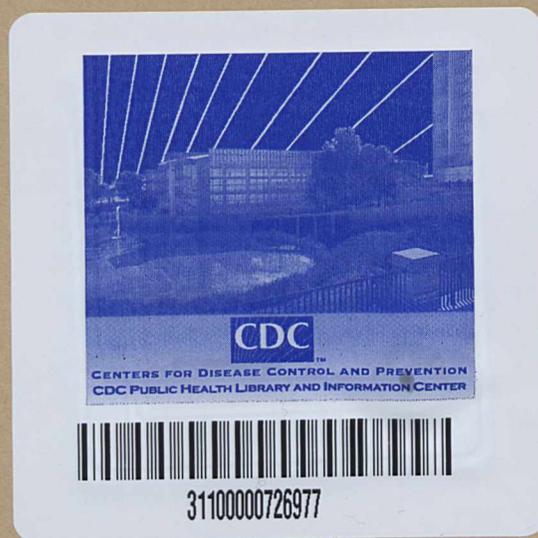


PLAND QX 600 B615s 1980
Biología y control del Aedes
Biología y control del Aedes
Aegypti. cs ; no.4

Vector Topics se publica para suministrar adiestramiento continuo sobre el control de las enfermedades originadas por vectores, con el propósito de hacer inmediatamente accesible la información práctica disponible sobre los vectores de las enfermedades, los problemas que crean y los métodos para manejar estos problemas.

Las marcas patentadas y las firmas comerciales que se mencionan en *Vector Topics* aparecen solamente como referencia para identificarlas sin que su mención indique que el Departamento de Salud y Servicios Sociales de los Estados Unidos las recomienden.

Vector Topics está disponible para distribuirse entre aquellas personas que sean responsables de los aspectos de la salud pública relacionados con el control de vectores. En la contraportada se incluye una planilla para solicitar esta publicación.



INDICE

VECTOR TOPICS No. 4

JULIO 1980

VECTOR TOPICS

NO. 4

Biología Y Control Del *Aedes aegypti*

JULIO 1980

I. Clave para los mosquitos <i>Aedes aegypti</i> ...	43
II. Algunos insectos comunes que se encuentran tanto en los recipientes naturales como en sus alrededores...	87
III. Insecticidas y otros...	89
IV. Método que se refiere de otro modo...	73
V. Determinación de las especies...	75
VI. Información técnica y fuentes de asistencia...	77

U.S. DEPARTMENT OF HEALTH AND HUMAN SERVICES
PUBLIC HEALTH SERVICE
CENTER FOR DISEASE CONTROL
BUREAU OF TROPICAL DISEASES
VECTOR BIOLOGY AND CONTROL DIVISION
ATLANTA, GEORGIA 30333

REFERENCIAS SELECTAS

INDICE

VECTOR TOPICS No. 4

JULIO 1980

BIOLOGIA Y CONTROL DEL *Aedes Aegypti*

	Página
Distribución del <i>Aedes aegypti</i> y su amenaza contra la Salud Pública	1
Biología y hábitos del <i>Aedes aegypti</i>	10
Vigilancia de la población del <i>Aedes aegypti</i>	16
Control del <i>Aedes aegypti</i>	22
Evaluación de las medidas para el control	34
Control durante los brotes de enfermedades	39

APENDICES

I: Clave para los mosquitos asociados con el <i>Aedes aegypti</i>	43
II: Algunos insectos comunes que se encuentran tanto en los recipientes naturales como en sus alrededores	67
III: Insecticidas a usar para control el mosquito	69
IV: Método que se requiere para las aplicaciones de volumen ultra-bajo	73
V: Determinación colinesterasa	75
VI: Información técnica y fuentes de asistencia	77

REFERENCIAS SELECTAS

Introducción

El *Aedes aegypti* es un mosquito, en su inmensa mayoría, muy doméstico que se caracteriza por reproducirse en recipientes artificiales, en el habitat humano o en los alrededores de éste. La especie está extensamente distribuida por el mundo, generalmente dentro de los límites de los 45° de latitud norte y de los 35° de latitud sur. Aunque se sabe que traspasan estos límites, estas poblaciones probablemente se introducen durante las estaciones de calor, pero no sobreviven los inviernos. Se cree que el *Aedes aegypti* es una especie tropical del viejo mundo que fue introducida en el Hemisferio Occidental. Se cree que el *Aedes aegypti* es una especie tropical del viejo mundo que llegó al Hemisferio Occidental al principio de las exploraciones y de la colonización. En el Hemisferio Occidental el *Ae. aegypti* se sabe que existe en estos momentos o que ha existido en todos los países y territorios con la excepción de Canadá. La especie está distribuida abundantemente a través del Sureste, donde se encuentra por lo menos en 10 estados y en Puerto Rico y en las Islas Vírgenes de los Estados Unidos.

El papel del *Ae. aegypti* como vector de la enfermedad en los humanos se demostró por primera vez en 1900-1901 cuando estudios en Cuba sobre la fiebre amarilla establecieron definitivamente que esta especie era el vector de la fiebre amarilla. En Australia, en 1906 se sugirió que el *Ae. aegypti* era el vector del dengue, otra de las enfermedades virales de importancia. Se comprobó que transmitía el dengue en la epidemia de esta enfermedad en ese país durante 1916. A esta especie también se le ha mencionado en relación con la transmisión de varias otras infecciones virales (ej. los virus Chikungunya y Zika) y se ha demostrado que es un vector importante en el gusano del corazón del perro, *Dirofilaria immitis*.

Dado el hábito del *Ae. aegypti* de criarse y alimentarse en el habitat humano o en sus alrededores, puede a veces desarrollarse en proporciones que alcanza la categoría de plaga de importancia, en algunas zonas del continente en los E.U. Sin embargo, solamente en los territorios de los E.U. y en el Caribe la especie ha tenido que ver en varias de las últimas décadas con la transmisión de la enfermedad a los humanos. Debido a los recientes brotes de dengue en Puerto Rico y las Islas Vírgenes existe un programa de vigilancia y de control activo del *Ae. aegypti* en estas zonas. No obstante, tales programas son relativamente raros en el Sureste de los Estados Unidos existiendo solamente en unas pocas situaciones urbanas con programas de control activo que se llevan a cabo con intentos específicos encaminados al control de este vector potencial.

En el Hemisferio Occidental el control del *Ae. aegypti* ha tenido importancia, desde que demostró que esta especie era el principal vector de la fiebre amarilla. En aquellos momentos surgió gran entusiasmo a favor del concepto del control del vector como medio de erradicación la enfermedad. Este concepto se desarrolló basado en los conocimientos limitados existentes sobre la historia natural de la

fiebre amarilla y el convencimiento de que el control del *Ae. aegypti* evitaría que el virus se mantuviera en la naturaleza. Los datos posteriores mostraron que en el ciclo natural del virus de la fiebre amarilla entraban en el ambiente selvático los monos y algunas otras especies de mosquitos además del *Ae. aegypti*, y que por lo tanto, el ciclo natural se mantendría inalterado, a pesar de los esfuerzos por erradicar la fiebre amarilla de las zonas urbanas.

Al principio de 1920 algunos programas para combatir el mosquito en América del Sur tuvieron éxito para eliminar *Ae. aegypti* de algunas zonas determinadas. Este éxito, a menudo, se ha citado para apoyar el concepto que iba ganando a favor de la erradicación de la especie como la forma de controlar la fiebre amarilla. En 1947 las naciones miembros de la Organización Panamericana de la Salud (PAHO) decidieron erradicar el *Ae. aegypti* del Hemisferio Occidental. En las últimas tres décadas casi todos los países involucrados y los pequeños organismos políticos en favor de este concepto, en una época o en otra, han planeado o han llevado a cabo programas con el propósito de erradicar el *Ae. aegypti*. Alrededor de 1965, basándose en el criterio estandarizado por PAHO, 17 países ya habían confirmado la erradicación. En 1977 solamente 7 países y la zona del Canal de Panamá habían llevado a cabo la erradicación y estaban bajo programas de vigilancia según mostraba PAHO. Ahora en muchos países se ha hecho palpable el descorazonamiento ante los problemas administrativos, técnicos o financieros; y a pesar del nivel de esfuerzos desplegados para la eliminación, en unas pocas zonas, si acaso, se ha logrado mantener permanentemente erradicada la población del *Ae. aegypti*.

La Fiebre Amarilla

La fiebre amarilla es una grave enfermedad tropical hemorrágica viral originada por el mosquito. Se caracteriza por una fiebre alta, dolor generalizado, hemorragia, ictericia y postración. Las infecciones subclínicas de la fiebre amarilla ocurren sin ser notadas y muchos casos patentes son benignos, pero el curso clínico corriente es el desarrollo de fiebre (a menudo de más de 40°C), dolor de cabeza y dolor general. Entre los primeros síntomas se encuentran conjuntivitis, fotofobia y conteo bajo de glóbulos blancos y de plaquetas. En caso de afectarse al principio el hígado, éste se agranda y se desarrolla ictericia. Se pueden presentar complicaciones de corazón y de riñón ocurriendo a veces fallos renales. Seguido se manifiestan hemorragias que pueden variar desde sangramiento de las encías hasta vómitos masivos de sangre conocidos como "vómito negro." Puede presentarse una postración, un coma y sobrevenir la muerte. A pesar de que mueren en algunas epidemias más de la mitad de los que contraen la fiebre amarilla, el promedio de mortalidad es de un 5 a 10%.

No hay un tratamiento específico para la fiebre amarilla; solamente se utilizan medidas de ayuda como mantener al enfermo ingiriendo líquido y aplicándole procedimientos para bajarle la fiebre. La infección inmuniza a la persona de por vida. No se conoce de casos en que la infección ocurra de nuevo.

Diagnóstico: Se debe sospechar que un paciente tiene fiebre amarilla si éste ha estado expuesto al contagio en una zona donde se trasmite la enfermedad y si tiene fiebre y postración, seguida de heptomegalia, ictericia, manifestaciones hemorrágicas y problemas renales. Se debe obtener inmediata confirmación en el laboratorio. Existen casos benignos y otros que pasan desapercibidos.

Las muestras de suero recogidas en el período agudo de la enfermedad de 10 a 14 días más tarde mostrarán una elevación en la titulación de la solución en los análisis de neutralización (N) de inhibición por hemaglutinación (IH) o de fijación de complemento (FC). Como el virus de la fiebre amarilla es un flavivirus (arbovirus del grupo B), ocurren reacciones serológicas mezcladas relacionadas con virus tales como el del dengue, el de la encefalitis B Japonesa y el de la encefalitis de San Luis. Para dar un diagnóstico se debe, por lo tanto, aislar el virus o el índice de concentración serológica y de neutralización debe ser mayor en la fiebre amarilla que en los otros flavivirus.

El virus de la fiebre amarilla se puede aislar de las muestras de sangre tomadas a los 2 ó 3 días de presentarse la enfermedad inoculándolo en los ratones de cría o en un cultivo de células de mosquito. El virus también se puede aislar de restos de hígado tomados en necropsias.

