfermedades más importantes

Metcalf y Luckmann (1982) señalan que la transmisión de enfermedades por mosquitos no es igualada por grupo alguno de Artrópodos. El cuadro 1 muestra el

patógeno, especie primaria que transmite la enfermedad, la enfermedad misma y la distribución de enfermedades transmitidas por estos dípteros.

Cuadro 1. Enfermedades más importantes transmitidas al humano por mosquitos (Metcalf y Luckmann, 1994).

| Patógeno | Especie (Primaria) | Enfermedad | Distribución |
|--------------|--|-------------------------------|-------------------------------|
| Virus | <i>Aedes aegypti</i> | Fiebre amarilla | Sur y Centro, América, África |
| | <i>Aedes aegypti</i> | Dengue I, II, III, IV | Todas las áreas Tropicales |
| | <i>Culex</i> spp. | Fiebre del valle roto | África |
| | <i>C. triataeniorhynchus</i> | Encefalitis japonesa | Asia, Japón |
| | <i>Culex</i> spp. | Encefalitis de san luis | Norte y Sur América |
| | <i>Culex tarsalis</i> | Encefalitis equina. del oeste | Norte y Sur América |
| | <i>Culiceta galanura</i> | Encefalitis equina del este | Norte y Sur América, Europa |
| | <i>Aedes aegypti</i> | Chikungunya | África, Sureste de Europa |
| | <i>Aedes</i> y <i>Culex</i> spp. | Encefalitis equina venezolana | América Tropical |
| | <i>Aedes triseriatus</i> | Encefalitis del camino | Estados Unidos |
| Protozoarios | <i>Anopheles</i> spp. | Paludismo | En todo el mundo |
| | <i>Plasmodium vivax</i> | | |
| | <i>P. falciparum</i> | | |
| | <i>P. malariae</i> | | |
| | <i>P. ovale</i> | | |
| Nematodos | <i>Aedes, Culex</i> y <i>Anopheles</i> | Filariasis | En todo el mundo |
| | <i>Wuchereria</i> | | Trópicos y |
| | <i>Bancrofti</i> | | Subtrópicos |
| | <i>Brujia malayi</i> | | |
| | <i>Brujia timori</i> | | |

Vectores de Culicidae más importantes en México

Ibáñez, (1989) consigna la existencia de 18 géneros y 220 especies de mosquitos en México (Cuadro 2). De estos *Culex*, *Aedes* y *Anopheles* sobresalen por su importancia.

Como se señala en el cuadro 2, el género *Culex* está representado en México por 52 especies, de las cuales la distribución mas amplia corresponde a *C. quinquefasciatus*, *C. coronator*, *C. stigmatosoma* y *C. thriambus*, lo que constituye un gran potencial para la transmisión de enfermedades como encefalitis (Ibáñez, 1989).

De las 62 especies que pertenecen al género *Aedes* (Ibáñez, 1989) sólo algunas destacan por su importancia en el país, una de ellas es el mosquito *A. aegypti*, transmisor del dengue en las zonas urbanas y rurales de México (Ramos, 1988). Otra especie importante es el mosquito costero *A. taeniorhynchus*, que es responsable de la transmisión de la encefalitis equina venezolana (PLM, 1991).

En México, el género *Anopheles* está representado por 27 especies, de las cuales sobresalen por su importancia *A. albimanus* y *A. pseudopunctipennis*, el paludismo es transmitido al hombre por las picaduras de mosquitos de este género (Ibáñez, 1989; SS, 1991).

Cuadro 2. Subfamilia, géneros y número de especies de la familia Culicidae conocidos hasta 1989 en México (Ibáñez, 1989).

| Subfamilia | Género | Número de especies |
|------------------|-------------------------|--------------------|
| Toxorhynchitinae | <i>Toxorhynchites</i> * | 4 |
| Anophelinae | <i>Chagasia</i> | 1 |
| | <i>Anopheles</i> | 27 |
| Culicinae | <i>Aedeomyia</i> | 1 |
| | <i>Limatus</i> | 1 |
| | <i>Mansonia</i> | 2 |
| | <i>Orthopodomyia</i> | 2 |
| | <i>Coquillettidia</i> | 4 |
| | <i>Culiseta</i> | 4 |
| | <i>Haemagogus</i> | 4 |
| | <i>Sabethes</i> | 4 |
| | <i>Deinocerites</i> | 6 |
| | <i>Trichoprosopon</i> | 7 |
| | <i>Uranotaenia</i> | 9 |
| | <i>Wyeomyia</i> | 13 |
| | <i>Psorophora</i> | 16 |
| | <i>Culex</i> | 52 |
| <i>Aedes</i> | 62 | |
| TOTAL | 18 Géneros | 220 Especies |

* No presenta especies hematófagas

Generalidades de *Culex tarsalis*

C. tarsalis es una especie abundante y ampliamente distribuidas en las regiones semiáridas de Norteamérica, también se encuentra en todo el Sur de Estados Unidos, al noreste hasta Indiana, el suroeste de Canadá y México. Es posible colectarlo hasta altitudes de 2, 750 m. Las aves domésticas y silvestres son los huéspedes preferidos de este mosquito de actividad nocturna; aunque con facilidad pica al hombre, caballos y ganado, puede alimentarse de reptiles y anfibios (Harwood y James, 1987).

Ubicación taxonómica

Borror *et al.* (1989) ubica a *C. tarsalis* en la siguiente posición taxonómica:

Phylum.....Arthropoda
 Subphylum....Atelocerata
 ClaseHexapoda
 Subclase.....Pterygota
 Orden.....Diptera
 Suborden...Nematocera
 Infraorden..Culicomorpha
 Superfamilia.....Culicoidea
 Familia.....Culicidae
 Subfamilia.....Culicinae
 Género..... *Culex*
 Especie...*tarsalis* Coquillett, 1896.

Características morfológicas

Adulto.- A diferencia de otros géneros, el adulto de *C. tarsalis* es bastante grande y robusto, generalmente de color café oscuro a negro, con bandas blancas evidentes en las patas y abdomen y un anillo blanco ancho en la proboscis (Figura 3) (Carpenter y LaCASSE, 1955).

Comportamiento

Invernación.- En las regiones frías, las hembras de *C. tarsalis* inseminadas invernan en sitios naturales, por ejemplo en los sitios rocosos de los estados del noroeste de Estados Unidos (Harwood y James, 1987).

Importancia Médica de *Culex tarsalis*

C. tarsalis es el principal vector de la encefalitis (inflamación del cerebro) equina del oeste y encefalitis de san luis. La edad en humanos tiene influencia en estas enfermedades, ya que por ejemplo la encefalitis equina del oeste produce cuadros mas severos en los jóvenes, mientras que la encefalitis de San Luis es mas crítica en los ancianos (Hardy *et al.*, 1980; Reeves *et al.*, 1994).

Encefalitis equina del oeste (EEW)

El virus de la EEW causa encefalitis, generalmente no mortal en el hombre pero de alta mortalidad en equinos. Se han citado anticuerpos específicos en el hombre en México y algunas localidades del este de Europa. Los mamíferos

desarrollan viremia de bajo título así que la conservación en el verano es principalmente en *C. tarsalis* y en aves (Harwood y James, 1987).

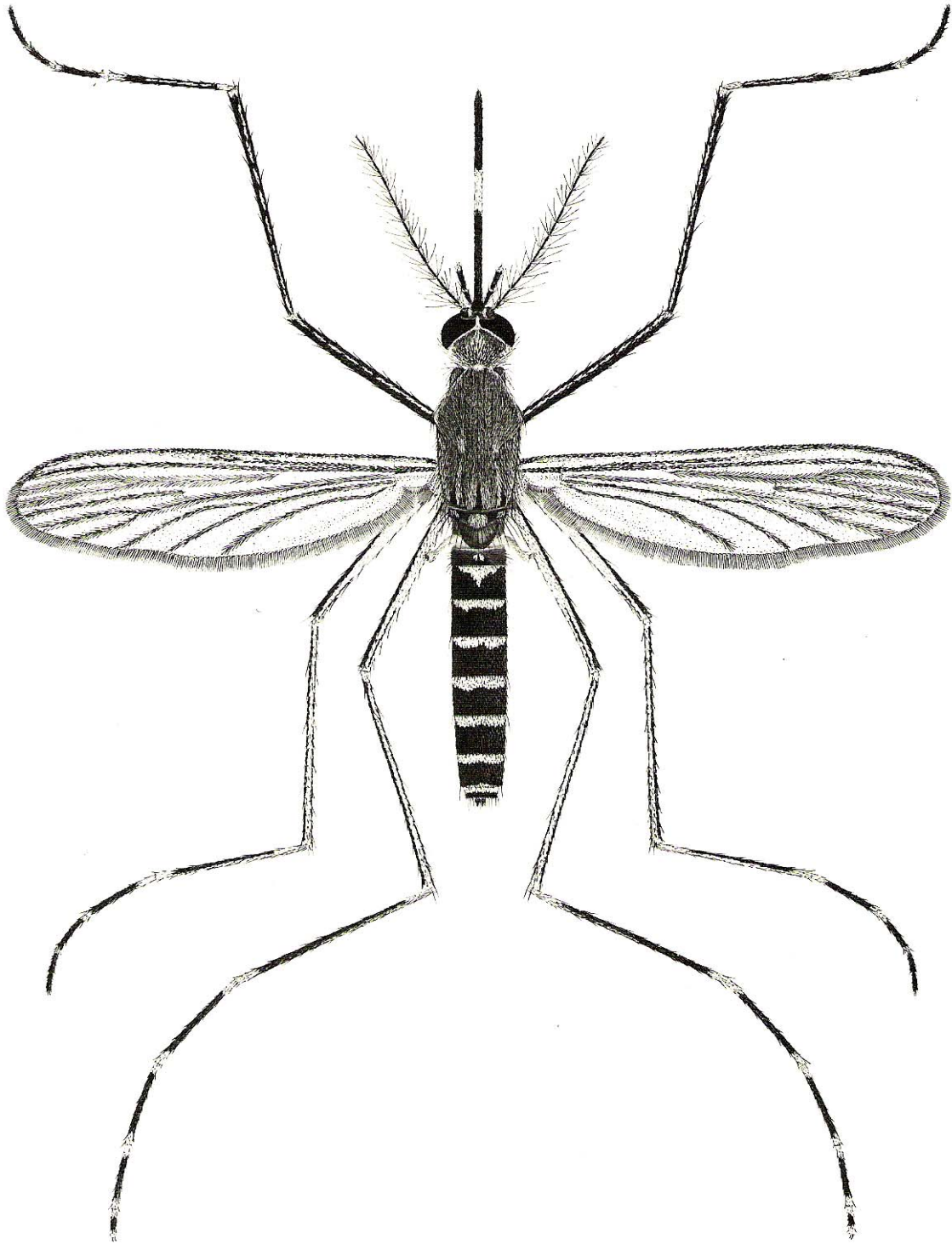


Figura 3. Adulto de *Culex tarsalis* Coquillett. Tomado de Carpenter y LaCASSE (1955).

La enfermedad activa incluye fiebre y somnolencia, por lo tanto en ocasiones se le llama la enfermedad del sueño y causa además convulsiones en los niños (Harwood y James, 1987).

En el oeste de Estados Unidos, está debidamente demostrado que la EEW se encuentra en forma endémica y ocasionalmente epidémica (Hammon *et al.*, 1945; Pons *et al.*, 1960). Reeves *et al.* (1994) estimaron que la proporción de infecciones humanas con encefalitis es de 58:1 en infantes y niños y de 150:1 en personas mayores de 15 años. Thomas (1963) citado por Lapage(1981) al estudiar el desarrollo del virus en *C. taesalis*, concluye que su importancia se debe a su alta adaptabilidad para propagar y retener el virus de la EEW.

Encefalitis de san luis (ESL)

Generalmente el virus de la ESL causa una infección clínicamente no aparente en el hombre, los estudios serológicos muestran un exposición previa del 10 al 70 % de la población en áreas endémicas. Uno de los brotes más grandes ocurrió en 1954 en el Valle Inferior del Río Bravo en Texas, con 373 casos registrados y probablemente más de 1, 000 casos presentes (Harwood y James, 1987). Mackie y Hunter (1956) refiriéndose a la ESL, señala que es una enfermedad de prevaecía estacional, observándose el mayor número de casos al final del verano o al comienzo del otoño. Bowen (1991) señala que las epidemias de la ESL depende de la

temperatura, habiendo la máxima actividad después de una primavera excepcionalmente calurosa. James y Harwood (1969) mencionan a las siguientes especies como posibles transmisoras de la ESL a; *C. tarsalis*, *C. quinquefasciatus*, *C. coronator*, *C. erraticus*, *C. peus*, *C. salinarius*, *Aedes dorsalis*, *A. melanimon*, *A. nigromaculis*, *Anopheles freeborni* y *Culiceta metalanura*. Según Hammon y Reeves (1945) con respecto al diagnóstico de la ESL que ocurre en casi todo el oeste de Estados Unidos de América y es transmitida además de algunos géneros de mosquitos, por el ácaro de la gallina *Dermanysus gallinae*, suponen que el reservorio del virus puede ser la gallina u otras aves. Argumentando lo anterior Say (1833) citado por Martínez (1982) deduce que el 21 % de la hembras muestreadas prefieren como fuente alimenticia a organismos pertenecientes a la clase de los mamíferos y el 78 % de la aves.

El virus ESL básicamente tiene un ciclo activo mosquito-ave, siendo los mamíferos puntos terminales accidentales (título de virus demasiado bajo para infectar a los mosquitos que se alimentan) pero en ocasiones, atacan seriamente al hombre (CDC, 1976 citado por Martínez, 1982).

Especies Consignadas en Saltillo, Coahuila

García (1984) reporta las especies *C. quinquefasciatus*, *C. tarsalis*, *Ae. trivittatus*, y *An. punctipennis franciscanus*, para el área metropolitana de Saltillo.

Vergara (2000) consigna la existencia en Saltillo de seis especies del género *Culex*, cuatro del género *Aedes*, una del género *Anopheles*, una del género

Psorophora y la presencia del género *Uranotaenia*, en muestras provenientes de diversas fuentes de agua de la región como se muestran en el cuadro 3.

Cuadro 3. Especies de mosquitos consignadas en Saltillo colectadas de diferentes fuentes de agua de Saltillo, Coahuila (Vergara, 2000).

| Género | Especie | Fuente de agua |
|--------------------|--|---|
| <i>Aedes</i> | <i>A. aegypti</i> | Ornamentales y llantas |
| | <i>A. epactius</i> | Ornamentales, pilas y llantas |
| | <i>A. trivittatus</i> | Pilas |
| | <i>A. vexans</i> | Charcos |
| <i>Anopheles</i> | <i>A. pseudopunctipennis</i> | Baños |
| <i>Culex</i> | <i>C. arizonensis</i> | Charcos |
| | <i>C. erythrothorax</i> | Pilas y ornamentales |
| | <i>C. pipiens</i> <i>quinquefasciatus</i> | Ornamentales, residuales, pilas, llantas, charcos y baños |
| | <i>C. stigmatosoma</i> | Ornamentales, pilas, charcos y baños |
| | <i>C. tarsalis</i> | Charcos y baños |
| | <i>C. thriambus</i> | Pilas |
| <i>Psorophora</i> | <i>P. signipennis</i> | Charcos y baños |
| <i>Uranotaenia</i> | <i>Uranotaenia</i> sp. | Charcos |

Además de las especies mencionadas anteriormente, se reportan nuevas especies para el área de Saltillo Coahuila: *Aedes scapularis* (Rondani), *Anopheles punctipennis* (Say), *Culex coronator* (Dyar y Knab) y *Culex erraticus* (Dyar y Knab) (Soto, sin publicar).

Control de Mosquitos

Existen varios métodos y materiales disponibles para el combate de mosquitos; el medio a escoger dependerá del estado del ciclo de vida a ser atacado (James y Harwood, 1969).

Para el control de mosquitos, se requiere de conocimientos profundos sobre los hábitos de cada una de las especies, así como de conocer las características climáticas y topográficas del lugar a tratar (Nielsen, 1979; Olkowski *et al.*, 1992). Los mosquitos pueden controlarse a través de dos tipos de estrategias: indirectas y directas (Olkowski *et al.*, 1992).

Estrategias indirectas

Consiste en eliminar o modificar su hábitat, por ejemplo drenar los lugares de cría (McEwen y Stephenson, 1979; Borror *et al.*, 1989), limpieza de lagos y lagunas (Olkowski *et al.*, 1992). Es importante guardar adecuadamente todo objeto útil que puede acumular agua, como carretillas, lanchas, bebederos etc. utilizar cubiertas protectoras para los depósitos de agua tales como tambos y cisternas (AID, 1972; Collins y Paskewitz, 1995).

Estrategias directas

Consiste en eliminar algún estado de desarrollo del mosquito, utilizando tácticas de control físico, biológico, genético, químico (Olkowski *et al.*, 1992).

Control físico.- El método físico más útil para protegerse de la picadura de los mosquitos, es la utilización de las telas mosquiteras (McEwen y Stephenson, 1979). Existe además velos y pabellones que evitan la picadura de los mosquitos en campo (Olkowski *et al.*, 1992).

Control biológico.- Rogoff (1978) menciona que es un enfoque altamente considerable donde se manipulan diferentes organismos para el control de insectos de importancia médica; Al respecto se mencionan organismos tales como: Depredadores y patógenos.

1) Depredadores.- En la India, Afganistán e Irán, se considera a los peces *Gambusia affinis* y a *Poecilia* spp. como elementos importantes utilizados en campañas para el control de mosquitos vectores de la malaria (Legner y Medved, 1974); sin embargo, esta última especie a su vez es depredada por el pez *Lepomis cyanellus* que también se alimenta de mosquitos (Blaustein y Karban, 1985).

La acción de los depredadores *Ranatra fusca* (Hemiptera: Nepidae) *Pantala hymenae* (Odonata: Libellulidae), *Mesocyclops longisetus* (Copepoda: Cyclopidae), *Buenos scimitra* (Hemiptera: Notonectidae) y *Laccophilus fasciatus* (Coleoptera: Dytiscidae), demostraron que liberaciones simples de *B. scimitra*, *R. fusca*, *L. fasciatus* y *P. hymenae* fueron exitosas en el control de larvas de mosquitos, pero los mejores resultados se obtuvieron con liberaciones múltiples de *B. scimitra* y *M.*

longisetus (González *et al.* , 1997). Dentro del orden Diptera se reporta que las especies *Toxorhynchites brevivalpis*, y *T. splendens* son utilizados en el control de mosquitos en Hawai (Nakagawa y Hirs, 1959). En Luisiana se indica que la especie *T. amboinensis* es utilizada para el control de *Ae. aegypti*, reduciendo las poblaciones de mosquitos en 45 % aproximadamente (Focks *et al.*, 1985).

2) Patógenos.- El mosquito de la especie *C. quinquefasciatus* es susceptible a la rickettsia *Enterilla culicis* o especies relacionadas estrechamente a *Enterilla* (Burges y Hossey, 1971). Herting (1936) indica que la rickettsia *Wolbechia pipientis* es aparentemente un parásito sencillo de los ovarios y testículos del mosquito *C. pipiens*, pero no existe información sobre su posible utilización a nivel extensivo.

Los hongos tales como la especie de *Culicinomyces clavisporus* se utiliza en Australia para el control del mosquito *C. annulirostris* (Sweeney, 1963 citado por Lowe y Kennel, 1982). El hongo *Entomophthora coronata* se usa para el control de larvas de primer instar del mosquito casero *C. quinquefasciatus* (Lowe y Kennel, 1982). Otros hongos que han mostrado potencial para el control de mosquitos son; *Tolypocladium cylindrosporum* (Deuteromycetes), *Lagenidium giganteum* (Oomycetes) y *Coelomyces dodgei* (Chytridiomycetes). (Federici *et al.*, 1980).

La bacteria *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (*Bti*), ofrece una posibilidad para controlar las larvas en mosquitos de una manera altamente selectiva, su toxicidad actúa como veneno estomacal y su acción es rápida (Olkowski *et al.*, 1992; Flores *et al.* , 1994; Porter, 1996). En México la toxina aún no se ha utilizado en forma comercial; sin embargo, se han realizado estudios con cepas nativas en laboratorio contra *A. aegypti* y *C. quinquefasciatus*, mientras que en campo se han realizado

evaluaciones contra *Culex* sp. (Vejar, 1994). Existen diversos productos comerciales a base de *B. thuringiensis*; Vectobac, Bactimos y Teknar (Merriam y Axtell, 1983). Se formulan como briquetas, granulados (Gill *et al.*, 1992), polvos humectables (Purcell, 1981; Merriam y Axtell, 1983) y líquidos (SS, 1988). Kelada y Shaker (1989) menciona el aumento de toxicidad de dursban, reldan y abate en combinación con *B. thuringiensis* H-14 y *B. sphaericus* contra larvas de *Culex* sp.. Los efectos sinérgicos de la combinación toxina bacterial-insecticida fue calculado, y las nuevas líneas de concentración letal fueron determinadas para usar una dosis de toxina subletal. Asimismo, recalcan el hecho de que las toxinas bacteriales potenciaron los tres insecticidas usado en diferentes niveles.

Los protozoarios más conocidos para el control de mosquitos pertenecen a los microsporidios, los cuales guardan una relación completa con aproximadamente 116 especies de mosquitos (NAS, 1973). Dentro de éstos se reporta como parásitos de larvas de mosquitos a *Thelahania* sp. (Kellen, 1962), *Nosema algarbe* (Chapman, 1976), *Lankesteria culicis* (Lamborn, 1921) y *Helicosporidium parasiticum* (Fukuda *et al.*, 1976). Hembree (1981) citado por Segoviano (1990) observó que esta última especie de protozoarios tuvo una efectividad del 100 % en las pruebas de laboratorio pero a nivel de campo se vieron afectados por el calor, pH, salinidad, luz y detergentes entre otros.

Los virus para el control de mosquitos se agrupan en: a) Virus iridiscentes, que provocan baja mortalidad en mosquitos; b) Virus de la poliedrosis nuclear, que ataca a pocas especies de mosquitos; y c) Virus de la poliedrosis citoplasmática, que se utiliza en baja escala. Por la especificidad que tienen estos organismos, se tienen

problemas de comercialización, además de ser difíciles y costosos de reproducir en cantidades necesarias para aplicaciones en campo (Service, 1983).

El nematodo *Romanomermis culcivorax*, se utiliza como un larvicida altamente selectivo, éste puede permanecer viable por varios años debido a que una vez introducido al hábitat acuático se reproduce en larvas de mosquitos hasta alcanzar un balance con su huésped. Este organismo está disponible comercialmente en los Estados Unidos de América (Olkowski *et al.*, 1992).

Control genético.- consiste en realizar alteraciones cromosómicas dentro de los mosquitos, ya sea mediante la quimioesterilización de machos, la doble translocación en machos heterocigotos o la distorsión en la doble translocación, entre otros. (Curtis *et al.*, 1976). Grover *et al.* (1976) revelan que el método de quimioesterilización de machos es eficiente ya que la competitividad para el apareamiento es similar en machos estériles y normales. Algunos productos que son utilizados para llevar a cabo la quimioesterilización de machos es el tepa y el thiotepa. (Seawright *et al.*, 1971).

En algunas especies de mosquitos se ha estudiado los efectos de las radiaciones. Ramakrishman (1962) citado por Kilgore (1967) mencionan que en laboratorio pupas irradiadas de machos de *C. pipiens fatigans* a 7, 700 rads, se produjo esterilidad en adultos. Cuando estos se colocaron en jaulas con machos normales y hembras en proporción de 2:1:1, el 30-40 % de las balsas de huevecillos resultaron infértiles.

Control químico.- En la actualidad existe una gran variedad de sustancias químicas disponibles para el control de mosquitos, entre estos se incluyen a los repelentes, hormonas, aceites superficiales y los insecticidas propiamente dichos (Olkowski *et al.*, 1992).

1) Aceites.- Los primeros productos químicos utilizados para el control de mosquitos fueron los aceites minerales, los aceites crudos, el diesel y petróleo, entre otros; los cuales aplicados a depósitos de agua estancada tienen efecto asfixiante, además actúan como barrera para evitar la oviposición (Stage, 1950 citado por Porres, 1989). Sin embargo, esta táctica es ecológicamente incompatible (Olkowski *et al.*, 1992).

A) Alcohol etoxilado (AGNIQUE MMF).- El larvicida y pupicida de mosquitos AGNIQUE MMF es un alcohol graso etoxilado perteneciente a la clase química de compuestos conocidos como agentes tensioactivos no iónicos. Es el etoxilato de alcohol isosteárico 2 molar. Se puede aplicar en cualquier hábitat con agua estancada propicio para la cría de mosquitos. Extiende instantáneamente sobre el agua una película invisible monomolecular. Esta película reduce la tensión superficial del agua y le dificulta a la larva y a la pupa adherirse a ésta. La película también bloquea sus tubos respiratorios provocándoles la muerte. Los machos en descanso y las hembras desovando que entran en contacto con la superficie también se ahogan. Debido al modo de acción es muy improbable que las etapas de larva o pupa puedan desarrollar una forma de resistencia. Desde el año 2000, el estado de Quintana Roo comenzó a evaluar alternativas de control menos tóxicas para el ambiente y de menor riesgo para el humano. El programa evaluó Agnique MMF como una

herramienta potencial contra poblaciones de *Anopheles albimanus* (Wiedemann). Agnique MMF fue efectivo en el control de mosquitos recién emergidos de los pantanos y sobre hembras tratando de ovipositar en la superficie del agua. Agnique MMF fue evaluado en campo a una dosis de 4.7 L/Ha con larvas de *Culex* spp.. Las larvas empezaron a morir por ahogamiento 24-48 h después de la aplicación, con 100 % de mortalidad a las 72 h (Cognis Corporation, 2001).

2) Repelentes.- En los lugares donde se tienen problemas de transmisión de enfermedades por mosquitos al hombre o a los animales el uso de repelentes puede formar parte de un programa de manejo integrado de plagas. El uso de dimetil-m-toluamida y el benzil, proporciona a las personas que realizan trabajos al aire libre un relativo confort y tranquilidad durante las estaciones de alta incidencia de mosquitos (Metcalf y Luckmann, 1994).

3) Hormonas.- Cuando se conoció la estructura de una hormona juvenil de los insectos a finales de 1960, se tuvo un modelo para sintetizar un nuevo grupo de compuestos que causaron mortalidad principalmente en pupas y adultos u originaron adultos anormales. Metopreno (Altosid) probó ser el más activo, especialmente contra mosquitos que se desplazan en la superficie de los cuerpos de agua (Schaefer y Mulla, 1980).

4) Insecticidas.- El uso de insecticidas en el control de insectos le ha resultado al hombre en gran medida, en el aumento en producción alimenticia, disminución de enfermedades transmitidas por éstos y en general una mejoría en su

medio de vida al reducirlos del medio ambiente en que se desarrollan (López *et al.*, 1996).

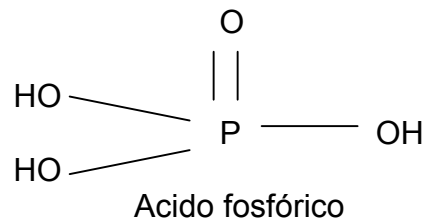
En la actualidad los insecticidas más utilizados para el control de adultos son los que pertenecen al grupo de los fosforados y los piretroides (Vejar, 1994; Sánchez, 1995). En el cuadro 4, se muestran los insecticidas autorizados en México para el control de mosquitos.

Cuadro 4. Productos autorizados para el control de mosquitos en México (SS, 1991; CICOPLAFEST, 1997).

| Producto | Fase de desarrollo. | Lugar de aplicación |
|------------------|---------------------|-------------------------|
| Temefos | Larva | Exteriores |
| Pirimifos metil | Adulto | Interiores |
| Ciflutrin | Adulto | Interiores |
| Propoxur | Adulto | Interiores |
| Deltametrina | Adulto | Interiores |
| Cipermetrina | Adulto | Interiores |
| Diclorvos | Adulto | Interiores |
| Clorpirifos etil | Adulto | Interiores |
| Piretrina | Adulto | Interiores |
| Permetrina | Adulto | Interiores |
| Malation | Adulto | Interiores y exteriores |
| DDT * | Adulto | Interiores y exteriores |

* Plaguicida restringido

A) Fosforados.- Los derivados fosforados ocupan hoy en día un lugar preponderante entre los pesticidas mas conocidos y utilizados; a pesar de sus limitaciones, constituye un grupo muy efectivo, que es sujeto de investigación continua. La constitución química de estos, puede considerarse como derivados de ácido fosfórico:

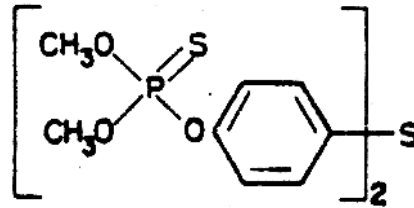


En esta fórmula la sustitución de todos los grupos OH por grupos radicales origina los esteres del ácido fosfórico o fosfatos (Barbera, 1976).