Epidemiología: El *Aedes aegypti* es el mayor vector de la fiebre amarilla urbana; y el *Haemogogus* o el *Sabethes* spp. son los principales vectores responsables de la transmisión en el Nuevo Mundo de la selvática.

El mosquito se hace infeccioso después de la primera o segunda semana de haber picado a una persona infectada (dependiendo de la temperatura ambiente). En esa época se pueden encontrar partículas virales esféricas en las glándulas salivares del vector. El mosquito permanecerá infeccioso por el resto de su vida e infectará al huésped primate durante la ingestión de sangre. Los síntomas clínicos aparecen de los 3 a los 6 días y el virus está presente en la sangre por lo menos hasta 3 días después de manifestarse los síntomas. Aunque la gravedad de la enfermedad puede variar según la edad, en una población sin inmunidad afecta a todos los grupos de edades.

La infección de fiebre amarilla en los humanos es el resultado de dos ciclos diferentes de transmisiones de virus: El urbano y el selvático. El ciclo urbano es la transmisión simple de persona a persona por el *Ae. aegypti*; presentándose normalmente en forma de epidemia. El ciclo de la fiebre amarilla selvático o de la selva puede variar de acuerdo con la situación ecológica, reservas de primates disponibles y la población de vectores. Algunas especies de monos tienen un alto promedio de letalidad; mientras que otras rara vez se contagian con la fiebre amarilla selvática. Hay varias especies de monos que están entre los principales huéspedes selváticos; en el Hemisferio Occidental los mosquitos del género *Haemogogus* y *Sabethes*, que viven común-

mente en las copas de los árboles o en la bóveda que forman los árboles en los bosques, son los que transmiten el virus entre estos huéspedes. Los humanos se mezclan en el ciclo selvático incidentalmente de dos formas: Bien porque éstos invaden el bosque o por cambios en el terreno propiciados por los humanos que los ponen en contacto con los mosquitos de las copas de los árboles que de otra forma no estarían más que en estos lugares remotos; o porque los primates infectados se acercan a las poblaciones semi-selváticas y los pican los mosquitos domésticos de los alrededores (entre éstos el *Ae. simpsoni* en Africa) y después estos mosquitos transmiten la enfermedad a los humanos. Se puede desatar un brote epidémico si existe un vector urbano como el *Ae. aegypti*.

Por muchos siglos la fiebre amarilla ha sido una seria amenaza en las Américas tropicales y en Africa, manifestándose en fuertes epidemias durante el verano principalmente a los puertos de mar y a las ciudades con ríos. En los Estados Unidos durante el período de 1688 (Nueva York) a 1905 (Nueva Orleans) hubo devastadoras epidemias que azotaron las ciudades desde Tejas hasta Nueva Inglaterra. En Filadelfia hubo 20 epidemias, 15 en Nueva York, 8 en Boston y 7 en Baltimore. La epidemia de 1793 en Filadelfia fue la más grave, registrándose 4,041 muertes de Agosto a Noviembre en una ciudad de sólo 40,000. La naturaleza explosiva de estos brotes se nota en la epidemia de 1878 en Memphis, Tennessee, donde aproximadamente 4,000 personas murieron, y en la epidemia de 1898 en Nueva Orleans, Louisiana en que se registraron 13,817 casos y 3,894 muertes. En la última epidemia en los Estados Unidos (1905) hubo 8,399 casos y 908 muertes; atacando con mayor rigor en Nueva Orleans donde se registraron 3,384 casos y 443 muertes. El hecho de que la epidemia de 1905 fuera mucho menos extensa en Nueva Orleans que la de 1898 se atribuyó en gran parte a la lucha organizada contra el *Ae. aegypti* como el único vector urbano de la fiebre amarilla.

A diferencia de los Estados Unidos, en los países de Centro y Sur América continúan ocurriendo epidemias urbanas de fiebre amarilla. Después de 20 años sin fiebre amarilla en 1928 y 1929 apareció de nuevo la enfermedad en Río de Janeiro en Brasil, causando 435 muertes. Durante los años que van de 1932 a 1954 hubo brotes de fiebre amarilla en una o más municipalidades de Bolivia, Brasil, Colombia, Paraguay y Trinidad; además han continuado surgiendo brotes de la fiebre amarilla selvática en todos los países de Centro y Sur América con la excepción de El Salvador, Uruguay y Chile.

En las zonas de Sur América donde el ciclo mosquito-primates irracionales continúa manteniendo la transmisión natural de la fiebre amarilla se han registrado cientos de casos de fiebre amarilla selvática. En 1966 se han registrado casos y muertes en regiones del Paraguay, Brasil y Argentina. Casi todos los años se registran casos mortales en el Perú, Colombia y Venezuela. En Ecuador, en 1975, ha resurgido la fiebre amarilla selvática al transitarse las regiones del este del país para hacer exploraciones petroleras; así también ha ocurrido periódicamente en Bolivia y Venezuela. En 1948 hubo un brote de fie-

bre amarilla selvática en Panamá y durante la década próxima parece que se ha extendido hacia el Norte a través de América Central llegando tan lejos como hasta el Sur de Méjico. En 1974 volvió a reaparecer la fiebre amarilla selvática en el Este de Panamá, pero aparentemente sin extenderse hacia el Norte después de este brote. En 1978-1979 se informó de la existencia en Trinidad de la fiebre amarilla selvática. A pesar de la relativa frecuencia con que se presenta en los humanos la fiebre amarilla contraída en el ciclo selvático, no se ha informado de ninguna epidemia importante de este tipo en las Américas desde 1954.

La fiebre amarilla selvática es común en zonas identificables del sub-Sáhara en Africa, y ha dado lugar a epidemias en Nigeria Oriental, Sudán, Etiopia y Senegal. Las epidemias más recientes se han registrado en 1978-1979, en Gambia.

La fiebre amarilla nunca ha invadido Asia, a pesar de que el *Ae. aegypti* que pica al hombre se encuentra ampliamente distribuido por todas partes. Se desconoce la razón.

En teoría, persiste la posibilidad de que ocurran nuevas epidemias de fiebre amarilla donde quiera que exista el *Ae. aegypti*. Sin embargo no ha habido ninguna epidemia en los Estados Unidos desde 1905; y tales epidemias en Norte América o en las Antillas no parecen posibles en el futuro, aún existiendo el *Ae. aegypti* debido a que en los alrededores no hay selvas donde se pueda mantener el ciclo selvático. Actualmente prevalece la opinión de que de ocurrir un brote de fiebre amarilla, se podría dominar inmediatamente con el uso de vacunas y con los métodos modernos para controlar el mosquito.

Prevención y Control: Las vacunas existentes y al alcance, producen resultados efectivos contra la fiebre amarilla. No se conoce de ningún caso de la enfermedad, en persona alguna que se haya vacunado correctamente. Las reacciones tóxicas son mínimas; sin embargo, se debe vacunar con precaución a aquellas personas que sean alérgicas al huevo o a productos que lo contengan. Actualmente se recomienda la revacunación a intervalos de 10 años.

Las epidemias de fiebre amarilla se pueden prevenir controlando el vector *Ae. aegypti*. La eliminación de la fiebre amarilla selvática en las selvas de Africa y América del Sur es inconcebible en este momento, por la multiplicidad de mosquitos vectores, por la serie y la identidad de los vertebrados que sirven de reserva y también por la extensión de las zonas en cuestión.

En las Américas, los vectores principales son los miembros del género *Haemagogus*, del *Aedes*, y del *Sabethes*. En Africa la fiebre amarilla selvática es una enfermedad principalmente de los monos. El *Aedes africanus* y el *Ae. luteocephalus* parecen ser los vectores activos entre la población simia; mientras que el *Ae. simpsoni*, un mosquito semidoméstico, es el transmisor del virus del mono al hombre, y por lo menos, en algunas zonas, junto con el *Ae. aegypti*, es el trans-

misor de persona a persona.

Dengue

El dengue es una infección viral de los trópicos y subtropicos originada por los mosquitos. Se caracteriza clásicamente, por fiebre y dolores fuertes en los ojos, articulaciones, músculos y huesos; de ahí el nombre de "fiebre rompehuesos." Pueden presentarse erupciones cutáneas. A pesar de que se le considera una enfermedad grave que no es mortal, en algunas áreas del mundo la infección con dengue corrientemente se convierte en una enfermedad con frecuencia letal conocida como "la fiebre de dengue hemorrágica" y "el síndrome del shock del dengue." El *Aedes aegypti* es el vector más importante.

La infección ocasionada por cualquiera de los 4 serotipos conocidos del dengue puede ser asintomática, puede causar enfermedades febriles o respiratorias, o puede ocasionar la "clásica" fiebre del dengue. En algunos pacientes se presenta del segundo al quinto día una erupción reticular, una forma de sarampión o unas manchas, primero en el tronco que después se extienden a los brazos, a las piernas, y a la cara. Puede presentarse con picazón en las palmas de las manos y en las plantas de los pies y también con una linfadenopatía generalizada. En el último día de fiebre de un 20 a un 70% de los pacientes puede presentárseles una erupción petequial en las extremidades, en las axilas o en las membranas mucosas. Los casos sin complicaciones, rara vez son mortales, pero el paciente puede sufrir de constante fatiga y debilidad por varias semanas.

El síndrome de "la fiebre hemorrágica del dengue" (FHD) y el de "el shock del dengue" (SSD) se presentan principalmente en los niños de los 2 a los 6 días después de aparecer la fiebre; se manifiesta con vómitos, falta de aire, inflamación del hígado y sangramiento a través de la piel, de los intestinos y de las encías. Estas manifestaciones hemorrágicas pueden avanzar hasta el "shock" y la muerte. Es probable que el FHD y el SSD estén relacionados, representando el SSD las consecuencias más graves de la enfermedad hemorrágica. La causa de estas manifestaciones más graves del dengue no es clara. Los agentes virales parecen ser los mismos que ocasionan la clásica enfermedad sin la muerte; sin embargo, se necesita hacer más investigaciones para poder precisar al respecto en estos casos.

Diagnosís: Los virus de dengue se clasifican como flavivirus (arbovirus grupo B) y demuestran considerable similitud con la reactividad serológica de otros flavivirus como el de la fiebre amarilla, el de la encefalitis Japonesa B y el de la encefalitis de San Luis. Hay 4 tipos serológicos diferenciados de virus del dengue (dengue 1, 2, 3 y 4). La infección con uno de estos serotipos no inmuniza permanentemente contra los demás.

En los individuos sin historia previa de infección con estos virus, se puede establecer la diagnosís del dengue en demostraciones de seroconversión o en la elevación cuádruple de la solución tapón en los

análisis de inhibición por hemaglutinación (IH), de fijación de complemento (FC) o de reducción de plaquetas por neutralización. Si dos de los diferentes análisis serológicos muestran una reacción primaria de anticuerpos a uno solo de los serotipos, este serotipo es probablemente la causa de la enfermedad.

Las infecciones posteriores con flavivirus provocarán una mayor cantidad de reacciones similares que harán mucho más difícil la interpretación. Para obtener pruebas exactas de la causa se requerirá el aislamiento del virus.