En cuanto a su modo de acción Wilkinson (1979) y Cremllyn (1982) señalan que los insecticidas fosforados inhiben la acción de varias enzimas, pero la acción mas importante es contra la enzima acetilcolinesterasa. Esta enzima realiza la hidrólisis del acetilcolina que se genera en la uniones nerviosas, hasta colina y acetato. En la ausencia de acetilcolinesterasa, la acetilcolina se acumula e impide la transmisión normal de impulsos nerviosos a través del espacio sináptico en las uniones nerviosas. Esta ocasiona la pérdida de coordinación muscular, convulsiones y finalmente la muerte.

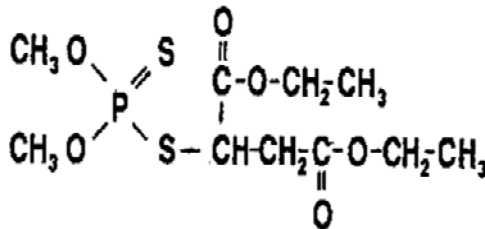
a) Temefos.- En México, el temefos es el único insecticida larvicida que oficialmente es usado para el control de larvas de mosquitos en las campañas de la Secretaría de Salud y del Fondo Nacional de Fomento al Turismo. El temefos es un producto de contacto moderadamente persistente y es de uso urbano aplicándose a larvas de mosquito tales como: *Anopheles* spp., *Culex* spp. y *Aedes* spp. puede ser

utilizado para aplicaciones en arroyos, charcas, lagos, lagunas, piscinas, cienegas, pantanos, drenajes y pozos profundos, que son los sitios de reproducción de los mosquitos. Se debe de efectuar dos aplicaciones al año, el primero al caer las primeras lluvias y la segunda al termino de estas (Vejar, 1994).



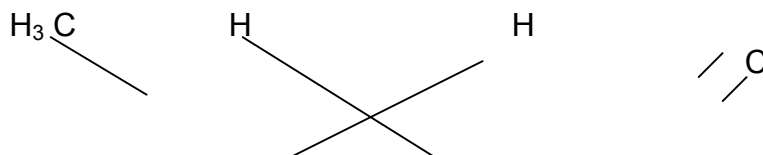
Formula estructural del temefos

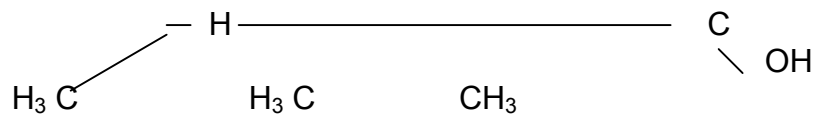
b) Malatio.- Uno de los aduictidas más empleado desde los años 60's, es el malation que se sigue usando en las campañas de la Secretaría de Salud, el malation es de contacto y poco persistente (Vejar, 1994; Sánchez, 1995).



Formula estructural del malation

B) Piretroides.- Barbera (1976) y Cremlyn (1982) señalan que estos presentan favorables propiedades toxicológicas por cuanto son susceptibles a ser metabolizados por los mamíferos. Abreviado a sus efectos insecticidas, estos productos insecticidas presentan la característica de poseer un efecto repelente en algunos insectos y un efecto de derribe. Su constitución química es la de un derivado de ácido crisantémico y manifiesta una acción similar a las piretrinas naturales.



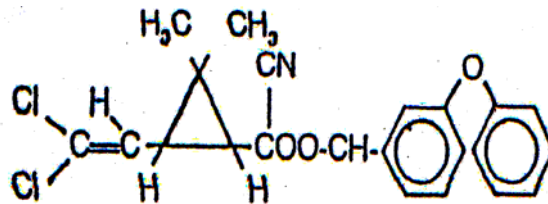


Ácido crisantemómico

Su modo de acción es básicamente de contacto y estomacal y actúa en la transmisión axónica; tiene efecto de derribe al inhibir el impulso nervioso y presenta actividad termopositiva Cremlyn (1982).

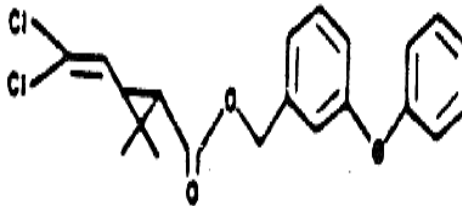
Wilkinson (1979) señala que los piretroides estimulan los nervios para producir descargas repetitivas y subsecuentemente causar parálisis. Los piretroides pueden facilitar la transmisión sináptica por incremento de la liberación de la sustancia transmisora de las terminales nerviosas al sensibilizar la membrana post-sináptica al transmisor por incluir descargas repetitivas en la fibras del nervio de los terminales nerviosos, o por una combinación de estos efectos.

a) Cipermetrina.- Este producto es de uso urbano, ligeramente persistente, de contacto y estomacal.



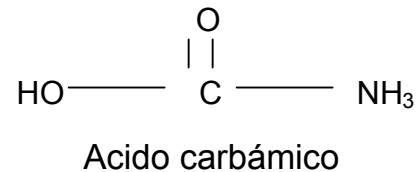
Formula estructural de la cipermetrina

b) Permetrina.- Este producto es de uso urbano, ligeramente persistente y de contacto.



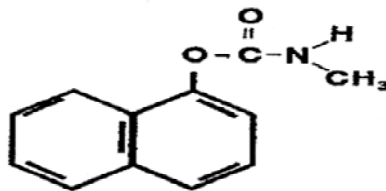
Formula estructural de la permetrina

C) Carbamatos.- Barbera (1976) señala que este grupo es de gran interés por su actividad biológica. Menciona que todos los productos carbámicos derivan del ácido carbámico cuya fórmula es:



En insectos, los carbamatos reaccionan con la colinesterasa en un camino precisamente análogo a la reacción de organosfosfatos y acetilcolina, ocurriendo una unión en la serina del sitio activo, y por último puede ocurrir hidrólisis que causa una descarbamilación para restituir a la enzima original (O'Brien, 1974 citado por Sánchez, 1997).

a) Carbarilo.- Es de uso urbano, de contacto e ingestión y moderadamente persistente.

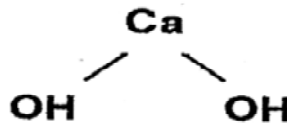


Formula estructural del carbarilo

D) Inorgánicos.- Los insecticidas naturales, entre ellos los compuestos inorgánicos, fueron la principal alternativa de control químico hasta antes del desarrollo de los insecticidas orgánicos. Actualmente los costos, el impacto ambiental y el desarrollo de resistencia hacia los insecticidas orgánicos, han motivado la búsqueda de otras alternativas de control, entre ellas la reconsideración de antiguas

prácticas, como la utilización de compuestos inorgánicos entre ellos el hidróxido de calcio (Larrea *et al.*, s/f).

El hidróxido de calcio presenta características que difieren por completo de los plaguicidas orgánicos convencionales, muestra una gran actividad química y a dosis muy bajas, es capaz de incrementar instantáneamente el pH del agua a valores superiores de 12. Si se relaciona la alcalinidad con la sobrevivencia de hongos, bacterias, virus, nematodos e insectos, se encuentra que estos pueden vivir a diferentes rangos de pH, pero cuando este es superior a 11, ningún ser viviente, inclusive los virus, no soportan esa alcalinidad. Así mismo, este derivado cálcico, es inocuo a los animales superiores incluido el hombre y su impacto ambiental es imperceptible, ya que el calcio es uno de los principales constituyentes de nuestro planeta (Larrea *et al.*, s/f).



Formula estructural del hidróxido de calcio

E) Botánicos.- Lichtenstein (1966) cita que un insecticida obtenido de las partes comestibles de la chirivía, *Pastinaca sativa* L., causó a 200 ppm en un tiempo de exposición de 24 horas el 100 % de mortalidad en larvas de mosquitos.

En investigaciones realizadas en México se evaluaron sustancias extraídas de 382 especies vegetales contra *C. quinquefasciatus* y 54 contra *A. aegypti*. En las pruebas toxicológicas realizadas con estos extractos, se identificaron varias plantas con propiedades mosquiticidas; 13 contra *C. quinquefasciatus* y 5 contra *A. aegypti*, sobresaliendo *Cestrum anagyris* (Solanaceae) por su alta toxicidad (Lagunes y Rodríguez, 1992).

Manejo Integrado de Mosquitos

Patógenos, depredadores y hormonas

Experimentalmente se ha demostrado que no hay efecto letal entre el depredador *Buenoa* sp. (Hemiptera: Notonectidae) cuando se alimentó con larvas de *C. pipiens quinquefasciatus* tratadas con la cepa GM-10 de *B. thuringiensis*, esto quiere decir que no hay efecto letal en la bacteria sobre organismos depredadores, evidenciando un efecto sinérgico en el control de larvas de mosquitos de importancia médica (Ortegón y Quiróz, 1990 citado por Garza *et al.*, 1994). De manera similar se encontró una eficiente reducción de larvas de mosquitos con el producto Bactimos aplicado solo, y la combinación de Bactimos y el depredador *Notonecta irrorata*; no obstante, se recomienda la aplicación de ambos agentes desde el punto de vista económico porque tiene un menor costo de manejo al aplicar menos Bactimos mientras los contenedores tengan notonectidos (Neri *et al.*, 1997). La aplicación de *Mesocyclops longisetus* (Copepoda: Cyclopidae) y *Bti* o metopreno contra mosquitos en llantas de desecho proporciona buenos resultados (Tietzel *et al.*, 1994).

Otra bacteria usada en Colombia es *B. sphaericus*, (Vectolex) a CL_{50} de 0.015 mg/L la cual mostró 96 % de mortalidad después de 24 h de aplicación y de 48 h a 8 días, la mortalidad fue de 99 %. Se comprobó que éste producto a base de esta

bacteria es efectivo contra larvas de *Culex* (Suárez y Morales, 1988). De igual forma en Nicaragua se ha evaluado el mismo producto y también Spherimos sobre larvas de *Anopheles albimanus*, dando como resultado una reducción poblacional de larvas del 95.3 % a 100 % después de 72 h de la aplicación (Rivera, 1998).

Labores culturales, depredadores, patógenos y hormonas

Se han realizado evaluaciones conjuntas de alternativas ecológicas de combate tales como agentes bioracionales, por ejemplo el metopreno, mas liberaciones de depredadores acuáticos, tales como copépodos, nadadores de dorso, así como aplicaciones de *Bti*, además la práctica cultural de eliminar la vegetación flotante. En criaderos permanentes, la eliminación de la vegetación mas la aplicación del tekmar (*Bti*) dieron los mejores resultados. En charcas temporales la colonización de entomófagos (depredadores) endémicos fue mejor que las alternativas aplicadas. En tanques artificiales no existió diferencia en los tratamientos aplicados, es decir que al no estar sujetos a disturbios ecológicos, no se favorece la proliferación de larvas de mosquitos en ellos. En los depósitos artificiales (tambos), las mejores herramientas han sido el metopreno y *Bti* mas las liberaciones de los nadadores de dorso *Buena sp.* y *Notonecta irrorata* (Quiróz *et al.*, 1995).

Resistencia a Insecticidas en Mosquitos

Definición de resistencia

La Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (F A O) define la resistencia, como la capacidad desarrollada por una población determinada de insectos, a no ser afectados por la aplicación de insecticidas. Técnicamente se define a la resistencia como la habilidad complementaria y hereditaria propia de un individuo o conjunto de ellos, que los capacita fisiológica y morfológicamente, para bloquear la acción tóxica de un insecticida por medio de mecanismos metabólicos y no metabólicos y en consecuencia, sobrevivir a la exposición de dosis que para otros sería letal (Lagunes y Villanueva, 1994).

Antecedentes de resistencia

En la figura 4 puede observarse el número de especies resistentes en cada uno de los grupos de artrópodos sobresalientes en el de los mosquitos con 114 especies y un 22.6 % del total de la especies resistentes; reflejado por la presión de selección a la que han sido sometidos los miembros de este grupo en todo el mundo (Goerghiou y Lagunes, 1991).

Matsumura y Brown (1961) citado por Rivera (1992) mostraron que las larvas de *C. tarsalis* desarrollaron cepas resistentes a malation. Holliday y Georghiou (1982) señalan resistencia de *C. quinquefasciatus* a permetrinas obtenido en laboratorio.

En mosquitos, Carson (1962) menciona que para 1946 individuos del género *Culex* mostraron resistencia a la aplicación de DDT y 1950 a clordano; para fines de 1951 se reportó resistencia a metoxicloro, heptacloro y benceno hexacloro.

La resistencia en mosquitos no sólo se presenta hacia insecticidas convencionales, también a los insecticidas biológicos como el *Bti*, para el cual se cuenta con documentación de resistencia de *C. quinquefasciatus* (Aly *et al.*, 1988; Gill *et al.*, 1992). Las larvas de *Anopheles* son más resistentes a la toxina de esta bacteria, que las larvas de *Culex* y *Aedes* (Aly *et al.*, 1988; Gordeyev y Burlak, 1995).