Epidemiología: Se ha informado que el virus del dengue es más frecuente entre las latitudes 25°N y 25°S. La enfermedad la transmiten los mosquitos del subgénero *Stegomyia*; siendo el *Ae. aegypti* la principal especie involucrada en la transmisión. No hay ningún huésped significativo, ni pájaro ni animal, que actúe como reserva del virus; aunque se sabe que existen varias especies de monos que son susceptibles al dengue. El ciclo endémico-epidémico es: humano-mosquito-humano.

El virus se puede encontrar en la sangre de una persona (viremia) después de alrededor de los 5-6 días (período prepatente) de haber sido picado por un mosquito infectado; y alrededor del mismo tiempo en que los primeros síntomas de la enfermedad se desarrollan (período de incubación). En este momento y por los próximos 4 ó 5 días, la persona está infectada para el vector que la pique al alimentarse de sangre. Después de un período de incubación de 2 a 15 días, generalmente de 8 a 11 días, la hembra *Ae. aegypti* adquiere el virus del dengue al alimentarse de un humano virémico y así resulta infectada para el resto de la vida, con la posibilidad de transmitir la infección cada vez que ésta pique a un nuevo ser humano.

Históricamente se han visto epidemias de dengue que han barrido en muchas zonas del mundo. Uno de los primeros recuentos de tales epidemias es el informe del Dr. Benjamín Rush que describe varios brotes en Filadelfia durante el verano y el otoño de 1780. Han ocurrido numerosas epidemias desde el Siglo XVIII en las zonas tropicales y en América del Sur, las Indias Occidentales y la América del Norte Tropical. Unas epidemias notables fueron las de 1922 en el Sur de los Estados Unidos con quizá tantos casos como 2 millones y la de Grecia en 1927-1928 con aproximadamente 1 millón de casos. A pesar de que la última epidemia en E.U. continental ocurrió en Louisiana en 1945, ha habido epidemias en Puerto Rico en 1963, en 1969, en 1975, en 1977 y en 1978. El dengue ha perdurado como una enfermedad endémica en Puerto Rico y en otras zonas adyacentes al Caribe, apareciendo epidemias en ocasiones a través de la región. La mayor epidemia reciente ocurrió en Colombia en 1972, estimándose que hubo medio millón de casos. En Puerto Rico se han hecho estimados tan altos como de 224,000 casos clínicos (1358 confirmados) en 1977 y 450,000 casos clínicos en 1978 (con 2,602 confirmados).

El dengue continúa siendo endémico y epidémico en amplias zonas del Sur y del Sureste de Asia y en el Sur y el Oeste del Pacífico. En

estas regiones se encuentran los cuatro serotipos y las manifestaciones hemorrágicas de la enfermedad son relativamente comunes.

En el Hemisferio Occidental hasta 1977 sólo se habían aislado los tipos 2 y 3 del virus del dengue, a pesar de que ha habido evidencias serológicas del tipo 1 del dengue en personas mayores. No obstante se han registrado desde 1977 epidemias de dengue del tipo 1 en Puerto Rico y Jamaica, las Islas Vírgenes, Belice, Guatemala, El Salvador, Honduras, Colombia y México. Se contempló con preocupación la aparición en Puerto Rico a finales de 1975 de varios casos con más severas manifestaciones hemorrágicas que lo usual en esta zona; y que posiblemente se podrían definir como fiebre hemorrágica del dengue (FHD), una forma grave de la enfermedad que no se había registrado antes en esta área. Aunque se han observado en Curazao casos en los límites de la FHD, no se han encontrado otros casos en el Hemisferio Occidental.

La amenaza del dengue siempre está presente en cualquier área sujeta al alcance del vector. La posibilidad de que se desate una epidemia a través de un caso importado es obvia, dado: que la persona infectada puede pasar sin síntomas los 5 ó 6 días del período de incubación; que existe la rapidez del transporte aéreo; que el vector principal, el *Ae. aegypti*, está ampliamente distribuido. La rápida propagación de epidemias del dengue 1, recientemente en el Caribe, es un testimonio de la existencia en potencia de una epidemia en el caso de combinar una población sin inmunizar, un vector receptivo y unos casos importados. Sólomente en 1978, se diagnosticaron 89 casos confirmados de dengue en personas que llegaron de zonas del Caribe a Estados Unidos; pero a pesar de los casos importados no hubo transmisión que provocara casos secundarios. Sin embargo, con la continuidad de probables brotes en las áreas cercanas, el riesgo de que se introduzca el dengue en el Sureste de los Estados Unidos, donde está ampliamente extendido el *Ae. aegypti*, permanece en potencia como un problema significativo de salubridad. El dengue continua siendo endémico y epidémico en amplias zonas del Sur y del Sureste de Asia y del Sur y del Oeste del Pacífico. En estas zonas unidas al *Aedes aegypti*, otras especies de *Aedes* pueden servir de vectores eficientes. Mientras que la importación de casos de estos lugares a los Estados Unidos parecen menos probables, hubo, por lo menos, seis casos confirmados en 1975 que llegaron a Guam de Vietnam, durante la entrada de refugiados de ese país. No se informó de transmisión de la infección en Guam como resultado de los casos importados. Sin embargo, no parece probable que las epidemias ocasionales del dengue en el caso de las Islas en la zona del sur del Pacífico sean el resultado de la importación de un caso o casos durante el período de incubación y la subsiguiente infección de los mosquitos locales.

Prevención y Control: Ya que no existen medidas prácticas de inmunización o terapéuticas para prevenir o tratar el dengue, el control de esta enfermedad se basa por completo en el control del mosquito; o en la identificación a tiempo de los casos; y si es posible en el aislamiento de los casos del contacto con los mosquitos vec-

tores. Hasta el presente no existe vacuna disponible contra el dengue, aunque se están haciendo intentos para desarrollar una vacuna.

Aunque se reconoce al *Ae. aegypti* en el Hemisferio Occidental como el vector del dengue, en otras áreas otras especies de mosquitos pueden transmitir el virus del dengue. El *Aedes albopictus* puede ser un vector eficaz del dengue en las zonas donde la enfermedad y la especie coincidan. Estas especies se crían, comúnmente tanto en los huecos de los árboles y de las rocas como en los recipientes artificiales; y están distribuidos a todo lo ancho del Sur y del Sureste de Asia y en muchas islas del Pacífico.

La *Aedes scutellaris* está formada de un complejo de 17 especies distintas pero muy estrechamente relacionadas, conocidas como el grupo *scutellaris*. Se considera como el vector del dengue en las Nuevas Hébridas y en el Norte de Nueva Guinea al *scutellaris* ya que aparecen en gran cantidad y que atacan con facilidad al hombre y que no existen otros vectores en estos lugares. Los miembros de este complejo se crían en casi cualquier pequeña acumulación de agua de lluvia que esté bien a la sombra; lo mismo en charcos que en recipientes artificiales.

BIOLOGIA Y HABITOS DEL *Aedes Aegypti*

El *Aedes aegypti* es un mosquito principalmente doméstico. En el Hemisferio Occidental esta especie se asocia muy estrechamente con los humanos. Los recipientes artificiales tan abundantemente proporcionados por la moderna sociedad industrial son en gran medida el más importante lugar de cría y son esenciales para la producción y la conservación de las grandes poblaciones del *Ae. aegypti*. Aunque los *Ae. aegypti* se reproducen en los huecos de los árboles y posiblemente en otras cavidades naturales, la inmensa mayoría surge en los neumáticos, cubos, vasijas de agua de los animales domésticos, latas, floreros, pomos, canales de los techos tupidos; y en realidad en casi cualquier objeto hecho por el hombre que pueda retener agua y que no esté rodeado por los costados de tierra.

Algunos recipientes son más atractivos para los mosquitos que otros. A las hembras de los *Ae. aegypti* les atrae los recipientes de colores oscuros con cuellos (bocas) anchas, especialmente cuando se encuentran a la sombra. El agua oscura y la presencia de hojas en descomposición estimulan la postura de huevecillos, pero evitan los recipientes muy contaminados y con olores.

La postura la hacen principalmente por la tarde. Si las paredes del recipiente son muy lisas (ej. de cristal), los huevecillos se esparcen por la superficie del agua, pero usualmente se quedan pegados a los lados del recipiente cerca o en el borde del agua. Los huevecillos tienen menos de 1 mm. de largo y son blancos primero pero a las dos horas se oscurecen hasta ponerse casi negros. En el momento de la postura los embriones dentro de los huevos no están listos para incubarse. Para que se desarrollen completamente a la fase larval se necesita un período de 2 a 3 días con mucha humedad cerca del nivel del agua. Si los huevecillos se quedaran secos durante este período de desarrollo, se debilitarían y los embriones morirían. Cuando las larvas están ya completamente formadas, los huevecillos resisten la sequía y pueden sobrevivir por períodos de varios meses hasta más de un año. Sometidas a condiciones de sequía, las larvas durmientes dentro de los huevecillos permanecerán en forma de incubarse en cuanto los huevecillos se sumergen al subir el nivel del agua y la disminución del suministro de oxígeno proporciona el estímulo necesario para la incubación. No todos los huevecillos se incuban la primera vez que están inundados.

La larva que emerge del cascarón roto es la primera de 4 fases larvales, cada una de éstas mayor que la precedente (El Apéndice I ilustra las referencias usadas para identificar el *Ae. aegypti* e incluye la clave pictórica de las larvas). El paso de una fase larval a otra (la muda) se logra por el proceso de formación durante el cual los insectos sueltan su viejo exoesqueleto (el caparazón). En la muda, el organismo del insecto segrega una sustancia líquida que permite la separación entre el exoesqueleto y la nueva cubierta del cuerpo ya formada debajo de la anterior. La cápsula de la cabeza y el tórax del exoesqueleto se quiebra y la larva emerge con una nueva cubierta que le cubre el cuerpo y le permite aumentar de tamaño.

La larva pasa la mayor parte del tiempo alimentándose, usando las cerdas en forma de abanico para atrapar los microorganismos y las partículas de materias que están fuera del agua, buscando entre los objetos sumergidos y entre las materias orgánicas que se acumulan en los lados y en el fondo del recipiente. Las larvas del *Ae. aegypti* se pueden reconocer por sus movimientos sinuosos al nadar, porque evitan la luz y por tener relativamente redondeada la punta del tubo del aira que las pone en contacto con la atmósfera. Normalmente el desarrollo larval toma de 5 a 7 días, y termina cuando la larva en la cuarta etapa se desarrolla alcanzando la etapa de ninfa que no se alimenta. Cuando las condiciones no son favorables el tiempo de esta etapa puede prolongarse; también la falta de reservas para alimentarse puede dilatar el tiempo de desarrollo produciéndose ninfas y adultos de tamaño más pequeño. La aglomeración de larvas puede producir el mismo efecto. La transformación de la larva a la forma adulta se completa durante los 2 ó 3 días de la etapa de ninfa.

El adulto que emerge de la cubierta de ninfa es un mosquito oscuro que tiene unos diseños característicos de color blanco plateado en forma de lira sobre el tórax y unas bandas blancas alrededor de las patas (Ilustración 1) (Veáse el Apéndice 1 para una identificación detallada sobre el mosquito). Los machos al igual que las hembras, tienen los diseños parecidos, pero los machos son menos robustos que éstas y se pueden identificar con facilidad por las antenas, que recuerdan a un cepillo de limpiar botellas. La antena de la hembra es mucho más delgada y con menos aspecto de cepillo. Lo mismo las hembras que los machos liban néctar o líquidos dulces de cualquier fuente accesible, pero sólo las hembras se alimentan de sangre. A pesar de que pueden sobrevivir con azúcar como única fuente de alimentación, las hembras necesitan de la sangre para poder desarrollar los huevecillos. Los adultos no se separan grandes distancias, y rara vez se alejan del lugar donde nacen a más de un promedio de unos pocos metros. Este es un hecho indicativo, en el caso de los machos, de que su presencia es un indicio certero de que los criaderos están en los alrededores.

Entre los mosquitos el apareamiento ocurre a las pocas horas de emerger como adultos. La hembra, una vez inseminada, puede poner varias cantidades de huevos fértiles si se ha alimentado con sangre antes de cada puesta. A las hembras les atraen los humanos (aunque se alimentan de otros animales) y se mantienen picando todo el día y algunas veces de noche, especialmente, en las habitaciones iluminadas. La conducta de la hembra del *Ae. aegypti* cuando está buscando sangre se ha descrito como "sutil y astuta"; se acerca desde la sombra, cuando el aire va en retirada, y con frecuencia pica alrededor de los tobillos. Por alguna razón, el macho se porta como la hembra, aleteando y arrojándose sobre la persona y hasta la sigue de habitación en habitación. Esto puede resultar molesto, pero los machos rara vez se posan sobre la piel y nunca intentan picar. Después de una alimentación de sangre, a los 2 ó 3 días, normalmente los huevecillos están listos para desarrollarse y la hembra esta preparada para buscar un lugar donde poner, completándose así el ciclo de una generación de hueveci-

llos a otra.

Influencia del Clima sobre el Ciclo Vital y la Distribución de los Grupos

El *Aedes aegypti* es principalmente un mosquito tropical o subtropical. Dada la incapacidad que tienen para soportar el invierno en los lugares donde éste es muy crudo, la distribución del mosquito está limitada por la latitud. Por lo general, raras veces, se ven más allá de las latitudes 45°N y 35°S. Estos límites de latitud parecen estar directamente relacionados con la temperatura. Por ejemplo: En el Hemisferio Boreal (Norte América, Europa, Asia) el promedio isotérmico va de 1.8° a 10.0°C en Enero a 23.9° a 26.7°C en Julio. Sin embargo el promedio isotérmico por estación es lo opuesto en el Hemisferio Austral (Suramérica, Africa, Australia) con las marcas isométricas de Enero promediando entre 21.8° a 26.7°C y con las de Julio entre 10.0° a 15.6°C.

Algunos datos experimentales indican que ciertas temperaturas específicas limitan el crecimiento de las larvas del *Ae. aegypti*; y que la temperatura al igual que la humedad son factores críticos que afectan a los huevecillos y a las etapas adultas de desarrollo. Las temperaturas que van de 8°C hasta 41.4°C tienden a limitar la etapa larval; mientras que si se exponen por un período prolongado a temperaturas tanto de 8°C como de 41.4°C el resultado es mortal.



Ilustración 1. Mosquito adulto del *Aedes aegypti*.

La etapa de huevecillo varía extensamente de acuerdo con la habilidad de soportar el amplio promedio de temperaturas. Los huevecillos

del *Ae. aegypti* han sobrevivido temperaturas invernales tan bajas como de -8°C . (registradas en neumáticos que contenían los huevecillos de Noviembre a Mayo.) Las primeras 48 horas de la etapa de huevecillo es un período crítico donde la temperatura y la humedad son cruciales para la supervivencia. Los huevos son muy resistentes a la sequía y se pueden conservar hasta 12 meses si durante las primeras 48 horas se mantiene el nivel de humedad apropiado.

Los adultos no son resistentes al frío, una temperatura de 6°C por 24 horas es mortal; temperaturas más altas de 42°C por 5 minutos también son mortales. Sin embargo, la longevidad del adulto varía de acuerdo con la temperatura, la humedad y la nutrición. Por ejemplo: Los adultos que se les da alimentos y se les mantiene a 10°C y con un 100% de humedad relativa (HR) viven 30 días, pero los adultos sin alimentos y sometidos a 23°C y con un 70% (HR) viven solamente 4 días.

La distribución del *Ae. aegypti* en los ambientes tropicales tiende a seguir los patrones que establece la lluvia. Los trabajos recientes de Moore y otros (1978) en Puerto Rico muestran que si aumentan las lluvias, aumenta el número de habitats larvales, y de este modo se agranda la densidad de la población adulta. En las regiones templadas donde existen sitios larvales, los factores que limitan la población de mosquitos son: La temperatura, la frecuencia de las lluvias y la duración y severidad de las condiciones del invierno. Donde las temperaturas son moderadas en el invierno, los huevecillos sobreviven en una variedad de recipientes; sin embargo, durante los inviernos crudos, sólo en los recipientes bien protegidos se encuentran las condiciones adecuadas para la supervivencia, y éstos pueden proporcionar la base para la expansión de la población durante los meses de verano. En los lugares donde las condiciones del invierno son muy fuertes para la supervivencia de los huevecillos, se pueden desarrollar poblaciones temporales de verano como resultado de la reintroducción todos los años. Estas reintroducciones pueden ocurrir con facilidad al desarrollarse los huevecillos en floreros y otros recipientes que traen de los lugares infectados las gentes que se mudan. Los mosquitos adultos también pueden traerlos los viajeros que vienen de las áreas infectadas.

Otros Organismos que Habitan en Recipientes

Uno de los aspectos más importantes de un programa de eliminación es la obtención cuidadosa de muestras de los lugares que puedan ser habitadas por mosquitos durante las investigaciones de larvas y de adultos. Es de capital importancia la habilidad para distinguir entre el *Ae. aegypti* y otras especies de mosquitos y otros artrópodos que puedan vivir en el mismo ambiente. Se puede confundir con facilidad a muchos artrópodos con los mosquitos (tanto adultos como larvas), si se les examina superficialmente, o si el identificador no está familiarizado con estos otros animales. En el Apéndice I se presenta una clave de los mosquitos asociados con el *Ae. aegypti*.

Una fauna diversa de otros insectos se ha asociado con los mosquitos de los recipientes, estos otros se encuentran en las paredes de los recipientes, en la superficie del agua, dentro del agua y en los desechos del fondo. Junto con estas clases de insectos que viven dentro del ambiente de los recipientes se encuentran otros tipos invadiendo periódicamente el mismo. Entre los insectos más comunes que se encuentran ocasionalmente en los recipientes naturales o artificiales o en los alrededores se encuentran: Las arañas, los escarabajos, los mosquitos saltarines y varias especies de moscas (Apéndice II). Además de los insectos hay otras clases de artrópodos que se encuentran comúnmente en los recipientes y sus alrededores. Entre estos se ven a las arañas, los ácaros, los pseudoescorpiones y los falángidos. Otra fauna presente puede ser la de las lombrices anélidas y nematodas así como renacuajos o sapos adultos.

A pesar de que se han registrado en literatura muchos grandes enemigos naturales de los mosquitos, no muchos de estos se relacionan con los *Ae. aegypti* ya que el habitat inmaduro es en gran medida restringido a recipientes domésticos por su habitat en el interior. A continuación se incluye una lista de enemigos que se han registrado u observado en efecto atacando al *Ae. aegypti*, bien experimentalmente o naturalmente.

Enemigos Naturales de los Huevecillos

Artrópodos

Acaros, psocidos, hormigas

Enemigos Naturales de la Etapa Acuática

Invertebrados inferiores y plantas

Hidra, Vorticela, Planaria

Larvas de los Mosquitos

Toxorinchitas, *Lutzia mucidus*

Moore, C. G., B.L. Cline, E. Ruiz-Tiben, D. Lee, H. Romney-Joseph, and E. Rivera-Correa. 1978. *Aedes aegypti* in Puerto Rico: Environmental determinants of larval abundance and relation to dengue virus transmission. Am. J. Trop. Med. Hyg., 27(6): 1225-1231.

Otros Artrópodos

Tipulidae, Ceratopogonidae, hemípteros acuáticos

Vertebrados

Sapos, tortugas, peces

Enemigos Naturales de los Adultos

Artrópodos

Arañas, ácaros, libélulas

Vertebrados

Lagarto de Malaya, lagartijas, pájaros, murciélagos

Algunos de los parásitos que se han encontrado experimentalmente y naturalmente en conjunción con el *Ae. aegypti* son bacterias - ricketias, levadura, moho, hongos, espiroquetas, gregarinas, flagelatas, ciliados, trematodos y nematodos. Sin embargo, se han registrado comparativamente pocos parásitos del *Ae. aegypti* que a su vez surgen de la naturaleza de su propio habitat que está menos expuesto que el de los anofelinos y el de los culicines que se encuentra en las aguas naturales.

Hay poca información accesible en relación con la repercusión de los parásitos y animales de rapiña sobre el *Ae. aegypti*, a pesar de que existe una lista de parásitos y animales de rapiña que abarca muchas categorías tanto del reino animal como del vegetal. Sin embargo, en años recientes algunos de estos enemigos naturales del *Ae. aegypti* han sido explorados para la implementación posible como instrumentos de control biológicos. Los investigadores están explorando el uso de larvas de mosquito rapaces tales como las especies *Lankesteria*, *Coelomomyces* y *Nosema* que se pueden emplear solos o en conjunto con otros procedimientos de control.

Propósito de la Vigilancia

Se debe considerar si existen o no el *Aedes aegypti* en una zona en particular y saber cuál es su abundancia relativa comparada con otras áreas antes de contemplar el método a usar para combatir el *Ae. aegypti* y las enfermedades llevadas por el *Ae. aegypti*. Se necesitan también métodos que permitan la evaluación de la efectividad relativa de las medidas de control y la influencia de las condiciones climatológicas sobre las poblaciones de mosquitos.

Haciendo una sola investigación, durante la época del año en que las lluvias son frecuentes y abundantes y la temperatura es adecuada para el desarrollo de las larvas se puede probar la existencia del *Ae. aegypti* y proporcionar una idea de su relativa abundancia en el área inspeccionada. Se necesita, sin embargo, muchísima más información si es probable la transmisión y/o si se planea el control del *Ae. aegypti*; para obtener esta información se debe emplear un sistema regular de vigilancia. Hay una variedad de medidas que se pueden tomar contra el *Ae. aegypti* así como utilizar un sistema de vigilancia efectivo formado por diferentes métodos cuyos resultados se complementen. Cualquier método que se emplee debe aplicarse consistentemente de lugar en lugar y durante el tiempo que dure la vigilancia. Los planes para las campañas de control se simplifican manteniendo los registros de vigilancia por varios años al hacer posible el cálculo de la probable abundancia del mosquito a través del año.