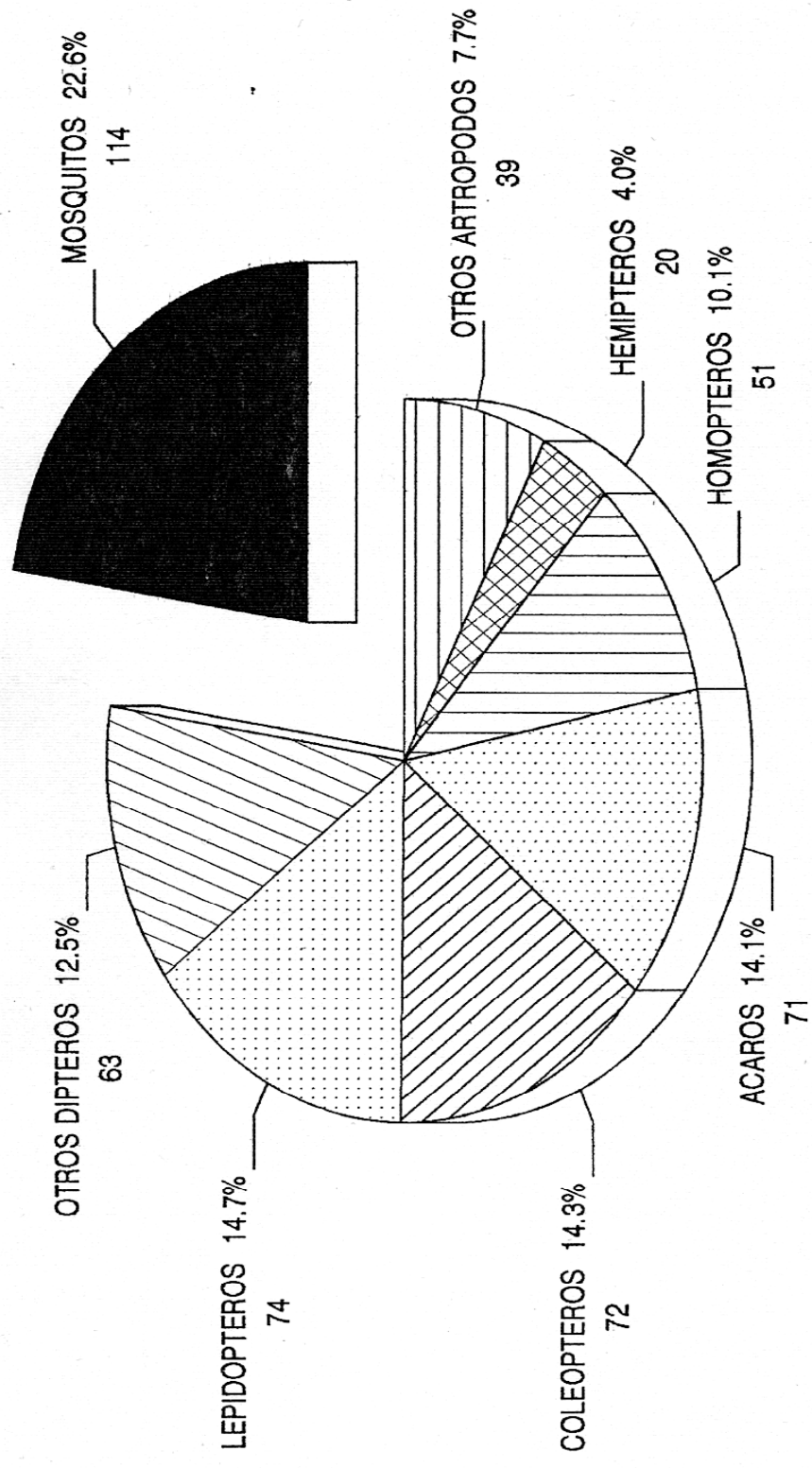


Figura 4. Documentación mundial de casos de resistencia en artrópodos (Georghiou y Lagunes, 1991).

Debido al continuo uso de *Bti* en condiciones de campo, se ha especulado sobre el posible desarrollo de resistencia. Para comprobarlo, diversos investigadores han determinado en condiciones de laboratorio incrementos en tolerancia (Vázquez, 1993). Beker y Ludwig (1993) encontraron incrementos de 5 a 7 veces en la tolerancia de *C. quinquefasciatus* a las 32 generaciones; la cual desapareció en un periodo de tres generaciones sin selección. Por otra parte, con la misma especie, Georghiou y Shito (1983) encontraron tolerancia de 11 veces, después de seleccionar por 32 generaciones con *Bti*.

La documentación de casos de resistencia en tres de las principales especies de mosquitos se presentan en los cuadros 5, 6 y 7. La resistencia a insecticidas se detecta por medio de pruebas toxicológicas que consiste en estudiar la mortalidad provocada por las dosis del tóxico. De esta forma se puede caracterizar cada población por una línea, que puede ser comparada con la de una población de referencia. Las comparaciones permiten definir la proporción de resistencia, un parámetro que expresa el factor por el que se tiene que multiplicar la dosis que induce una determinada mortalidad, en individuos sensibles y obtener la misma mortalidad en los individuos tolerantes (Poirie y Pasteur, 1991).

Cuadro 5. Documentación de casos de resistencia en *Culex quinquefasciatus* a diferentes productos (Georghiou y Lagunes, 1991).

| Grupo | Producto | Número de reportes |
|------------------|-------------------|--------------------|
| Clorados | DDT | 46 |
| | BHC | 24 |
| | | 22 |
| Organofosforados | | 94 |
| | No especificado | 9 |
| | Clorfenvinfos | 1 |
| | Clorfoxim | 1 |
| | Clorpirifos | 15 |
| | Clorpirifos metil | 1 |
| | Diazinon | 1 |
| | Fenitroton | 11 |
| | Fention | 13 |
| | Malation | 22 |
| | Metidation | 1 |
| | Paration | 2 |
| | Paration metilico | 1 |
| | Pirimifos metil | 1 |
| | Temefos | 14 |
| Triclorfon | 1 | |
| Carbamatos | | 11 |
| | No especificado | 6 |
| | Carbosulfan | 1 |
| | Propoxur | 4 |
| Piretroides | | 5 |
| | No especificado | 2 |
| | Deltametrina | 2 |
| | Permetrina | 1 |

Como puede apreciarse en los cuadros 6 y 7; en México se ha documentado resistencia a temefos en *A. aegypti*, mientras que en *A. albimanus* se tiene documentada resistencia a ocho ingredientes activos de diversos grupos de insecticidas.

Cuadro 6. Documentación de casos de resistencia en *Aedes aegypti* a diferentes productos (Georghiou y Lagunes, 1991).

| Grupo | Producto | Número de reportes |
|------------------|--------------------|--------------------|
| Clorados | | 47 |
| | DDT | 24 |
| | BHC | 23 |
| | | 76 |
| Organofosforados | Diclorvos | 1 |
| | Clorfoxim | 1 |
| | Clorpirifos | 9 |
| | Fention | 21 |
| | Malation | 20 |
| | Temefos | 24* |
| Carbamatos | | 7 |
| | No especificado | 2 |
| | Propoxur | 5 |
| Piretroides | | 9 |
| | No especificado | 4 |
| | Bioresmetrina | 1 |
| | Cipermetrina | 1 |
| | Deltametrina | 1 |
| | Lambda-cyhalotrina | 1 |
| | Permetrina | 1 |

* Incluye a México

Cuadro 7. Documentación de casos de resistencia en *Anopheles albimanus* a diferentes productos (Georghiou y Lagunes, 1991).

| Grupo | Producto | Número de reportes |
|------------------|-------------------|--------------------|
| Clorados | | 25 |
| | DDT | 12* |
| | BHC | 13* |
| Organofosforados | | 31 |
| | Corofoxim | 4* |
| | Clorpirifos | 1 |
| | Fention | 1 |
| | Fenitrotion | 5* |
| | Iodofenfos | 1 |
| | Malation | 7* |
| | Paration | 4 |
| | Paration metilico | 3 |
| | Foxim | 3* |
| | Pirimifos metil | 1 |
| | Temefos | 1 |
| Carbamatos | | 10 |
| | No especificado | 1 |
| | Carbaril | 3 |
| | Propoxur | 6* |
| Piretroides | | 3 |
| | No especificado | 2* |
| | Permetrina | 1 |

* Incluye a México

MATERIALES Y METODOS

Ubicación del Trabajo

Para determinar el grado de susceptibilidad de las larvas de *C. tarsalis* a los diferentes plaguicidas utilizados, se realizaron bioensayos en los laboratorios e invernadero del Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Agraria Campus Buenavista, ubicada en el ejido Buenavista Municipio de Saltillo, Coahuila, el cual está ubicado a $101^{\circ} 1'33''$ Longitud Oeste, $25^{\circ} 20'57''$ Latitud Norte, 1800 msnm (Figura 5).

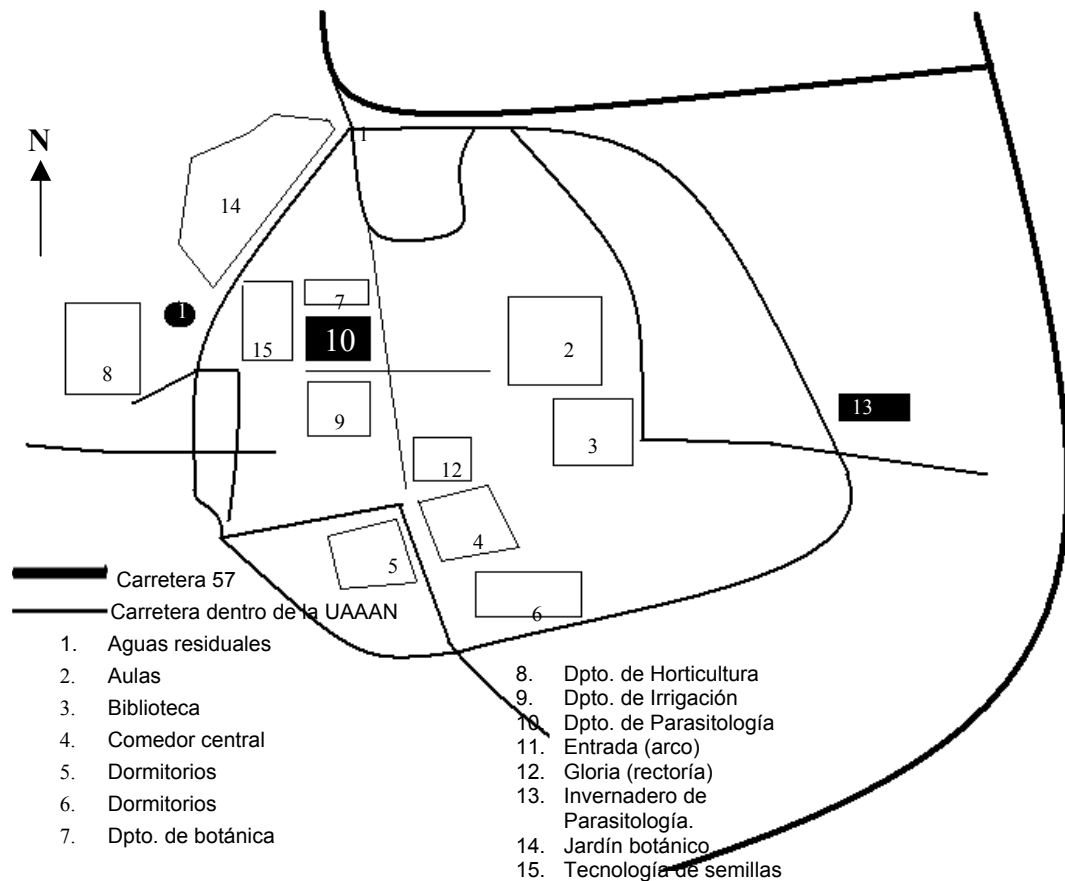


Figura 5. Ubicación de los sitios de trabajo en el Campus Buenavista.

Plaguicidas Evaluados

Los insecticidas evaluados fueron; los neurotóxicos malation, carbarilo, temefos, permetrina y cypermetrina y los no convencionales hidróxido de calcio (cal común y cal micronizada), *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* y poly (oxy-1, 2-ethanediyl), α -isooctade cyl- ω -hydroxyl; a el cual en lo consecuente de este trabajo se le denominará “alcohol etoxilado”. En el cuadro 8 se indica la dosis recomendada, el grupo toxicológico y la formulación comercial de cada producto utilizado.

Colecta del Material Biológico

Para la colecta de material biológico (larvas) se usó un tamiz con adaptación de un mango de madera y una cubeta con agua del sitio típico de cría de los mosquitos, el cual está ubicado al este del Departamento de Horticultura y que corresponde a la fosa de las aguas residuales de la UAAAN Campus Buenavista. (Figura 5); el tamiz fue arrastrado suavemente por la superficie del agua para atrapar las larvas que posteriormente fueron colocadas en la cubeta y trasladadas al laboratorio. Una vez en el laboratorio, el material biológico fue colocado en charolas de plástico y con ayuda de una tela mosquitera de 10 X 10 cm se procedió al apartado de larvas de tercer instar, las que fueron colocadas en grupos de 10 larvas en vasos de plástico de 400 mL para cada tratamiento, excepto el alcohol etoxilado y *Bti* que se evaluaron en grupos de 100 larvas.

Cuadro 8. Nombre común, nombre comercial, grupo toxicológico, pureza y dosis recomendada de los productos evaluados.

| Insecticida | Nombre comercial | *Grupo toxicológico | % de i.a y formulación | Dosis recomendada (L ó Kg/ha) |
|--|------------------|---------------------|------------------------|-------------------------------|
| Permetrina | Pounce | Piretroide | 50 CE | 300 mL |
| Cipermetrina | Cipermetrina | Piretroide | 20 CE | 1250 mL |
| Malation | Malation | Fosforado | 50 CE | 1250 mL |
| Temefos | Abate | Fosforado | 50 CE | 150 mL |
| Carabarilo | Sevin | Carbamato | 80 PH | 1500 g |
| Hidróxido de calcio | Cal común | Inorgánico | 100 Polvo | 2000 mL |
| | Cal micronizada | | | |
| Poly (oxy-1, 2-ethanediyl), α -isooctadecyl- ω -hydroxyl | AGNIQUE MMF | Aceite mineral | 100 Líquido miscible | 2000 g |
| <i>Bacillus thuringiensis</i> var. <i>israelensis</i> (serotipo H-14) | Bactimos | Bacteria | 10 Pastilla flotante | 1486 g |

* Clasificación propuesta por (Lagunes y Rodríguez, 1992).

Bioensayo

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

En la preparación de las concentraciones, se partió de una dosis inicial alta, en base a las recomendaciones comerciales con la ayuda de un pipeteador eléctrico y pipetas de 1 y 5 mL, se aforó la dosis inicial en un litro de agua, en un vaso de precipitados, obteniendo de esta forma una solución madre. Posteriormente de esta

concentración, se obtuvieron las diluciones necesarias para cada uno de los productos y correr los bioensayos. El número de concentraciones evaluadas para cada producto se muestran en el apéndice, observándose que es variable entre dichos productos (De 5 a 9) ya que las larvas mostraron diferente sensibilidad a los productos.

Exposición de las Larvas al Tóxico

Para el método de exposición de las larvas al producto, se utilizó el método estandarizado de contaminación del medio, (inmersión) recomendado por la Organización Mundial de la Salud, con algunas modificaciones. Los grupos de 10 larvas previamente apartadas se sumergieron en 100 mL de agua que contenía la concentración determinada en los vasos de plástico. Se contó con cinco unidades de observación (10 larvas) para cada concentración y un testigo con el mismo número de unidades de observación. Para correr los bioensayo de alcohol etoxilado y *Bti* fue necesario dividir en 7 secciones de 1 m X 1 m X 0.15 m una cama del invernadero donde fueron sumergidos 7 grupos de 100 larvas, teniendo por ende una unidad de observación por cada concentración, posteriormente cada concentración fue asperjada sobre el espejo del agua con un atomizador.

Al término de la exposición de las larvas al tóxico se les depositó en los recipientes croqueta molida como fuente de alimento, dado que la toma de datos se realizó durante cinco días por la particularidad de algunos productos.

Registro de Datos

La mortalidad de las larvas se registró a las 24 horas, después de la exposición de las larvas al tóxico. Aunque para *Bti* y alcohol etoxilado se llevó un registro de mortalidad cada 24 horas durante cinco días, los datos que se tomaron en cuenta para el análisis estadístico fueron los obtenidos a las 120 horas después de la exposición dado que a partir de este tiempo se logran en algunas concentraciones 100 % de mortalidad.

El criterio de mortalidad utilizado, consistió en considerar como larvas muertas, aquellas que al quedar hundidas en el fondo del recipiente y tocarlas con una aguja de disección no registrara movimiento o no regresara a la superficie con movimientos normales característicos.

Identificación del Material Biológico

La mitad de los individuos que sobrevivieron en los testigos se dejó llegar a estado adulto y la otra mitad en estado de larva fue montada en portaobjetos con líquido de Hoyer. Los adultos fueron depositados en un frasco (cámara letal) con acetato de etilo, para matarlos; una vez muertos se depositaron en cajas de Petri, procediendo al montaje solamente de las hembras en triángulos de cartón de 3 X 8 mm, manipulando el material biológico con pinzas entomológicas de acero, de 1.25 pulgadas y aguja de disección para el acomodo de las alas y los tarsos; utilizando para fijarlos una resina comercial y alfileres entomológicos del número 1. las muestras de larvas y adultos se colocaron en cuadros de unicel. La identificación de

las especies presentes en cada una de las colectas se realizó con apoyo de claves taxonómicas para adultos propuestas por Stojanovich (1964), Bohart y Washino (1978) e Ibáñez (1991). Las larvas se compararon con material de referencia de Vergara (2000). Observando el material biológico con el microscopio estereoscópico y compuesto con el lente de 10 X para la identificación y etiquetado de los especímenes.

Análisis Estadístico

Los datos obtenidos de los bioensayos fueron analizados por el método de Probit, para el cual se utilizó el programa PC PROBIT (Camacho, 1990), ingresando dosificación, número de organismos tratados y la mortalidad registrada de los mismos.

Este procedimiento estima, mediante el método de máxima verosimilitud (procedimiento interactivo de regresión compensada), los parámetros de la recta concentración-mortalidad, las concentraciones letales (CL_{50} y CL_{95}) con su límite fiducial inferior (LFI) y su límite fiducial superior (LFS) al 95%; se realizó además, una prueba de chi-cuadrada (X^2) y de r^2 como estimadores de la bondad del ajuste al modelo lineal.

En los casos en que existió mortalidad en los testigos y la misma no sobrepasó al 15 %, el bioensayo se dio por correcto, pero los resultados en porcentaje de la mortalidad fueron corregidos con la fórmula de Abbott (1925).

$$M.C = \frac{X - Y}{100 - Y} (100)$$

Donde:

MC = Mortalidad corregida (%).

X = Mortalidad en tratamiento (%).

Y = Mortalidad en el testigo (%).

Se realizó además una comparación de los datos generados por Sánchez (1997) para estimar la proporción de eficiencia y comparar los resultados obtenidos con algunos productos en el presente estudio con la siguiente formula:

$$PE = \frac{CL_{50} \text{ de } C. \textit{tarsalis}}{CL_{50} \text{ de } C. \textit{quinquefasciatus}}$$

RESULTADOS Y DISCUSIONES

Identificación de Especies

Tal y como lo muestra el cuadro 9, en todas las muestras de las colectas se identificó a *Culex tarsalis* como la especie con que se realizaron los bioensayos. La identificación coincide con Vergara (2000) quién consigna la presencia de *C. tarsalis* en la región de Saltillo.

Cuadro 9. Especie identificada en las colectas de los bioensayos a través del tiempo.

| Fecha de colecta | Número de individuos | | Especies identificadas |
|------------------|----------------------|---------|------------------------|
| | Larvas | Adultos | |
| Junio del 2003 | 50 | 50 | <i>Culex tarsalis</i> |
| Agosto del 2003 | 50 | 50 | <i>Culex tarsalis</i> |
| Octubre del 2003 | 50 | 50 | <i>Culex tarsalis</i> |

Respuesta de las Larvas a los Insecticidas

Concentraciones letales

Los valores correspondientes a las concentraciones letales en ppm (CL_{50} y CL_{95}) y límites fiduciales (Rango donde la CL_{50} puede desplazarse), para las larvas

de *C. tarsalis* de Buenavista, Saltillo expuestas a productos neurotóxicos y no convencionales a nivel de laboratorio se muestran en el cuadro 10.

Cuadro 10. Concentraciones letales y límites fiduciales de 9 plaguicidas de diferentes grupos toxicológicos en larvas de tercer estadio de *Culex tarsalis* de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003.

| Producto | CL ₅₀ (ppm) | Límites fiduciales 95 % | CL ₉₅ (ppm) |
|--|------------------------|-------------------------|------------------------|
| Permetrina | 0.07451 | (0.0862 - 0.08024) | 0.09747 |
| Cipermetrina | 0.00069 | (0.00060 - 0.00079) | 0.0065 |
| Malation | 1.09 | (0.92 - 1.29) | 10.85 |
| Temefos | 0.0045 | (0.0036 - 0.0054) | 0.038 |
| Carbarilo | 18.63 | (16.82 - 20.61) | 110.35 |
| Hidróxido de calcio (Cal común) | 962.73 | (907.00 - 1015.81) | 1994.98 |
| Hidróxido de calcio (Cal micronizada) | 510.02 | (443.55 - 579.39) | 4424.14 |
| Alcohol etoxilado <u>a/</u> | 0.0163 | (0.0155 - 0.0172) | 0.0318 |
| <i>B. thuringiensis</i> var. <i>israelensis</i> <u>b/</u> | 0.9548 | (0.7902 - 1.0975) | 11.0847 |

a/ Concentración evaluada en mL/m² de espejo de agua.

b/ Concentración evaluada en base a g/m² de espejo de agua.

En el cuadro anterior se puede observar con claridad que las larvas de *C. tarsalis* mostraron diferentes grados de susceptibilidad a los insecticidas que fueron sometidas.

Las concentraciones letales (CL₅₀ y CL₉₅) obtenidas con los productos neurotóxicos, en comparación con las de los no convencionales, tales como el

hidróxido de calcio (cal común y cal micronizada) fueron mucho menores; con la cipermetrina (Piretroide) se obtuvieron los mejores resultados con una CL_{50} de 0.00069 ppm y una CL_{95} de 0.0065 ppm y con el carbarilo las larvas toleraron en mayor grado su acción insecticida, implicando un aumento de 27,000 veces más en la concentración para alcanzar la misma mortalidad de la cipermetrina.

El temefos fue el segundo que alcanzó valores más bajos en sus CL_{50} y CL_{95} 0.0045 y 0.038 ppm respectivamente, siguiéndole la permetrina con valores de CL_{50} 0.07451 ppm y CL_{95} 0.09747 ppm, las larvas mostraron susceptibilidad a la CL_{50} de 1.09 ppm y a la CL_{95} de 10.85 ppm con malation, a el cual, después del carbarilo las larvas mostraron mayor tolerancia.

Como se puede apreciar en el cuadro 9 las CL_{95} de los neurotóxicos siguen el mismo orden de sus CL_{50} en la respuesta de las larvas a el tóxico; caso que no se da en las cales ya que la CL_{50} de la cal micronizada es más baja que la cal común y la CL_{95} de esta última es menor a la de la cal micronizada, es decir , de estos dos productos el mejor larvicida fue la cal micronizada en cuanto a su CL_{50} 510.02 ppm y la cal común en la CL_{95} 1994.98 ppm. En la figura 6 se puede observar más claramente este traslape. El hecho de que estos productos alcancen valores muy altos en sus concentraciones letales, puede ser debido a que las larvas de mosquitos de esta región se desarrollan en aguas con pH ligeramente alcalino, mostrando cierto grado de tolerancia hacia dichos productos.

En el cuadro 11 se muestra la proporción de resistencia de *C. tarsalis* hacia temefos, malation, carbarilo y hidroxido de calcio, con respecto a las larvas de *C. quinquefasciatus* de la región Lagunera, observándose que las larvas de *C. tarsalis*

muestran mayor tolerancia a los últimos tres productos, siendo ligeramente mas susceptibles al temefos que las larvas de *C. quinquefasciatus*.

Cuadro 11. Proporción de resistencia de *Culex tarsalis* con relación *Culex quinquefasciatus*.

| Producto | CL ₅₀ <i>Culex tarsalis</i> <u>a/</u> | CL ₅₀ <i>Culex quinquefasciatus</i> <u>b/</u> | Proporción de resistencia |
|---------------------------------|--|--|---------------------------|
| Temefos | 0.0045 | 0.0067 | 0.67 X |
| Malation | 1.09 | 0.2843 | 3.83 X |
| Carbarilo | 18.63 | 0.0589 | 372.00 X |
| Hidróxido de calcio (cal común) | 962.73 | 490.0984 | 1.96 X |

a/ CL⁵⁰ Obtenidas en el presente trabajo con larvas de *C. tarsalis* de Buenavista, Saltillo.

b/ CL⁵⁰ Obtenidas en larvas de *C. quinquefasciatus* de la Laguna (Sánchez, 1997).

No fue posible hacer comparaciones con los demás productos debido a que no se contó con información de referencia actualizada para el estado de Coahuila.

Con respecto a las líneas de respuesta concentración-mortalidad para los productos convencionales y los inorgánicos (Figura 6) se muestra con claridad el efecto de los productos cipermetrina, temefos y permetrina que muestran posiciones normales, abarcando dos ciclos, a excepción de la permetrina que se distribuye en un ciclo, lo que indica mayor agresividad del producto en cuanto a matar más individuos con ligeros incrementos en las dosis. En cuanto al resto de los productos muestran la misma tendencia a ocupar dos ciclos, aunque de nuevo la cal común presenta una línea muy vertical que indica que partiendo de la CL₅₀ la dosis para matar mayor cantidad de individuos es menor.

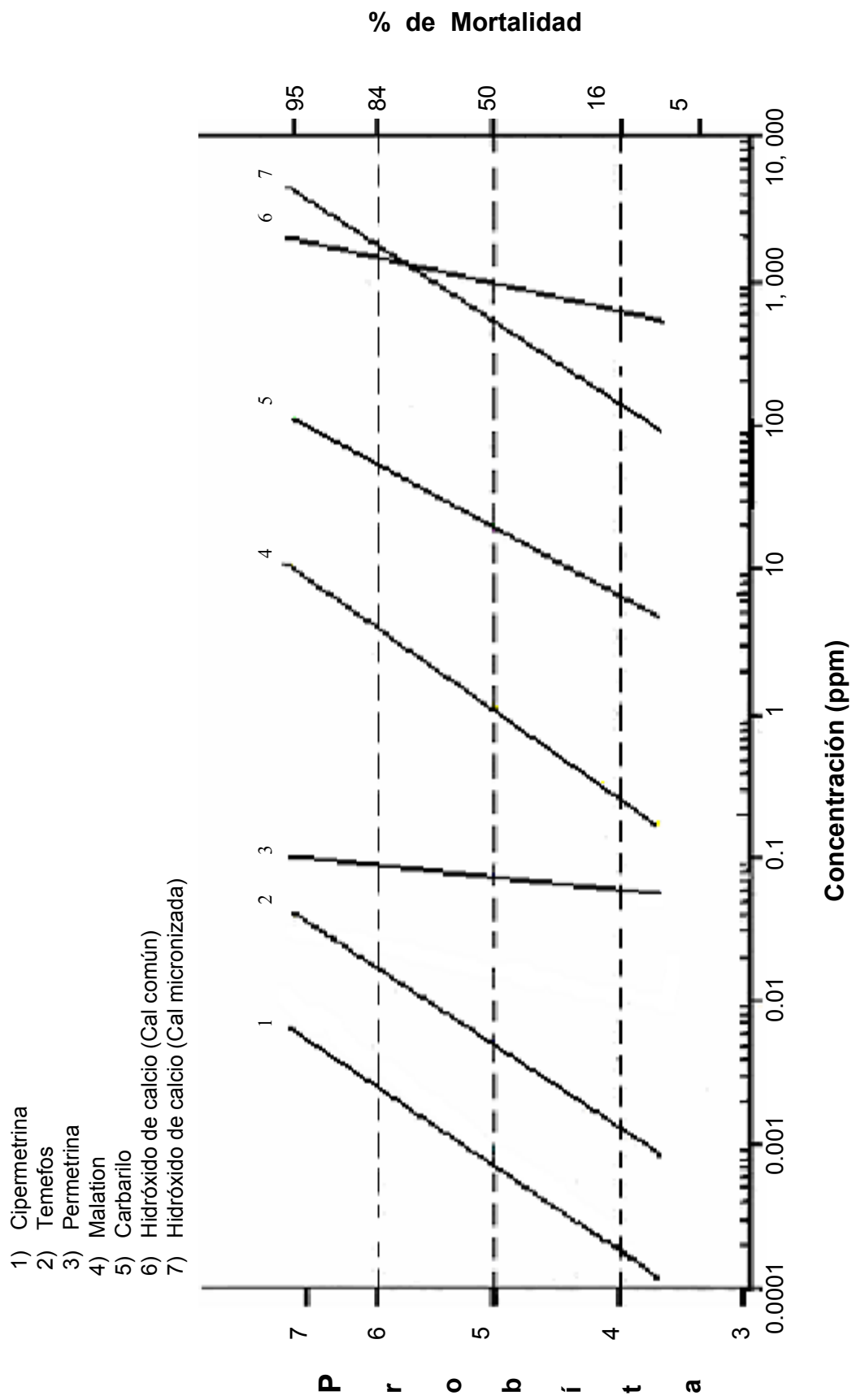


Figura 6. Líneas de respuesta concentración-mortalidad de *Culex tarsalis* a los diferentes productos evaluados en el presente trabajo. Saltillo Coahuila. 2004.

Debido a que el alcohol etoxilado y el *Bacillus thuringiensis var. israelensis* se evaluaron en mL/m² y g/m² respectivamente no fue posible compararlos con los demás productos, pero se puede apreciar claramente la buena respuesta que tuvieron las larvas sometidas a estos productos ya que alcanzaron dosis letales bajas. El alcohol etoxilado alcanzó valores más bajos que la bacteria, CL₅₀ de 0.0163 µg/gr y una CL₉₅ de 0.0318 µg/gr para el alcohol y para la bacteria una CL₅₀ de 0.9548 µg/gr y una CL₉₅ de 11.0847 µg/gr a causa de la posición de la línea, es decir la CL₅₀ de la bacteria es 58 veces más alta que la del alcohol etoxilado.