A continuación se describen las muestras de métodos contra el *Ae. aegypti* que se ha probado que tienen éxito en la práctica en cada una de las etapas de la vida del mosquito.

Métodos para Obtener Muestras

Muestras de Huevecillos: El *Aedes aegypti* es uno de los relativamente pocos mosquitos cuyos hábitos permiten obtener muestras de huevecillos de forma fácil y práctica. La recolección se hace recogiendo los huevecillos en los ovipuestos o trampas de huevos, como se les llama usualmente. Una ovitrampa es un pomo negro de boca ancha de una pinta de capacidad (1/2 litro) en el que se pone una almohadilla estrecha (3/4 plgs. x 5 plgs.). Se pueden usar como almohadillas otros materiales absorbentes como la madera y el papel grueso; pero se recomienda una tabla dura de color oscuro sin acondicionar. Se pone verticalmente dentro del pomo sujeta con una presilla, de forma que la parte de atrás áspera de al centro del pomo y que la punta quede sumergida por lo menos 1 plg. (2.54 cms.). La almohadilla atrae a los mosquitos cuando va absorbiendo el agua y la superficie se hace propicia para que estos pongan sus huevecillos. La trampa es efectiva porque al diseñarla se aprovecha el hecho de las reacciones naturales de las hembras fecundadas que son la preferencia por los objetos oscuros, las aguas que luzcan oscuras y las superficies ásperas para poner los huevecillos.

Para tener éxito con las ovitrampas es crucial que se sitúen en los lugares apropiados en el campo; y que se tenga en cuenta ciertos otros aspectos de la conducta del mosquito cuando pone. Si se siguen fielmente las sugerencias a continuación, éstas servirán de ayuda para lograr que las ovitrampas funcionen con el máximo de posibilidades como instrumento de recolección de muestras.

1. La trampa se debe situar sobre el suelo o lo más cerca posible de éste porque la hembra normalmente vuela al ras de la tierra.
2. La trampa debe estar visible para que las hembras que vuelen sobre ella la vean; ya que las reacciones del mosquito son en parte visuales.
3. La trampa debe estar protegida de excesos de agua que le echen los rociadores de jardín, o de la que caiga de los aleros o la que se escurre de las plantas que tienen hojas anchas.
4. Unos lugares buenos para colocar las trampas son los sitios donde los mosquitos descansan - en los arbustos y en las acumulaciones de trastos viejos.
5. Las ovitrampas se deben colocar en lugares a media luz o por completo a la sombra. Se debe evitar la luz directa del sol del mediodía y la exposición de los lugares completamente pavimentados.
6. No se deben colocar las ovitrampas en los terrenos donde se amontonan llantas o cerca de donde los haya. Las llantas son una gran atracción para las hembras del *Ae. aegypti* que están buscando un sitio donde poner; de existir éstos en los alrededores se reduciría la efectividad de las ovitrampas.

No todos los huevecillos que se encuentran en las almohadillas de las ovitrampas son necesariamente de *Ae. aegypti*. Otros mosquitos que ponen sus huevecillos en recipientes que contengan agua, también pueden depositar sus huevecillos en las ovitrampas. En los Estados Unidos continental los huevecillos que con más frecuencia se encuentran en las ovitrampas, junto con los del *Ae. aegypti* son los del *Ae. triseriatus*; hay otras especies que ocasionalmente también se encuentran con el *Ae. aegypti* como es el *Ae. atropalpus* y el *Ae. zoosophus*. En Hawai se encuentra el *Ae. albopictus* con el *Ae. aegypti*; mientras que en Puerto Rico y en otras islas del Caribe el *Ae. mediovitattus* pone sus huevecillos en recipientes artificiales. En cada región, solamente se van a encontrar los huevecillos de ciertas especies determinadas por lo que es muy fácil familiarizarse con éstas. Los huevecillos que parezcan diferentes se pueden incubar e identificar con certeza como de otras especies que no son el *Ae. aegypti*.

Las ovitrampas ofrecen un método eficiente y económico para observar los cambios de la población de *Ae. aegypti* en la zona; éstas son particularmente útiles durante las temporadas de sequía, cuando la falta de lluvia reduce la competencia que presentan otros recipientes que contienen agua. A pesar de que el uso de las ovitrampas se relaciona primordialmente con los cambios a largo plazo en la población de mosquitos; también puede servir para enjuiciar cambios a corto plazo como por ejemplo para evaluar la aplicación de insecticidas, siempre y cuando que se atiendan, diariamente, las mismas, y que se cuente con las suficientes para compensar las variaciones a corto plazo de trampa a trampa.

Las trampas, normalmente, se revisan y atienden siguiendo un plan semanal; se limpian de escombros, se ajusta el nivel del agua y se ponen almohadillas nuevas. Se deben poner pomos nuevos, si los que se están usando resultaran difíciles de limpiar en el lugar mismo donde se colocan. Las almohadillas que se sacan de las ovitrampas se deben mantener cuidadosamente separadas para evitar que se vayan a mezclar los huevecillos accidentalmente. Para acumular los datos precisos de cada ovitrampa, es necesario contar todos los huevecillos en las almohadillas con un microscopio de disección y que todos los registros muestren además de la localización de cada una de las ovitrampas, su condición (inundadas, secas, rotas, desordenadas, movidas, perdidas, etc.) cada vez que se recojan las almohadillas.

Muestras larvales: La búsqueda de muestras del *Ae. aegypti* en la etapa larval hay que hacerla inspeccionando cuidadosamente y por completo el lugar para localizar todos los recipientes que contengan agua. Es esencial que esta operación se haga con extrema cautela; ya que si se revuelve el agua, agitando el recipiente o hasta si se proyecta una sombra sobre el mismo, las larvas se sumergirán hasta el fondo, impidiendo que se les detecte. Cuando el inspector encuentre un recipiente con agua, debe observar la superficie del agua cuidadosamente, buscando las larvas de mosquitos que pueden estar, lo mismo, descansando tranquilamente que moviéndose en la forma que les es característica. Si no se ve en la superficie ninguna larva o ninfa, el inspector debe tocar ligeramente el recipiente y ver si hay algo que se mueva.

Si se ven larvas y/o ninfas, se debe recoger una muestra y ponerla en una ampollita de agua o alcohol para identificar la misma en el laboratorio con el microscopio, marcándola, después con una etiqueta especificando la fecha, lugar y el tipo de muestra. Si se pueden examinar las larvas el mismo día que se recogen se usa normalmente agua; pero si se espera una demora en el examen, se debe conservar en alcohol. Para obtener el mejor resultado posible se debe usar alcohol de 95°; se puede usar una concentración más baja, aunque no es la más apropiada.

Es necesario valerse de una serie de medios diferentes para recoger las muestras; ya que las larvas se pueden producir en un gran número de receptáculos que varían de tamaño, desde charcos y botes llenos de agua hasta latas y tubos de cercas. Con frecuencia se usa para reco-

ger las muestras un cucharón, preferiblemente de color blanco esmaltado a pesar de que resultan más eficientes, en el caso de los recipientes grandes, los coladores o mangas de tela o de malla de metal. A menudo, resulta útil el vaciar el contenido de los recipientes pequeños como las latas y los pomos en vasijas de plástico o esmalte blanco, para examinarlo; ya que las larvas se pueden ver mejor contra un fondo blanco.

Para remover el agua de las vasijas de boca estrecha o de las que no se puede con un cucharón resulta muy práctico el hacerlo con una jeringa de bomba corriente como las que se usan para trabajar en los acumuladores de los automóviles o las usadas en la cocina para adobar algunos alimentos. Es especialmente útil para extraer muestras de los huecos en los árboles; en el caso de los huecos muy profundos se le puede agregar un pedazo de manguera de goma o plástica. Entre los objetos que van a resultar útiles en el equipo para recolectar las larvas se encuentran: Una linterna, un colador de té (que se usa para traspasar las muestras tomadas de aguas con escombros o aguas turbias a agua limpia), una bandeja blanca plástica o esmaltada para examinar el material en el cucharón y una jeringa o un gotero médico para pasar una larva individual a las ampolletas de colección.

Con frecuencia las larvas de otras especies de *Aedes* y de otros tipos de géneros habitan en las mismas aguas depositadas; por lo que la clave pictórica en el Apéndice I facilita el medio para distinguir las larvas del *Ae. aegypti* de otras, que con mayor probabilidad se van a encontrar con éstas en los Estados Unidos continental.

Para obtener una respuesta rápida a la pregunta de si una zona urbana o de los suburbios, en particular, está infestada, lo más efectivo es realizar una recolección de muestras de larvas durante los períodos en que las lluvias son más copiosas y es más intensa la cría de mosquitos. Se han usado, en general, cuatro tipos de índices para determinar la incidencia del *Ae. aegypti* basándose en la presencia o en la ausencia de larvas. El Índice de Casa se ha empleado por muchos años y quizá sea el que se haya utilizado con más frecuencia; se calcula por el porcentaje de casas examinadas que tengan *Ae. aegypti*. Otro índice de mucho uso es el Índice de Recipientes que se puede obtener el porcentaje de recipientes con agua donde se encuentren larvas del *Ae. aegypti*. También se ha empleado mucho el Índice Breteau que se calcula partiendo del número total de recipientes con larvas del *Ae. aegypti* por cada 100 casas. El Índice de Densidad Larval es otro índice que se ha usado ocasionalmente, que consiste del número promedio de larvas de *Ae. aegypti* por casa que se obtiene de contar todas las larvas de los recipientes.

Muestras de adultos: El obtener muestras de la población adulta del *Ae. aegypti* es mucho más difícil que el obtenerlas en la etapa larval; porque los adultos no están restringidos a una pequeña zona como lo están en la fase larval y también porque las técnicas para obtener muestras de adultos son menos eficientes.

Uno de los métodos de recolección es el buscar los mosquitos adultos posados en las casas, garajes, exterior de los edificios, en los aleros de los techos y en los lugares similares donde los adultos suelen posarse. Como por lo general los *Ae. aegypti* están activos por el día, cuando se encuentra una muestra posada durante estas horas se trata usualmente de un caso en que se acaba de alimentar y está en el proceso de la digestión de la sangre y desarrollando los huevecillos. Los mosquitos posados se encuentran mayormente en las esquinas oscuras, debajo de las mesas y escritorios y en lugares parecidos donde la intensidad de la luz es baja, por lo que se necesita una linterna y un aspirador para poder capturarlos.

Otro método muy usado para las encuestas de adultos es el conteo posado-picando. Tanto a las hembras como a los machos del *Ae. aegypti* les atraen los humanos y a menudo se pueden recoger cerca del recogedor antes de que se vean a los que están posados. Se puede agarrar al mosquito individualmente cuando se va acercando para posarse en la persona que los está capturando. En la práctica resulta beneficioso combinar la colección entre los posados y los que estaban picando, y expresar los resultados como un índice de casa (el porcentaje de casas positivas).