La figura 7 muestra la mortalidad acumulada a cinco días con el alcohol etoxilado observándose que la respuesta se da entre el 1^{er} día y el 3^{er} día, es decir, después del 3^{er} día la actividad del producto es muy reducida. La dosis más alta (0.03125 mL/m²) alcanza la máxima mortalidad al 5^{to} día. Se aprecia a su vez que dosis inferiores a 0.02187 mL/m² las larvas no sobrepasan el 50 % de mortalidad.

La figura 8 muestra la mortalidad acumulada a cinco días con el *Bti*, con el que se alcanza la máxima mortalidad al tercer día con la dosis más alta (6.59 g/m²), además se aprecia claramente que la mortalidad se estabiliza entre el 4^{to} y 5^{to} día, es decir, el producto pierde su actividad después de las 96 horas. Dosis inferiores a 0.66 g/m² no provocan ni el 50 % de mortalidad.

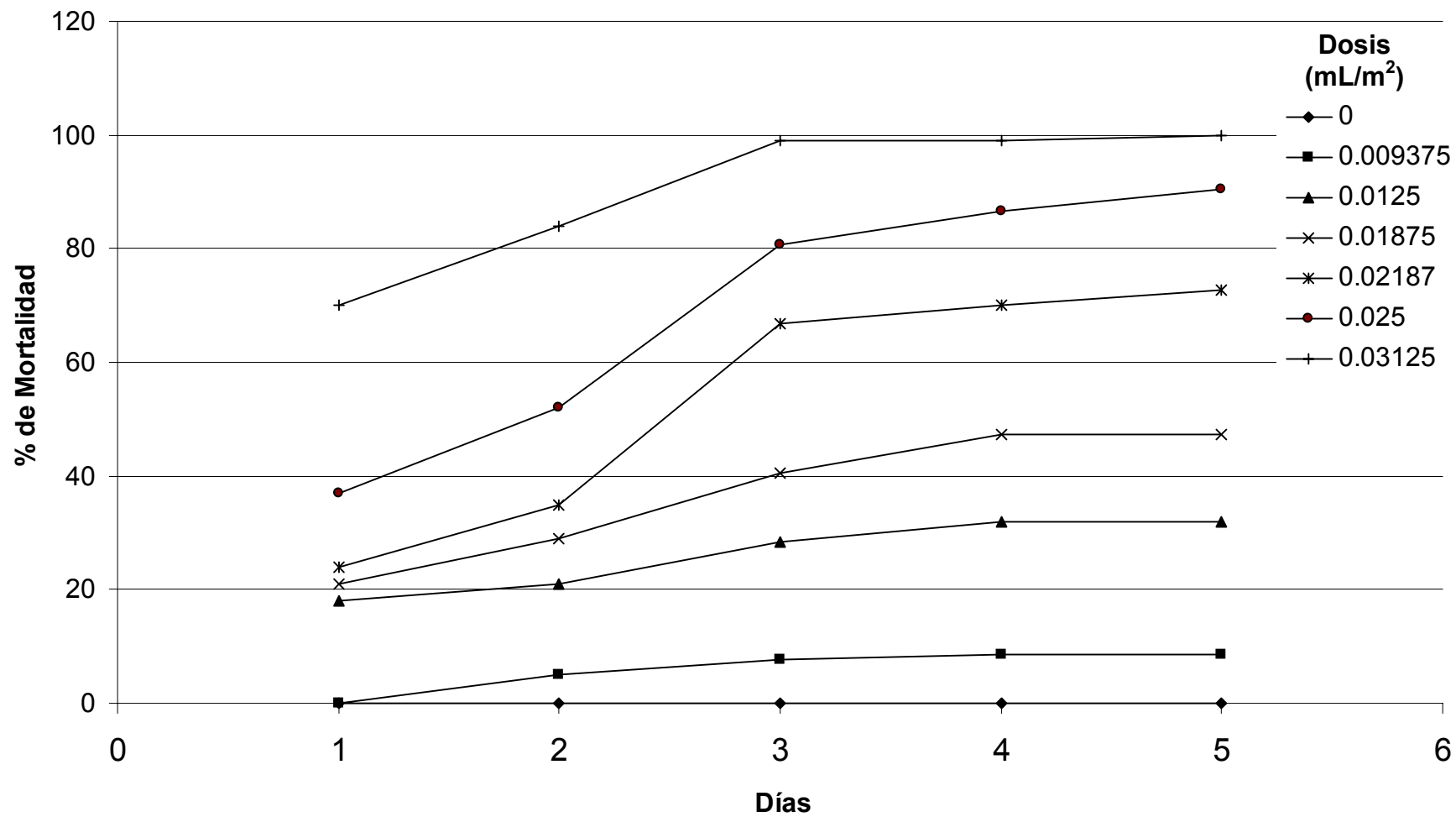


Figura 7. Porcentaje de mortalidad acumulada diaria a cinco días como respuesta a diferentes concentraciones de alcohol etóxico (mL/m²) de espejo de agua, en larvas de tercer estadio de *Culex tarsalis*.

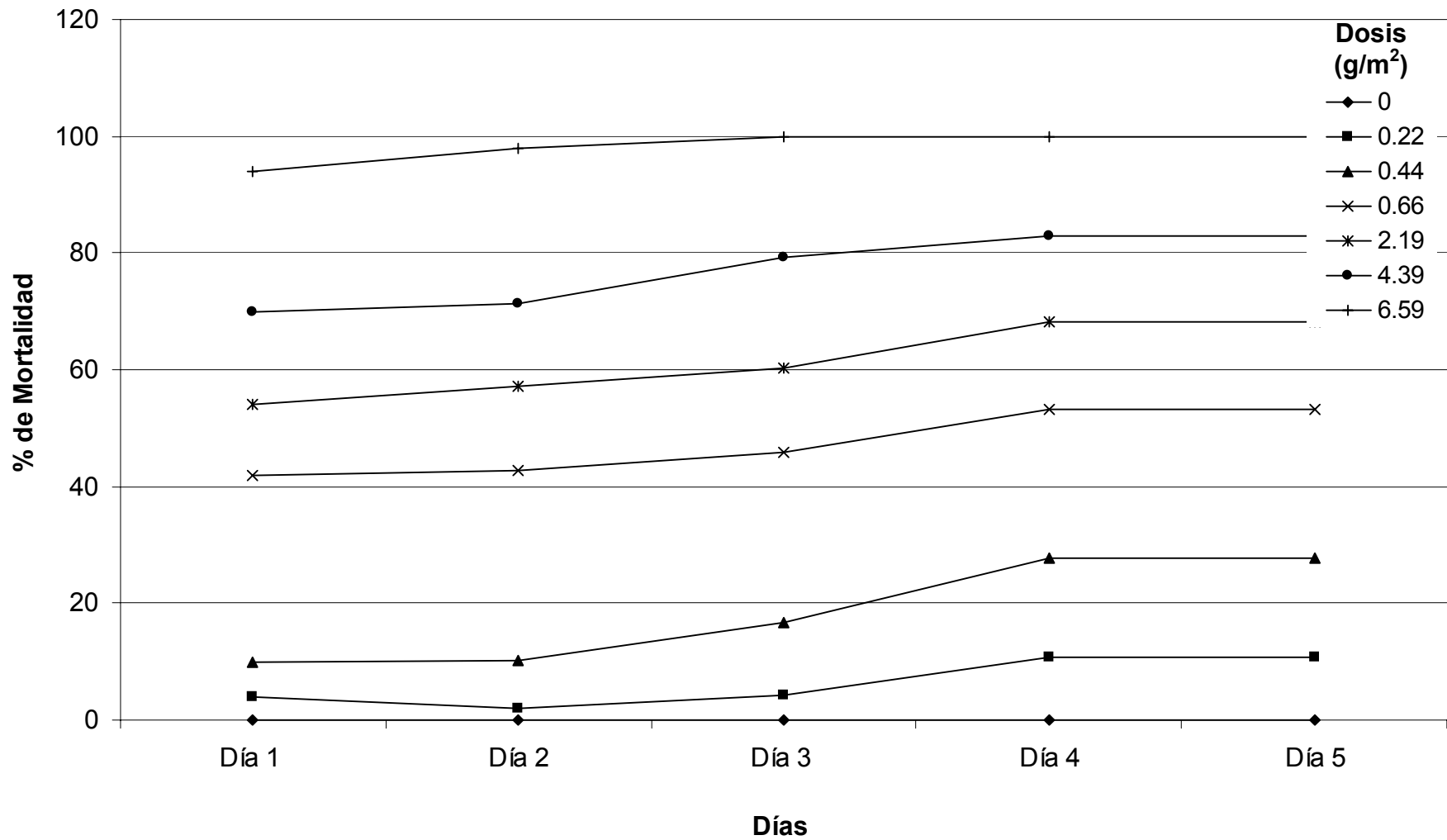


Figura 8. Porcentaje de mortalidad acumulada diaria a cinco días como respuesta a diferentes concentraciones de *B. thuringiensis* var. *israelensis* (g/m²) de espejo de agua, en larvas de tercer estadio de *Culex tarsalis*.

Parámetros de confianza

Los resultados de los parámetros de confianza necesarios para dar confiabilidad a los resultados obtenidos en los experimento como el recién realizado se muestran en el cuadro 12.

Cuadro 12. Coeficiente de determinación y Chi-cuadrada de la línea de regresión dosis-mortalidad en larvas de tercer estadio de *Culex tarsalis* de Buenavista, Saltillo, Coahuila 2003.

| Producto | r^2 | X^2 | Varianza de la pendiente | GL | Probabilidad de tablas (X^2) |
|---|--------|--------|--------------------------|----|----------------------------------|
| Permetrina | 0.9172 | 0.3518 | 5.2450 | 4 | 97.5 |
| Cipermetrina | 0.9175 | 0.2298 | 0.2055 | 6 | 99.5 |
| Malation | 0.8987 | 0.1962 | 0.6837 | 3 | 99.0 |
| Temefos | 0.9187 | 0.0557 | 0.3303 | 5 | 99.5 |
| Carbarilo | 0.9761 | 0.1206 | 0.2622 | 6 | 99.5 |
| Hidróxido de calcio (Cal común) | 0.9406 | 0.2075 | 2.0957 | 4 | 99.5 |
| Hidróxido de calcio (Cal micronizada) | 0.9880 | 0.2996 | 0.449 | 7 | 99.5 |
| Alcohol etoxilado | 0.7799 | 0.2201 | 1.9826 | 3 | 97.5 |
| <i>B. thuringiensis</i> var. <i>israelensis</i> | 0.9815 | 0.1049 | 0.2701 | 3 | 99.0 |

En el cuadro anterior se puede apreciar que en general, los resultados de los parámetros de confianza se encuentran en el rango que da confiabilidad a los resultados obtenidos en el presente trabajo.

Los valores obtenidos en el coeficiente de determinación (r^2) nos indican que la variación en los valores estimados de los productos evaluados es baja, ya que la mayoría presenta valores que van de 0.89 a 0.98 lo que implica un excelente ajuste al obtener valores de recta, a excepción del alcohol etoxilado que muestra un valor de 0.78 que en general se considera aceptable.

Los valores de la Chi-cuadrada (X^2) nos indican que en general el ajuste para todos los productos fue bueno ya que los valores de X^2 son bajos (cerca de cero) dándonos mayor confiabilidad en los resultados ya que nos indica que los puntos de la mortalidad observada son muy cercanos a los puntos de mortalidad estimada.

En general los valores de la varianza de la pendiente son reducidos, dándonos mayor confiabilidad en los resultados; aunque la permetrina, hidróxido de calcio (cal común) y alcohol etoxilado tienen valores altos que implican mayor variabilidad en la respuesta.

En cuanto a los valores obtenidos en los grados de libertad (GL) se encuentran en el rango que da confiabilidad a los resultados obtenidos en el experimento ya que el número de concentraciones evaluadas es alto, siendo esto en promedio de 5 a 9 por producto.

Los valores de probabilidad son muy altos, lo que nos indica un alto nivel de confiabilidad, es decir; de cada 100 veces que se repita el experimento se tiene la seguridad de que en 97 a 99 ocasiones se obtendrán los resultados muy parecidos a los obtenidos en el presente trabajo.

Las ecuaciones de predicción de cada uno de los productos se muestra en el cuadro 22 del apéndice.

CONCLUSIONES

Bajo las condiciones en la cuales se realizó el presente trabajo y de acuerdo a los resultado obtenido se concluye lo siguiente:

Las larvas de *C. tarsalis* de Buenavista, Saltillo mostraron mayor susceptibilidad a los productos neurotóxicos, en los cuales las larvas fueron más susceptibles a la cipermetrina, temefos y permetrina respectivamente y menos susceptibles al malation y carbarilo respectivamente.

De los productos no convencionales, las larvas fueron, más susceptibles al alcohol etoxilado y a *B. thuringiensis* var. *israelensis* respectivamente.

Las larvas mostraron ser tolerantes al hidróxido de calcio ya que se requieren grandes cantidades de dicho producto para provocar porcentajes de mortalidad aceptables.

LITERATURA CITADA

- Abbott, W.S. 1925 A. method of computing the effectiveness of an insecticide. J. Econ. Entomol. 18:265-267.
- Aly, C., Mulla, M. S., Xu, B. Z and W. Schnetter. 1988. Rate of ingestion by mosquitoes larvae (Diptera: Culicidae) as a factor in the effectiveness of bacterial stomach toxin. J. Med. Entomol. 25 (3): 191-196.
- AID. 1972. Manual de información general sobre el exterminio de *Aedes aegypti*. Serie de manuales *Aedes aegypti* No 1. Agencia Para el Desarrollo Internacional Departamento de Salud, Educación y Bienestar. E U A. 18 p.
- Avila, T. A. 1993. Identificación de las especies de mosquitos (Diptera: Culicidae) en la Comarca Lagunera. Tesis de Licenciatura. UAAAN. Unidad Laguna Torreón, Coahuila. 72 p.
- Barberá, C. 1976. Pesticidas agrícolas. 3a. Ed, Omega. Barcelona, España. Pp 152-487.
- Blaustein, L. and Karban R. 1985. The mosquito fish, green sunfish, and southern naiad and their interactive of facts on mosquito abundance in rice fields. Mosquito Control Research. 44 (3): 61-64.
- Bohart, R. M. and R. K. Washino. 1978. Mosquitoes of California. 3th. edition. University of California. U S A. Pp. 9-11.
- Borror, D. J., D. M. DeLong. and C. A. Triplehorn. 1976. An introduction to the study of insects. 4th. Ed. Holl. Richart and Winston. New York. Pp 537-570.
- Borror, D. J., Triplehorn, Ch. A. and N. F. Johnson. 1989. An introduction to the study of insects. 6th. edition. Ed. Saunders. U S A. Pp. 541-545.
- Borror, R, M. and R. E. White. 1970. A field guide to the insects of America North of México. Ed. Houghton Mefflin. U S A Pp. 226-267.
- Bowen, M. F. 1991. The Sensory physiology of host-seeking behavior in mosquitoes. Ann. Rev. Ent. 36: 139-158.
- Burgues, H. D. and N. W. Hussey. 1971. Microbial control of insects and mites. Ed. Academic Pres . Inc. London, England. 552 p.
- Camacho, C., O. 1990. PCPROBIT. Ver. 1. 0 (Programa de cómputo). Centro de Estadística y Cálculo. Colegio de Posgraduados. Chapingo, México.

- Carpenter, S. J. and LaCASSE. W. J. 1955. Mosquitoes of North America. University of California Press. Berkeley, California, USA. 295 p.
- Carrada, B. L., Vázquez V. e I. López G. 1984. Ecología del dengue y el *Aedes aegypti*. Salud Pública de México. 26: 297-311.
- Carson, L. R. 1962. Silent spring. 2nd. Ed. The Riverside Press Cambridge. Massachusetts, U S A. 261 p.
- Chapman, H. C. 1976. Biological control agents of mosquitoes. Mosquito News. 36 (4): 395-397.
- CICOPLAFEST. 1997. Catálogo oficial de plaguicidas. Comisión Internacional para el Control del Proceso y uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Sustancias Tóxicas. México, D. F. 483 p.
- Cognis Corporation. 2001. Agnique MMF. Larvicida y pupicida para el control de mosquitos. Cognis Corporation . Boletín Técnico. 7 p.
- Collado, J. G. 1960. Insectos y ácaros de los animales domésticos. Barcelona, España. Salvat Editores, S. A. 591 p.
- Collins, F. H. and M. S. Paskewitz. 1995. Malaria: Current and future prospected for control. Ann. Rev. Ent. 40: 195-219.
- Cremllyn, R. 1982. Plaguicidas modernos y su acción bioquímica. Ed. Limusa, S. A. México, D F. Pp 63-75.
- Curtis, C. F., Lourimer K. S. R., Suguna D. K., Uppal S. J., Kazmi E., Halli M. and Dietz K. 1976. Comparative field cage test of the population suppressing efficiency of three genetic control system for *Aedes aegypti*. Heredity. 36 (1): 11-29.
- Davidson, R. H and W. F. Lyon. 1978. Insect pest. 7th. Ed. Wiley. U S A. Pp. 558-562.
- DeFoliart, G. R., Grimstad, P. R. and Watts, D. M. 1987. Advances in mosquito-borne arbovirus/vector research. Annual Review of Entomology. 32:479-505.
- Domínguez, R. R. 1994. Taxonomía: Strepsiptera a Hymenoptera. Claves y diagnosis. Universidad Autónoma de Chapingo. Montecillo, Edo. de México. Pp. 167-169.
- Downes, J. A. 1970. Ecology of blood-sucking diptera and evolutionary perspectives. Symposium on Ecology and Physiology of Parasites. Toronto Univ. Press, Toronto. P 47.

- Espinoza, P. A. 1985. Insectos y ácaros que dañan al hombre y a los animales domésticos. Universidad Autónoma de Chapingo. Pp 100-108.
- Federici, B. A., Fetter L. J., Soares G. and Tsao P. W. 1980. Fungi Show promise in biological control. California Agriculture. 34 (3): 25-27
- Flores, B. S., Botello T., J. G., Quiróz, M., H. Tejeda, L. O. Y M. Robledo. 1994. Combate de inmaduros de *Anopheles* sp. (Diptera: Culicidae) en Las Misiones, Santiago, N. L. Memoria del XXIX Congreso Nacional de Entomología . Monterrey , N. L. Pp. 180-181.
- Focks, D. A., Sackett S. R., Dame D. A and D. L Balley. 1985. Effects of weekly releases of *Toxorhynchites amboinensis* (Doleschall) on *Aedes aegypti* (L) (Diptera: Culicidae) in New Orleans Luisiana. J. Econ. Entomol. 18 (3): 622-626.
- Foote, R. H. 1959. Mosquitoes of medical importance. Departament of Agriculture. Washinnton, D. C. 158 p.
- Fukuda, T., Lindegren E. and H. C. Chapman. 1976. *Helicosporidium* sp. a new parasite of mosquitoes. Mosquito News. 36 (4): 514-516.
- García, V. F. 1984. Contribución al conocimiento de la fauna de culícidos del área metropolitana de Saltillo. Tesis de Licenciatura. U A N E. Saltillo, Coah. 63 p.
- García, V. Z. 1990. Epidemiología Veterinaria y Salud Animal. Ed. Limusa. S. A. de C. V. México, D. F. 213 p.
- Garza, M. A., Estrada, L. F. y H Quiróz, M. 1994. Compatibilidad de IGR'S y el entomófago *Buenoa* sp. (Hemiptera: Notonectidae) en el control de larvas de mosquito (Diptera: Culicidae) Memoria del XXIX Congreso Nacional de Entomología . Monterrey , N. L. Pp. 172-173.
- Georghiou, G. P. and A. Lagunes T. 1991. The Ocurrance of resistance to pesticides in Arthropods. F A O. Rome, Italy. 318 p.
- Georghiou, G. P. and Shaito T. 1983. Pest resistance to pesticidaes. Plenum Press. New York. U S A. Pp 557-571.
- Gill, S. S., Cowles, E. A. and P. V. Pietratinio. 1992. The mode of action of *Bacillus thuringiensis* endotoxins. Ann. Rev. Ent. 37: 615-636.
- González, I. R. M., Perales C., Martínez M. D. I., Hernández C., Martínez F. D. and Cantú G. J. 1997. Single and multiple releashe of aquatic predators of mosquito larvae. Mosquito Vector Control and Biology in Latin America. Seventh Simposium. P 4.

- Gordeyev, M. I. and V. A. Burlak. 1995. Population structure and the resistance of larvae of *Anopheles messeae* (Diptera: Culicidae) to the crystal-forming bacterium *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis*. Entomological Review. 74(5): 94-100.
- Grover, K. K., Suguna S. G., Uppal D. K., Singh K. R., Ansari M. A., Curtis C, F., Singh S. D., Sharm A. V. and K. N. Panicker. 1976. Field experiments on the competitiveness of males carrying genetic control system for *Aedes aegypti*. Entomology Experimental et Applicata. 20 (1): 8-11.
- Gunther, F. A. y L. R. Jeppson. 1962. Insecticidas modernos y la producción mundial de alimentos. Ed. C E C S A. México D F. 277 p.
- Hammon, W. M., W. C. Reeves., P. Galindo. 1945. Epidemiologic studies of encephalitis in the San Joaquin Valley of California 1943, with the isolation of viruses from mosquitoes. Amer. 42: 299-306.
- Hardy, J. L., Houk E. J., Kramer L. D. and Meyer R. L. 1980. Mosquitoes as carriers of viral diseases. California Agriculture. 34 (3)156-158.
- Harwood, R. F. and M. T. James. 1987. Entomología médica veterinaria. Ed. Limusa. México, D. F. Pp 201-272.
- Herting, M. 1936. The rickettsias *Walbychia pipientis* (gen et sp.) and associated inclusions of the mosquito *Culex pipiens*. Parasitology. 38:453-486.
- Hoffman, A. 1961. Artrópodos mexicanos de interés médico y veterinario. México, D. F. Ed. Productos DDT, S. A. 63 p.
- Holliday, W. R. and Georghiou G. P. 1982. Inheritance of resistance to permethrin and DDT in the southern house mosquito (Diptera: Culicidae). Journal of Economic Entomology. 78 (4): 762-768.
- Ibáñez, B. S. 1989. Los dípteros hematófagos de México. IV Simposium Nacional de Entomología Médica Veterinaria. Memoria. Oaxtepec, Morelos. Pp. 81-98.
- Ibáñez, B. S. 1991. Principios de morfología y taxonomía de Culicidae. UNAM. México D. F. Pp. 62-74
- James, M. T. and R. F. Harwood. 1969. Herms' medical entomology. 6th Ed. New York. Macmillan Publishing Co. Inc. New York. 484 p.
- Kelada, N. L. and N. Shaker. 1989. Toxicity of here chemical insecticides in combination with *Bacillus* sp. against mosquito larvae. Biol. Abst. 87(4): 285-289

- Kellen, W. R. 1962. Microsporidia and larval control. *Mosquito News*. 22(2):87-95.
- Kilgore, W. W. and R. L. Dovit. 1967. Pest control: Biological physical and selected chemical methods. Academic Press, Inc. New York. U S A. Pp 178-179.
- Knight, K. L. 1973. A catalog of the mosquitoes of the world (Diptera: Culicidae). 2nd Ed. Department of Agriculture of Washington, D.C. 611p.
- Lagunes, T. A. y C. Rodríguez H. 1992. Temas selectos de manejo de insecticidas: Los extractos acuosos vegetales con actividad insecticida: el combate de la conchuela de frijol. Centro de Entomología y Acarología, Colegio de Posgraduados. Montecillo, México. Pp 15-16.
- Lagunes, T. A. y J. A. Villanueva J. 1994. Toxicología y manejo de insecticidas. Centro de Entomología y Acarología, Colegio de Posgraduados. Montecillo, México. 264 p.
- Lamborn, W. A. 1921. A protozoon pathogenic to mosquito larvae. *Parasitology*. 13:213-215.
- Lapage, L. M. 1981. *Parasitología Veterinaria*. 6a. Ed. México, D. F. Ed. C E C S A. 790 p.
- Larrea, R. E., Ruiz G., G. E. y M. B. Jiménez V. (s/f.). Efecto biocida del hidróxido de calcio $Ca(OH)_2$ y su utilización en la agricultura. Asociación Nacional de Fabricantes de Cal. México, D. F. 43 p.
- Legner, E. F. and Medved R. A. 1974. The native desert pupfish *Cyprinodon macularis* (Bair and Girard) a substitute of *Gambusia* in mosquito control. Proc. Paper California Moquito Control. Association. 42:58-59.
- Lichenstein, E. P. 1966. Natural pest control agents insecticidas occurring naturally in crops. American Chemical Society. Washington, D. C. Pp 178-179.
- López, C. L., Torres, A. L., Torres, S. L., Espinoza, T. F., Jiménez, C. , Cebrián, M., Waliszewski, S., and O. Saldade. 1996. Is DDT use a public health problem in México. *Environmental Health Perspectives*. 104 (6): 583-588.
- Lowe, R. E. and Kennel E. W. 1982. Pathogenicity of the fungus *Entomophthora coronata* in *Culex pipiens quinquefasciatus* and *Aedes taeniorhynchus*. *Mosquito News*. 32(4):614-617
- Mallingly, P. F. 1969. The biology of mosquitoes borne disease. American Elsevier Publishing Co., Inc. New York. 83 p.
- Mackie, T.T. and Hunter III W. G. 1956. Manual de medicina tropical. La Prensa Médica Mexicana. México, D. F. Pp 36-39.

- Martínez, M. L. 1982. Manual de parasitología médica. 2a Ed. Fournier, S. A. México, D. F. Pp 390-395.
- McCafferty, P. W. and A. V. Provonsha. 1981. Aquatic entomology . Jones and Bartlett Publishers, California. U S A. P 56.
- McEwen, F. L. and G. R. Stephenson. 1979. The use and significance of pesticides in the environment. University of Guelph. Ontario, Canada. 530 p.
- Meller, C. G. and P. G. Kreamsner. 1996. Malaria and onchocerciasis. Parasitology Today. U S A. 12 (5): 179-185.
- Merriam, T. L. and Axtell R. C. 1983. Field evaluation of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* for control of *Aedes taeniorhynchus* in salt marsh pools. Mosquito News. 43 (1): 84-86.
- Metcalf, R. L. and W. H. Luckmann. 1982. Introduction to insects pest management. 2nd. Ed. Wiley Interscience Publication. U S A. Pp 535-536.
- Metcalf, R. L. and W. H. Luckmann. 1994. Introduction to insects pest management. 3th edition. Ed. John Wiley and Sons. U S A. 650 p.
- Nakagawa, P. Y. and Hirst J. M. 1959. Current efforts in mosquito control in Hawaii. Mosquito New. 10 (2): 64-68.
- NAS. 1973. Mosquito control some perspectives for developing countries. National Academy of Sciences. Washington, DC. P 23.
- Neri, B. J., Quiroz M. H., Rodríguez T. M., Tejada L. O. and Badii M. H. 1997. Use of Bactimos briquets formulation combined with the backswimmer *Notonecta inonata* (Hemiptera: Notonectidae) for control of mosquito larvae. Journal of the American Mosquito Control Association 13 (1): 46-48.
- Olkowski W. , Daar, S. and Olkowski. 1992. Common-sense pest control. The Taunton Press. California, U S A. Pp 663-679.
- PLM. 1991. Guía de productos especializados para el control de plagas: En ambientes urbanos, domésticos e industriales. Ed. PLM. México, D. F. 100 p.
- Poirié, M. y N. Pasteur. 1991. La resistencia de los insectos a los insecticidas. Mundo Científico. 117 (11): 944-951.
- Pons, A. P., Farreras V. P. Y Forns J. S. 1960. Patología clínica médica. Ed. Salvat. Pp 746-749.