El número de adultos que se capture en un mismo lugar puede variar de acuerdo con la hora del día y con los cambios de las condiciones climatológicas. Tomando en cuenta que estas variaciones no sólo ocurren sino que cambian súbitamente con el tiempo, es esencial que el método para obtener las muestras y la hora del día en que se haga deben ser lo más estable posible.

Las trampas corrientes de luz no son efectivas para conseguir muestras de la población adulta del *Ae. aegypti*; sin embargo, en Puerto Rico se ha demostrado, recientemente, el uso de una técnica modificada para capturar *Ae. aegypti* adultos. Las trampas corrientes de luz de New Jersey las pintaron de negro y las modificaron para funcionar como trampas de succión al quitarles la luz y la tapa. Se colocaron dentro de edificios, en lugares protegidos, donde los mosquitos buscan refugio, por lo que las trampas atrajeron y capturaron un gran número de *Ae. aegypti* de ambos sexos cuando se pusieron a operar al nivel del piso y durante las horas del día (D. Eliason, Center for Disease Control, Comunicación Personal).

En las zonas donde la infestación es de un nivel bajo puede ser que la forma más efectiva y económica sea la captura de adultos. Algunas veces se puede encontrar una cantidad considerable de adultos posados en fuentes tales como recipientes que estén bien escondidos. La presencia de los adultos revela la existencia de criaderos en las proximidades inmediatas y puede ayudar a resolver el problema al localizar el lugar donde se producen.

Organización y Administración de los Sistemas de Vigilancia

El desarrollo de un sistema de vigilancia contra el *Ae. aegypti* re-

quiere gran planeamiento e investigación. Entre los factores que se deben tomar en cuenta están: (1) La presencia o la posibilidad de que se introduzcan los virus del dengue o de la fiebre amarilla; (2) Los métodos de control que se pueden considerar; (3) El acceso al equipo y al personal para recolectar muestras e identificar los especímenes recogidos; (4) Las variaciones en habitat y clima dentro de las zonas que se van a examinar; y (5) El número de lugares que se necesitan para representar diferentes subdivisiones geográficas o políticas.

No es necesario que el personal que recolecta las muestras en el campo tenga una instrucción escolar avanzada, pero si de tenersele suficiente confianza como para tener la seguridad que puede seguir instrucciones explícitas e informar de problemas poco usuales que se presenten. Una vez que se establezcan las fechas para recoger las muestras y los métodos para hacerlo se deben seguir ambos rigurosamente, de modo que se puedan detectar los cambios en la población tal como vayan ocurriendo. Se deben supervisar las operaciones muy de cerca para asegurarse de que las muestras se obtengan en la fecha marcada y que el método de recolección de muestras no varíe. En el momento y lugar donde se obtenga la muestra se deben llenar las formas y las etiquetas de las muestras con toda la información esencial. Las muestras se deben enviar sin demora al laboratorio para analizarlas y deben ir acompañadas de las formas y etiquetas apropiadas.

El personal del laboratorio debe estar lo suficientemente adiestrado y debe ser competente para poder procesar e identificar las muestras que se sometan. Esto comúnmente implica un adiestramiento especial con un personal que ya haya terminado el bachillerato. Uno o dos años de universidad con conocimientos especializados en taxonomía del mosquito sería lo ideal. La competencia del personal del laboratorio determinará la cantidad de supervisión y la regulación de la calidad requerida; pero independientemente de la competencia, se deben llevar a cabo inspecciones periódicas para asegurarse de la exactitud en la identificación y el conteo de especímenes. El conservar las muestras por algún período de tiempo después de identificadas por el personal del laboratorio facilitará estas inspecciones independientes.

En un sistema efectivo de vigilancia se debe planear la organización y presentación apropiada de los datos acumulados en tablas, cuadros o gráficos que claramente den un sumario de los mismos; en tal forma que esta información se pueda usar para planear programas de control del mosquito o de la enfermedad.

Formas de Control

Debido a que los *Ae. aegypti* tienen un habitat diferente, los métodos de control de este mosquito varían de los que se usan contra otros tipos, especialmente en las etapas pre-adultas. Como en la mayoría de los casos la reproducción ocurre cerca de donde habitan los humanos o dentro de estos lugares mismos, poner en práctica medidas de restricción que sean efectivas resulta difícil y costoso; por lo tanto, debe de existir una razón convincente antes de comenzar a aplicar ninguna medida de control. La razón para estas medidas debe estar basada en la reducción de las molestias del *Ae. aegypti* en los lugares donde éstos existen en abundancia, en la prevención de la enfermedad o en el control de los brotes de enfermedad.

Reducción de las molestias: En la mayoría de las zonas por donde está distribuido el *Ae. aegypti* no se considera a este mosquito como una gran plaga. Sin embargo, donde las lluvias son frecuentes y hay abundancia de recipientes artificiales, la población en ocasiones, se hace tan numerosa que se hace necesario el tomar medidas temporales en la localidad para controlarla. Puede ser suficiente el uso de métodos de adulticidas corrientes como las neblinas termales o el aerosol de volumen ultra-bajo (VUB). En algunas ocasiones es necesario aplicar un larvicida en los recipientes de cría, especialmente en los lugares donde existan grandes cantidades de llantas almacenadas como en las gasolineras o las plantas donde se recapa. En las zonas residenciales donde se encuentren un gran número de recipientes dentro de los lugares puede que sea necesario hacer una campaña de control en el vecindario.

Prevención de la transmisión de las enfermedades: Se debe tratar de reducir la población de *Ae. aegypti* a un nivel en que no sea probable la transmisión de las enfermedades, donde existan razones para creer que los viajeros que llegan de zonas donde haya brotes de las enfermedades puedan introducir los virus del dengue o de la fiebre amarilla. Se ha dicho que donde el promedio de infección sea de un 5% (infección larval) éste es lo suficientemente elevado como para propiciar la transmisión. Sin embargo, factores tales como la calidad de las viviendas, el número de residentes, la longevidad de los mosquitos adultos y la distancia entre las casas pueden influir en las probabilidades de que una zona sea propicia para la transmisión si el dengue o la fiebre amarilla se introdujeran en el lugar. Para contar con un margen de protección de la infestación larval de un lugar en una zona dada se debe reducir considerablemente el porcentaje a menos de un 5%.

El educar al público a reducir las fuentes de producción del mosquito a través de los medios de comunicación, las organizaciones cívicas y las escuelas públicas puede resultar adecuado para lograr un nivel seguro de infestación del *Ae. aegypti* en algunas zonas; en otras puede que sea necesario el implementar programas con larvicidas o reducir los recipientes activas.

Puede que sea necesario el uso de métodos de adulticidas para reducir temporalmente la población de mosquitos durante los períodos de producción más activos del *Ae. aegypti* en los meses de verano y de otoño; o hasta que otros métodos de control hayan reducido la infestación larval a un nivel que no ofrezca peligro.

Control durante los brotes de la enfermedad: Una vez que los virus del dengue y de la fiebre amarilla están presentes y que se ha transmitido la enfermedad, los esfuerzos para controlar el problema se deben concentrar en el uso de adulticidas. Cuando se trata del dengue, si los casos no son muy numerosos, puede ser suficiente, para eliminar el peligro, si se rocía un área pequeña alrededor de donde se encuentre cada caso, con un equipo montado sobre un camión. Si los casos fueran tantos que no pudiera utilizarse el tratamiento local, puede que se haga necesario el uso de aplicaciones de rocío aéreo para poder controlar el brote. Si hubiera un brote de fiebre amarilla urbana, se debe fumigar por completo toda el área urbana, por lo menos cada 3 o 4 días hasta que se pueda finalizar con la vacunación contra el virus, o hasta que no se informe de ningún otro caso.

Durante los brotes de la enfermedad se deben considerar las larvicidas en un esfuerzo por reducir las fuentes de producción del *Ae. aegypti*, especialmente, cuando se anticipa una gran proliferación de los mismos por un período prolongado de tiempo; pero no se debe llevar a cabo a costa de disminuir el uso de los adulticidas.

Métodos de Control

Fuentes de reducción: Los objetivos del programa de reducción de fuentes del *Ae. aegypti* son: Eliminar tantos recipientes que puedan acumular agua como sea posible del área y proporcionar suficiente motivación y educación al público para que reduzca la reacumulación de nuevos recipientes. La eliminación de los criaderos es el método por excelencia para controlar el *Ae. aegypti*; pero este método es costoso y requiere un esfuerzo continuo y constante por períodos prolongados de tiempo. Si se logra éxito no sólo se reduce en gran medida la posibilidad de transmisión de la enfermedad, sino que siendo la población de mosquitos más pequeña y por ende su potencial de reproducción menor, en caso de presentarse un virus las medidas de control de emergencia resultarían más fáciles. La reducción de los criaderos también mejora el nivel general de sanidad pues elimina lugares de refugio para los roedores y otras plagas.

La necesidad de reducir las fuentes de propagación del mosquito en algunas zonas residenciales puede ser el resultado directo de una forma inadecuada de recolectar la chatarra o la basura. La combinación de un servicio ineficiente de recogida de chatarra, unido al deterioro de la calidad de las viviendas, así como la falta de orgullo de los vecinos por mantener la zona residencial en buen estado trae casi por seguro como resultado la acumulación de recipientes que pueden contener agua y supportar de grandes poblaciones de *Ae. aegypti*.

Los programas de reducción de fuentes que tienen éxito son aquellos que se ocupan de remediar simultáneamente todos los factores que contribuyen.

Se debe alentar a los organismos ya existentes dedicados a la recolección de basuras o chatarra a que mejoren tanto la frecuencia como la calidad del servicio de recogida. Se podrían hacer arreglos para utilizar estos recursos en las campañas especiales de limpieza, pero de no ser posible, es importante el coordinar para que exista una estrecha colaboración. Se deben resolver problemas tales como permisos por escrito para remover automóviles viejos o abandonados antes de hacer cualquier esfuerzo para reducir las fuentes de mosquitos.

Una parte básica del esfuerzo por reducir las fuentes es la cooperación de la comunidad, ya que se puede hacer mucho a través de las organizaciones cívicas, razones comerciales y escuelas en la zona. En realidad la recogida de recipientes de las propiedades privadas tiene que llevarse a cabo por los propios dueños o residentes del lugar y el animar a estas gentes a que lo hagan requiere un esfuerzo considerable utilizando una gran variedad de métodos. Se debe equipar a los grupos que estén cooperando en los esfuerzos de limpieza con cintas para proyectar de buena calidad, con afiches o cartelones con literatura al respecto y con otros medios para que resulten efectivos al ilustrar la necesidad del esfuerzo.

Entre las personas que se necesitan en el equipo de fuentes de reducción se requiere: Auxiliares de educación para la salud, para que se pongan en contacto directo con los grupos que estén cooperando; y especialmente, con los propietarios o residentes de casas en particular; inspectores para que realicen encuestas antes y después de las campañas de limpieza; obreros para que remuevan los recipientes y otros materiales que los vecinos acumulen en las calles; choferes para los vehículos de recogida y operarios para los equipos especiales que conduzcan los vehículos de recogida y el equipo especial de carga; así como supervisores, oficinistas y otro personal administrativo y de apoyo del programa. En algunos casos las mismas personas pueden trabajar en las encuestas, ponerse en contacto con los propietarios y servir de obreros.

Se necesitan mapas detallados para planear y para registrar el estado de las actividades de limpieza. Se debe mantener un registro por escrito de todas las actividades, especialmente las fechas y los resultados de las campañas de limpieza. La cantidad de recipientes y otros materiales que se recojan se pueden asentar en el registro por las cargas o por la medida cúbica; pero una medida más importante es la comparación entre el número de los diferentes recipientes que quedan después de las campañas de limpieza y el que había antes.

Para hacer la reducción de fuentes se requiere una coordinación estrecha de todos los grupos o agencias y de todos los interesados para entender los objetivos del programa tanto los inmediatos como los a largo plazo. Los resultados no van a ser visibles por algún

tiempo; por lo que va a ser necesario, en este medio tiempo, tomar medidas de control químico.

Probablemente el medio más eficiente de reducción de fuentes es la campaña de limpieza en áreas relativamente pequeñas (normalmente de menos de 100 cuadras). Todos los grupos que cooperan y el personal del programa pueden concentrarse en esta zona y señalar una sola fecha para recoger los recipientes abandonados y otra chatarra. Los esfuerzos para planear y animar a la gente se pueden llevar a cabo en varias zonas a la vez con días alternos para la recolección. El equipo con que se cuenta se puede concentrar en cada lugar en una ocasión dada para asegurarse de que todo lo que los vecinos recolecten se recoja según se anunció; de no hacerlo así en la fecha o fechas anunciadas en el futuro se desalentará a la gente para que coopere. Donde las campañas para reducir el número de recipientes no logre alcanzar un nivel aceptable será necesario hacer campañas sucesivas así como otras medidas especiales.

Control Químico: Los métodos de control químico contra el *Ae. aegypti* implica básicamente la aplicación de un larvicida en los recipientes que contengan agua o de un adulticida en las zonas infestadas. En ambos métodos hay que seguir las indicaciones del fabricante en la etiqueta para su uso, la fórmula y tomar en consideración el efecto que puede causar en el ambiente y en los animales que no son objeto del tratamiento (no blancos). Es vital que se seleccionen un plaguicida y unas técnicas seguras y efectivas.

(1) Larvicidas. Se usan productos químicos para el control del *Ae. aegypti* en las situaciones en que la reducción de las fuentes sea poco práctica o sólo efectiva parcialmente. En el Apéndice III se da Protección Ambiental de los E.E.U.U.

Los larvicidas se pueden administrar con equipos manuales o con la bomba motorizada. Normalmente, los equipos manuales se usan en el caso de residencias donde existen pocos recipientes, mientras que los de bomba motorizada se utilizan en zonas comerciales e industriales en los que existen numerosos lugares donde se depositan los huevecillos.

Aunque son comunes las fórmulas líquidas, pueden también indicarse ciertos polvos, bolitas y granulados. El modo de atacar las larvas en una propiedad implica el que se aplique en forma selectiva a todos los recipientes que contengan agua o que puedan retenerla. La aplicación debe sobrepasar el nivel mínimo de destrucción larval. La cantidad a rociar en cada recipiente para lograr esto queda a juicio del operario que lo aplique.

Aunque las aplicaciones manuales son las más frecuentes se podría utilizar lo mismo en botella plástica que se aprieta o una pera para el polvo. Un inspector o un miembro del equipo de reducción de fuentes que deba apuntar las observaciones en el campo y que tenga tam-

bién que hacer aplicaciones en puntos determinados en el curso de su trabajo, estaría innecesariamente limitado por el tamaño y el peso del rociador de líquido. Sin embargo, podría llevar un aplicador de polvos pequeño para usarlo cuando se necesite. La aplicación manual de polvos a las plantas cuyas raíces estén en agua es un método efectivo de eliminar el *Ae. aegypti*, por supuesto si los polvos que se van a usar no dañan las plantas.

El equipo de bomba motorizada se usa para el tratamiento de las zonas más grandes y más difíciles. Por ejemplo, éste equipo se usa en el caso de grandes acumulaciones de llantas, como las que existen adyacentes a las plantas de recapado.

Es muy importante el seleccionar los insecticidas y las formulaciones a aplicar en los criaderos de *Ae. aegypti* dada presencia de niños y animales domésticos en las zonas residenciales. Se deben evitar las aplicaciones excesivas para lo cual será necesario supervisar a los operarios y recordarles con frecuencia la importancia de utilizar técnicas de aplicación juiciosas. No se debe rociar el agua potable ya que actualmente no existen insecticidas aprobados para este uso. También se debe evitar, siempre que sea posible, el tratamiento de los bebederos de los animales o de las lagunas con peces. Se les debe informar a los residentes de estos lugares de la necesidad de limpiar frecuentemente estas fuentes.

(2) Adulticidas. Uno de los medios importantes de reducir o manejar las poblaciones de *Ae. aegypti* es la aplicación de rocíos a espacio. Entre los rocíos a espacio se encuentran los aerosoles de volumen ultrabajo (VUB), las neblinas térmicas, o de polvo ya sea utilizando equipos montados en un vehículo motorizado o en aviones. Los adulticidas son una medida temporal porque los mosquitos adultos de las zonas sin fumigar pueden emigrar rápidamente a las que ya han sido fumigadas, o pueden emerger nuevos adultos que reemplacen a los que murieron con la fumigación. Las aplicaciones de adulticidas ejercen poco o ningún efecto en las etapas acuáticas del *Ae. aegypti*; y los adultos continuarán emergiendo después de cada rociada.

El rociado espaciado causa el mayor efecto cuando se hace durante las partes más frescas del día (<80°F) y cuando los vientos no exceden de 10⁰ mph. Si las aplicaciones se hacen durante la mitad de un día caliente, las pequeñas gotitas de un aerosol, o de una neblina termal tienden a dispersarse rápidamente por las termales, las corrientes de aire tibio que suben de la tierra. Si la velocidad del viento es mayor de 8-10 mph, las gotitas pequeñas del rociado espaciado se vuelan a lo lejos rápidamente y las oportunidades disminuyen de que el rocío alcance a muchos mosquitos adultos.

En el Apéndice III se pueden ver los adulticidas aprobados por la Agencia de Protección Ambiental de los E.U.

Aplicaciones con equipo terrestres montado en vehículo motorizado - camión. Con los aerosoles de volumen ultrabajo, los polvos y los rocíos aplicados con equipos terrestres, han tenido éxito en el control del *Ae. aegypti*. Bajo las condiciones normales de operación las aplicaciones terrestres funcionan bien como parte del programa de control. Sin embargo, la efectividad de la fumigación de espacio puede estar limitada por las condiciones peculiares de una zona dada. Por ejemplo, las vías de comunicación pueden ser inadecuadas para acomodar los camiones de rociar; o las residencias pueden estar construidas muy pegadas unas o otras impidiendo que puedan pasar los camiones a los patios para fumigar. Para que el equipo pueda resistir todos los embates del uso constante éste debe ser de construcción fuerte para uso pesado. Las máquinas de VUB deben producir consistentemente las gotitas de rocío de tamaño parejo como lo indica la etiqueta del insecticida.

Las pruebas que se han hecho con los aerosoles de VUB y con las neblinas termales arrojan resultados similares en efectividad. El método de VUB tiene un número de ventajas: Los generadores de aerosol de VUB usan materiales técnicos graduados (sin diluir o concentrado), normalmente sin un diluyente o disolvente que producen un ahorro significativo en el costo del combustible y en el tiempo empleado para cargar los depósitos; también el VUB no produce una niebla espesa que reduzca la visibilidad y que haga el tráfico peligroso. La máquina de rocío de VUB es de peso ligero y no necesita un tanque de combustible grande como el generador de neblinas térmicas, por lo que se puede montar en una camioneta pequeña. Los requisitos para el funcionamiento de VUB aparecen en el Apéndice IV.

Aplicaciones aéreas. Las aplicaciones aéreas de insecticidas han tenido éxito en el control de la población de *Ae. aegypti* durante las recientes epidemias de fiebre de dengue en Puerto Rico (Chiriboga et al. 1979). El único uso práctico de aviones en los programas de control del *Ae. aegypti* es la aplicación de adulticidas, en forma de rocío de VUB, para limitar la transmisión de la enfermedad. Se debe considerar el rocío aéreo cuando haya una epidemia y no parezca posible que se pueda cubrir el área en cuestión en el tiempo necesario, con un equipo terrestre. Hay dos insecticidas que están actualmente registrados en la Agencia de Protección Ambiental de los E.E.U.U., para usar en el control del mosquito adulto, en aplicaciones aéreas de VUB. Estos insecticidas son: El malatión a 3.0 onzas líquidas por acre y el naled a 0.5 onzas líquidas por acre.

Chiriboga, J., D.A. Eliason, C.G. Moore, S.G. Breeland, E. Ruiz-Tiben, A. Casta-Velez, and S. D. Von Allmen. 1979. Dengue control during the 1977 epidemic in Puerto Rico. In *Dengue Control in the Caribbean*, 1977. PAHO Sci. Publ. No. 375, pp. 101-106.

Tomando en cuenta que existen varias compañías que se dedican a la fabricación de equipos terrestres de VUB, los equipos aéreos de VUB deben ser fabricados a especificación por la propia compañía para cada avión en particular. El equipo consta de tanques especiales para el insecticida, de bombas de impulso eléctrico, de caños de rocío y de boquillas de orificio pequeño.

El rociado aéreo se hace por contratos con compañías privadas. Existen relativamente, pocos contratistas dada la limitada demanda de este servicio y no todos éstos están igualmente capacitados para aplicar efectivamente, el rocío de VUB. Cuando se haga un contrato para estos servicios se deben aclarar en el mismo, los requisitos para realizar la técnica de aplicación (la etiqueta del insecticida y las especificaciones de la zona a cubrir). Algunos contratistas no tienen el equipo para aplicar adulticidas, como por ejemplo en el caso del naled para el que se necesita un equipo resistente a la corrosión. Los requisitos para realizar la fumigación aparecen en el Apéndice IV.

Durante brotes de dengue se ha usado varias veces el rocío aéreo de VUB para controlar los *Ae. aegypti* adultos, pero debido a la naturaleza de emergencia de las operaciones y al uso de medidas de control múltiples ha habido pocas oportunidades para poder evaluar por completo su efectividad para combatir la enfermedad. Sin embargo, se han realizado pruebas experimentales en la Florida, que han demostrado una un control significativo de la población del *Ae. aegypti*, usando malatión a 3.0 onzas líquidas por acre, aplicándolo dos veces por semana. Las aplicaciones de VUB han resultado efectivas para reducir la transmisión de la malaria en Haití y las poblaciones vectores de la encefalitis de San Luis durante una epidemia en Dallas, Texas.