- Porter, A. G. 1996. Mosquitocidal toxins, genes and bacteria: The hit squad. *Parasitology Today*. 12 (5): 175-178.
- Porres, H. H. 1989. Evaluación de poblaciones de *Culex pipiens* Var *quinquefasciatus* Say (Diptera: Culicidae) a tres diferentes grupos toxicológicos de insecticidas en Saltillo, Coahuila. UAAAN. Tesis de Licenciatura. 54 p.
- Pratt, D. H., Ken, S. L. y Barnes C. R. 1973. Mosquitos importantes para la salud pública: Como combatirlos. Centro Regional de Ayuda Técnica. A I D. México/Buenos Aires. 78 p.
- Purcell, B. H. 1981. Effects of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* of *Aedes taeniorhynchus* and some non-target organisms in the salt marsh. *Mosquito News*. 41 (3): 476-484.
- Quiroz M. H., Tejeda L. O., Badii M. H., Botello J. A., Rdríguez C. V. T Olson J. K. 1995. Manejo integrado de larvas de mosquitos. XVIII Congreso Nacional de Control Biológico. Memorias. Pp 118-119.
- Ramos, C. 1988. Casos de dengue en las Américas, 1986 a 1987. *Infectología*, Centro de Investigación sobre Enfermedades Infecciosas. Instituto Nacional de Salud Pública. 8 (7): 33-336.
- Reeves, W. C., Hardy, J. L., Reisen, W. K. and Milby, M. M. 1994. Potential effect of global warning on mosquito-borne arboviruses. *Journal of Medical Entomology*. 31(3):323-332.
- Rivera, M. P. 1998. Larvicidal impact of two formulations of *Bacillus sphaericus* on *Anopheles albimanus* larvae in natural habitats in Nicaragua in 1996. *Mosquito Vector Control and Biology in Latin America*. 8th. Symposium. P 15.
- Rivera, R. I. 1992. Toxicidad de extractos acuosos vegetales en larvas de *Aedes aegypti* (L) (Diptera: Culicidae) Universidad Autónoma de Chapingo. Tesis de Licenciatura. Chapingo, México, D F. P 59.
- Rogoff. W. M. 1978. Fundamentals of applied entomology insect of medical importante. 3th. Ed. McMillan Publishig Co. Inc. In; E. Pfadt. New Cork. 720 p.
- Saba, F. 1984. Moscas y mosquitos en áreas rurales y su control. En: Bayer AG. Sector Agricultura. México, D F. Pp 8-9.
- Sánchez, R. F. J. 1997. Susceptibilidad de *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae), procedente de la Región Lagunera, a los insecticidas carbaril, hidróxido de calcio, malatión y temefós. Tesis de Maestría. Universidad Juárez del Estado de Durango. Venecia, Durango. 64 p.

- Sánchez, S. S. 1995. Susceptibilidad a insecticidas en una población de *Aedes aegypti* (L) (Diptera: Culicidae) procedente de la Chontalpa, Tabasco. Tesis de Maestría. Colegio de Posgraduados en Ciencias Agrícolas. Montecillo, Edo. de México. 25 p.
- Schaefer, C. H. and Mulla M. S. 1980. Conventional and no conventional chemicals for mosquito control. *California Agriculture* 34: 3, 28-29.
- Seawright, J. A., Bowman M. C. and R. S Patterson. 1971. Tepa and thiotepa: Up persistence and sterility induced in pupae and adults of *Culex pipiens quinquefasciatus*. *J. Econ. Entomol.* 64 (2): 452-455.
- Segoviano, M. L. 1990. Comparación de la depredación entre *Noctonecta* sp. (Hemiptera: Notonectidae) y *Gambusia* sp. (Cyprinodontiformes: Poecillidae), sobre larvas de *Culex pipiens* Say (Diptera: Culicidae) en un sistema con refugio. XXV Cong. Nac. Ento. Oaxaca, México. P 190.
- Service M. W. 1983. Biological control of mosquitoes has it a future. *Mosquito News.* 43 (2): 113-120.
- SS. 1988. Entomología con énfasis en control de vectores. Secretaría de Salud. Dirección General. M. P.- Organización Panamericana de la Salud. México, DF. 1 (2) 724.
- SS. 1991. Entomología con énfasis en control de vectores. Secretaría de Salud. Dirección General. M. P.- Organización Panamericana de la Salud. México, DF. 1 (2) 724.
- Stojanovich, Ch. J. 1964. Pictorial key to adult female mosquitoes of Texas. Department of Health Education, and Welfare. Public Health Service. U S A. P 56.
- Suarez, M. F. and Morales C. A. 1988. Integrated control of *Culex quinquefasciatus* from sewers in Cali, Colombia using *Bacillus sphaericus*. *Mosquito Vector Control and Biology in Latin America.* 8th. Symposium. P 10.
- Takahashi, R. M., Stewart R. J. and C. H. Shaeffer. 1979. An assessment of *Pleg striola* (Hemiptera: Pleidae) as a mosquito control agent in California. *Mosquito News.* 39 (3): 514-519.
- Tietze, N. S., Hester P. G., Shaffer K. R., Prescott S. J. And Schreiber E. T. 1994. Integrated management of waste tire mosquitoes utilizing *Mesocyclops longisetus* (Copepoda: Cyclopidae), *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*, *B. sphaericus* y metopreno. *Journal of the American Mosquito Control Association.* U S A. 10 (3): 363-373.

- Vázquez, N. J .M. 1993. Elaboración de un documento de referencia para el monitoreo de resistencia a plaguicidas en artrópodos mediante bioensayos. Tesis de Maestría. Colegio de Posgraduados, Montecillo, Estado de México. 187 p.
- Vejar, C. G. 1994. Pruebas de laboratorio y campo con temephós, permetrina + S bioaletrina y *Bacillus thuringiensis israelensis* a mosquitos (Diptera: Culicidae) de cinco desarrollos turísticos de México y Chapingo. Edo. de México. Tesis de Maestría. Colegio de Posgraduados en Ciencias Agrícolas. Montecillo, Edo. de México. 82 p.
- Vergara P. S. 2000. Contribución al conocimiento de los Culicidos de Coahuila. Tesis de Maestría. UAAAN. Saltillo, Coahuila. 116 p.
- Wilkinson. C. F. 1979. Insecticide biochemistry and physiology. 2nd. Ed. Plenum Press. New York. Pp 336-402.
- Zahradník, J. y M. Chavála. 1990. La gran enciclopedia de los insectos. Ed. Susaeta. España. 511 p.

APENDICE

Cuadro 13. Datos obtenidos a las 24 horas del bioensayo con permetrina aplicado a larvas de *Culex tarsalis* de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003.

| Concentración (ppm) | Individuos | | | % de mortalidad | |
|------------------------|------------|-------|---------|-----------------|-----------|
| | Observados | Vivos | Muertos | Natural | Corregida |
| 0.00 | 50 | 50 | 0 | 0 | 0 |
| 0.05 | 50 | 45 | 5 | 10 | 10 |
| 0.06 | 50 | 43 | 7 | 14 | 14 |
| 0.07 | 50 | 40 | 10 | 20 | 20 |
| 0.085 | 50 | 8 | 42 | 84 | 84 |
| 0.09 | 50 | 5 | 45 | 90 | 90 |
| 0.10 | 50 | 2 | 48 | 96 | 96 |

Cuadro 14. Datos obtenidos a las 24 horas del bioensayo con cipermetrina aplicado a larvas *Culex tarsalis* de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003.

| Concentración (ppm) | Individuos | | | % de mortalidad | |
|------------------------|------------|-------|---------|-----------------|-----------|
| | Observados | Vivos | Muertos | Natural | Corregida |
| 0.00 | 50 | 48 | 2 | 4 | 0.00 |
| 0.0001 | 50 | 45 | 5 | 10 | 6.25 |
| 0.0002 | 50 | 39 | 11 | 22 | 18.75 |
| 0.0004 | 50 | 30 | 20 | 40 | 37.5 |
| 0.0007 | 50 | 25 | 25 | 50 | 47.91 |
| 0.0009 | 50 | 20 | 30 | 60 | 58.33 |
| 0.002 | 50 | 10 | 40 | 80 | 79.16 |
| 0.004 | 50 | 6 | 44 | 88 | 87.5 |
| 0.007 | 50 | 2 | 48 | 96 | 95.83 |
| 0.009 | 50 | 0 | 50 | 100 | 100 |

Cuadro 15. Datos obtenidos a las 24 horas del bioensayo con malation aplicado a larvas *Culex tarsalis* de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003.

| Concentración (ppm) | Individuos | | | % de mortalidad | |
|------------------------|------------|-------|---------|-----------------|-----------|
| | Observados | Vivos | Muertos | Natural | Corregida |
| 0.00 | 50 | 50 | 0 | 0 | 0 |
| 0.1 | 50 | 48 | 2 | 4 | 4 |
| 0.7 | 50 | 23 | 27 | 56 | 56 |
| 1 | 50 | 23 | 27 | 54 | 54 |
| 5 | 50 | 7 | 43 | 86 | 86 |
| 8 | 50 | 6 | 44 | 88 | 88 |

Cuadro 16. Datos obtenidos a las 24 horas del bioensayo con temefos aplicado a larvas *Culex tarsalis* de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003.

| Concentración (ppm) | Individuos | | | % de mortalidad | |
|------------------------|------------|-------|---------|-----------------|-----------|
| | Observados | Vivos | Muertos | Natural | Corregida |
| 0.00 | 50 | 47 | 3 | 6 | 0.00 |
| 0.004 | 50 | 23 | 27 | 54 | 51.01 |
| 0.006 | 50 | 22 | 28 | 56 | 53.19 |
| 0.008 | 50 | 14 | 36 | 72 | 70.21 |
| 0.01 | 50 | 15 | 35 | 70 | 68.08 |
| 0.03 | 50 | 3 | 47 | 94 | 93.61 |
| 0.05 | 50 | 1 | 49 | 98 | 97.87 |
| 0.08 | 50 | 1 | 49 | 98 | 97.87 |
| 0.10 | 50 | 0 | 50 | 100 | 100 |

Cuadro 17. Datos obtenidos a las 24 horas del bioensayo con carbarilo aplicado a larvas de *Culex tarsalis* de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003.

| Concentración (ppm) | Individuos | | | % de mortalidad | |
|------------------------|------------|-------|---------|-----------------|-----------|
| | Observados | Vivos | Muertos | Natural | Corregida |
| 0 | 50 | 48 | 2 | 4 | 0.00 |
| 3 | 50 | 44 | 6 | 12 | 8.33 |
| 5 | 50 | 41 | 9 | 18 | 14.58 |
| 15 | 50 | 29 | 21 | 42 | 39.58 |
| 20 | 50 | 19 | 31 | 62 | 60.41 |
| 25 | 50 | 20 | 30 | 60 | 58.33 |
| 40 | 50 | 14 | 36 | 72 | 70.83 |
| 50 | 50 | 9 | 41 | 82 | 81.25 |
| 60 | 50 | 3 | 47 | 94 | 93.75 |

Cuadro 18. Datos obtenidos a las 24 horas del bioensayo con hidróxido de calcio (Cal común) aplicado a larvas de *Culex tarsalis* de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003.

| Concentración (ppm) | Individuos | | | % de mortalidad | |
|------------------------|------------|-------|---------|-----------------|-----------|
| | Observados | Vivos | Muertos | Natural | Corregida |
| 0 | 50 | 48 | 2 | 4 | 0.00 |
| 700 | 50 | 44 | 6 | 12 | 8.33 |
| 1000 | 50 | 21 | 29 | 58 | 56.25 |
| 1300 | 50 | 17 | 33 | 66 | 64.58 |
| 1500 | 50 | 6 | 44 | 88 | 87.5 |
| 1800 | 50 | 2 | 48 | 96 | 95.83 |
| 2000 | 50 | 1 | 49 | 98 | 97.91 |
| 2500 | 50 | 0 | 50 | 100 | 100 |

Cuadro 19. Datos obtenidos a las 24 horas del bioensayo con hidróxido de calcio (Cal micronizada) aplicado a larvas de *Culex tarsalis* de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003.

| Concentración (ppm) | Individuos | | | % de mortalidad | |
|------------------------|------------|-------|---------|-----------------|-----------|
| | Observados | Vivos | Muertos | Natural | Corregida |
| 0 | 50 | 49 | 1 | 2 | 0.0 |
| 70 | 50 | 44 | 6 | 12 | 10.2 |
| 200 | 50 | 35 | 15 | 30 | 28.57 |
| 400 | 50 | 30 | 20 | 40 | 38.77 |
| 700 | 50 | 25 | 25 | 50 | 48.97 |
| 1000 | 50 | 19 | 31 | 62 | 61.22 |
| 1500 | 50 | 14 | 36 | 72 | 71.42 |
| 1800 | 50 | 7 | 43 | 86 | 85.71 |
| 2000 | 50 | 4 | 46 | 92 | 91.81 |
| 2500 | 50 | 1 | 49 | 98 | 97.95 |

Cuadro 20. Datos obtenidos a las 120 horas del bioensayo con alcohol etoxilado aplicado a larvas de *Culex tarsalis* de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003.

| Concentración (mL/m ²) | Individuos | | | % de mortalidad | |
|---------------------------------------|------------|-------|---------|-----------------|-----------|
| | Observados | Vivos | Muertos | Natural | Corregida |
| 0.00 | 100 | 97 | 3 | 3 | 0.00 |
| 0.009375 | 100 | 89 | 11 | 11 | 8.47 |
| 0.0125 | 100 | 66 | 34 | 34 | 31.95 |
| 0.01875 | 100 | 51 | 49 | 49 | 47.42 |
| 0.02187 | 100 | 26 | 74 | 74 | 72.63 |
| 0.025 | 100 | 9 | 91 | 91 | 90.52 |
| 0.3125 | 100 | 0 | 100 | 100 | 100 |

Cuadro 21. Datos obtenidos a las 120 horas del bioensayo con *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* aplicado a larvas de *Culex tarsalis* de Buenavista, Saltillo, Coahuila. 2003.

| Concentración (g/m ²) | Individuos | | | % de mortalidad | |
|--------------------------------------|------------|-------|---------|-----------------|-----------|
| | Observados | Vivos | Muertos | Natural | Corregida |
| 0.00 | 100 | 94 | 6 | 6 | 0.00 |
| 0.22 | 100 | 84 | 16 | 16 | 10.63 |
| 0.44 | 100 | 68 | 32 | 32 | 27.65 |
| 0.66 | 100 | 44 | 56 | 56 | 53.19 |
| 0.19 | 100 | 30 | 70 | 70 | 68.08 |
| 4.39 | 100 | 16 | 84 | 84 | 82.97 |
| 6.59 | 100 | 0 | 100 | 100 | 100 |

Cuadro 22. Ecuaciones de predicción obtenidas en cada producto.

| Producto | Ecuación de predicción |
|---|-----------------------------------|
| Permetrina | $\hat{y} = -5.3356 + 71.6129 (x)$ |
| Cipermetrina | $\hat{y} = 10.171 + 1.6834 (x)$ |
| Malation | $\hat{y} = 4.9383 + 1.6477 (x)$ |
| Temefos | $\hat{y} = 9.1599 + 1.7761 (x)$ |
| Carbarilo | $\hat{y} = 2.2949 + 2.1296 (x)$ |
| Hidróxido de calcio (Cal común) | $\hat{y} = 10.5085 + 5.1980 (x)$ |
| Hidróxido de calcio (Cal micronizada) | $\hat{y} = 0.2532 + 1.7531 (x)$ |
| Alcohol etoxilado | $\hat{y} = 15.1760 + 5.6976 (x)$ |
| <i>B. thuringiensis</i> var. <i>israelensis</i> | $\hat{y} = 9.7177 + 1.5422 (x)$ |