(3) Resistencia. La resistencia al insecticida se define como la habilidad que tiene una población de insectos para tolerar un veneno que era, generalmente, letal para otras poblaciones previas. En la mayoría de las poblaciones de insectos hay ejemplares que varían tremendamente en susceptibilidad a los insecticidas. Como consecuencia, el ejercer presión selectiva sobre una población con un producto químico tóxico conduce a la supervivencia de aquellos ejemplares que toleran la toxina. Si se continua ejerciendo esta presión selectiva se produce un cambio en la población dejando una población en que la mayoría de los ejemplares son tolerantes, por lo que se dice de este tipo de población que es resistente al producto químico.

A medida que se extiende la resistencia, a través del rociado agrícola intenso con el mismo compuesto o con alguno relacionado que se use para controlar vectores; o por el uso impropio de plaguicidas para controlar vectores, se hace más esencial y necesario una comprensión de la resistencia y sus problemas para lograr un control de vectores más efectiva. Es importante recordar que no todos los fracasos de los plaguicidas son causados por resistencia de la plaga. El fracaso en lograr un control satisfactorio puede deberse a la selección de un insecticida inadecuado, a una formulación equivocada a

una técnica deficiente de aplicación o a un horario mal coordinado. Estos factores deben de eliminarse antes de considerar el problema como de resistencia.

En general, entre los insectos, se dan dos tipos de resistencia: La fisiológica y la de conducta o actuación.

La *resistencia fisiológica* es la habilidad a través de un proceso fisiológico de tolerar un intoxicante por diferencias en (1) La permeabilidad del exoesqueleto del insecto a los insecticidas; (2) La desintoxicación de los insecticidas a compuestos menos dañinos; (3) La acumulación de los insecticidas en tejidos del cuerpo menos accesibles metabólicamente tales como la grasa; o (4) La excreción de los insecticidas. Algunos mecanismos bioquímicos para desarrollar resistencia están tan generalizados que se presenta una resistencia-cruzada entre plaguicidas similares o virtualmente sin relación. Los insectos con resistencia-cruzada a muchos tipos de insecticidas se pueden denominar como multiresistentes. En teoría la resistencia basada en el mejoramiento de los sistemas fundamentales de enzimas, como la oxidasa microsomal o la esterasa se dirigirán hacia cualquier plaguicida químico sensible a la degradación por estos sistemas de enzimas mejorados.

La *resistencia de conducta o actuación* es la habilidad de evitar el contacto letal con un intoxicante a través de los hábitos o de la conducta; como en el caso de los mosquitos anofelinos que se posan en el exterior en lugar de, sobre las paredes interiores rociadas. Esta resistencia se cree también que sea genética y que estas formas de conducta se seleccionan en la misma forma confiriéndoles resistencia.

Se ha informado que existen muchas especies de insectos que son resistentes a los insecticidas. Este fenómeno se notó por primera vez entre los artrópodos que amenazan la salud pública, en Italia en 1946 y 1947 en los mosquitos culicines. (Subfamilia del género *Culex*) Ya en 1958 se registraban 35 especies de insectos que amenazan la salud pública como resistentes a los organocloruros y 4 a los organofosfatos. En 1971, se había informado de 104 especies resistentes a los organocloruros y de 18 a los organofosfatos. Desde ese año ha continuado aumentando la tolerancia. En algunas zonas, como en partes de California la resistencia a casi todos los insecticidas está tan extendida que no es ya posible el control químico de algunas especies de mosquitos a menos que se intente a través del uso de aceites larvicidas.

La resistencia del *Ae. aegypti* a los organocloruros es general en la América tropical y en el sureste de Asia y está aumentando rápidamente en Africa y en las Islas del Pacífico. Se ha registrado resistencia a los organofosfatos, en el campo en un número de lugares en la América tropical y en Vietnam del Sur, pero no se ha detectado resistencia múltiple y los mosquitos resistentes no se podrían establecer en colonias. No se han confirmado aún los informes de resistencia a los organofosfatos en Nueva Caledonia, Malasia, el Congo y Tailandia. En Bangkok, Tailandia después de un corto período de uso se ha informado de una resistencia al bioresmetrine un pirotroide

sintético; sin embargo, esto necesita confirmación. Otro vector del dengue, el *Ae. albopictus*, es ahora resistente al DDT y al dieldrin, en varios países al sureste de Asia y del Pacífico del Oeste. Es también resistente al malatión en Vietnam del Sur y al fenitrotión en Madagascar (OMS, 1976).

Las repercusiones de la resistencia en los programas de control del *Ae. aegypti* implican factores tan importantes como el aumento del costo de reemplazar el insecticida, el aumento del costo de operaciones debido al refuerzo de la vigilancia de la resistencia, el uso seguro de insecticidas de reemplazo que, en general, son más tóxicos que los que se usaban anteriormente y las dificultades financieras que resultan de los fracasos de los programas de control.

Hay dos regiones donde tienen especial interés, la resistencia del *Ae. aegypti* y la necesidad de utilizar insecticidas alternos. En las Américas, hay casi una resistencia universal a los plaguicidas de organocloruro y en un número de lugares existen niveles moderados de resistencia a los organofosfatos, aunque a niveles de altas dosis. En el Sureste de Asia a través de la década pasada, ha habido una continua amenaza de dengue hemorrágica, que el *Ae. aegypti* transmite en gran medida. En vista de la extendida resistencia al organocloruro, el uso de estos insecticidas para eliminar al *Ae. aegypti* queda descartado. El control se ha logrado en varias partes, de estas regiones, como el uso de compuestos de organofosfatos como larvicidas o como aplicaciones de volumen ultrabajo (VUB). Queda aún por ver por cuanto tiempo estos tratamientos lograrán su cometido con la posibilidad de desarrollar una resistencia más tarde a los organofosfatos.

Muchos factores genéticos, biológicos y de operación conducen al desarrollo (o a la pérdida) de la resistencia en una población. Recientemente, Georghiou y Taylor (1977 a y b) en la Universidad de California, Riverside han hecho análisis de estos factores utilizando datos a través de simulaciones con la computadora. Basados en los resultados de estudios de este tipo y otros hechos en el campo sobre la ecología de los vectores se puede alentar la mayor esperanza de solución a los problemas de la resistencia. Los factores que influyen en

World Health Organization, 1976. Resistance of vectors and reservoirs of disease to pesticides. Twenty-second Report of the WHO Expert Committee on Insecticides. Tech. Rep. Ser. 585, WHO, Geneva, Switzerland.

Georghiou, G. P. and C. E. Taylor, 1977a. Genetic and biological influences in the evolution of insecticide resistance. J. Econ. Ent. 70(3): 319-323

Georghiou, G. P. and C. E. Taylor, 1977b. Operational influences in the evolution of insecticide resistance. J. Econ. Ent. 70(5):653-658.

la resistencia pueden ser genéticos, biológicos/ecológicos u operacionales. Prestando una atención cuidadosa a los factores operacionales en el desarrollo de la resistencia es que el personal encargado de el control puede contribuir al máximo para evitar problemas. El uso de plaguicidas a intervalos bien espaciados y el evitar la persistencia de un insecticida ayuda a reducir la presión selectiva ejercida sobre una población de *Ae. aegypti*. En muchos casos, la presión con un insecticida en la etapa larval es más probable que cause resistencia que la que ocasiona en la etapa adulta posiblemente por la exposición más prolongada al intoxicante y la selección simultánea de machos y hembras. Sin embargo, el efecto de la presión en las larvas que crea resistencia en la etapa adulta y vice-versa, puede variar con el plaguicida, la formulación y el mecanismo de resistencia.

Por lo general, las aplicaciones residuales traen una mayor presión de selección que las aplicaciones de efecto a corto plazo. Sin embargo, si las aplicaciones que no dejan residuos, como los rocíos de espacios se usan a intervalos frecuentes pueden tener el mismo efecto que las residuales.

La exposición previa a la presión de un insecticida que haya producido alguna resistencia puede facilitar el desarrollo de un nuevo tipo de resistencia hasta en los casos en que no sea aparente la resistencia cruzada. Se debe comprobar periódicamente en las zonas donde se use el control químico, la susceptibilidad del *Ae. aegypti*. Es particularmente importante establecer desde el primer momento una línea básica del nivel de susceptibilidad para poder comparar con las medidas que se obtengan más tarde, de modo que se pueda demostrar un cambio hacia la resistencia.

El realizar pruebas para comprobar el efecto en el campo (se discute en una sección posterior) es un medio práctico para evaluar la susceptibilidad al insecticida, aunque es necesario realizar pruebas en el laboratorio para obtener una medida precisa de los niveles de susceptibilidad. Como una advertencia hay que notar que existen variables que pueden afectar la reacción a un análisis de un insecticida. Todas las siguientes lo hacen: La estación del año, las condiciones de nutrición, el tiempo transcurrido desde que se alimentaron con sangre, la etapa de desarrollo del huevecillo y la edad.

Para contrarrestar los problemas de resistencia en una operación de control del *Ae. aegypti* se puede reducir la intensidad de la selección del producto químico, reduciendo la frecuencia de las aplicaciones y el alcance de la aplicación del plaguicida a la zona mínima en que se quiere eliminar la enfermedad, utilizando métodos alternos para suplementar el control químico, como la reducción de las fuentes propicias para la cría siempre que sea posible.

Peligros para la salud y consideraciones de seguridad: El uso de plaguicidas para controlar el *Ae. aegypti* requiere una precaución para garantizar la seguridad del público y del equipo que rocia. La mayor posibilidad de exposición del público se produce cuando se usan lar-

vicidas. En los programas de control del *Ae. aegypti* la aplicación directa de larvicidas en los habitats de criaderos domésticos, frecuentemente, en residencias donde hay niños y animales requiere precauciones extremas. En las aplicaciones de adulticidas el público experimenta solamente una exposición temporal a las gotitas que caen desde un avión; la experiencia hasta hoy indica que no han ocurrido efectos adversos contra la salud seguido de una aplicación aérea de volumen ultra-bajo sobre una zona extensiva. En un estudio sobre el gente que trabajaba en un ambiente urbano durante una operación de control de emergencia a gran escala, se determinó que el riesgo para la salud humana no ofrecía preocupación. Como una medida de precaución, en caso de que por accidente se derrame un insecticida concentrado, el director médico de salubridad local, debe tener conocimiento del tipo de insecticida que se ha usado en los esfuerzos para controlar un vector. A través del director médico se podría notificar al centro local de envenenamiento y a los salones de emergencia de los hospitales en caso de un accidente; de este modo estos organismos podrían estar mejor preparados para atender a los casos sospechosos de envenenamiento.

El equipo que rocía, está en contacto regularmente con insecticidas de grado técnico y puede experimentar contaminación por la piel así como exposición a los aerosoles. Corren un gran riesgo los obreros que llenan las máquinas de VUB, los hombres que operan las máquinas y los que aplican las larvicidas en el campo. Si se usan organofosfatos en los programas de control se les debe hacer análisis frecuentes de los niveles de colinesterasa como se sugiere, a todas aquellas personas que estén en contacto directo con los insecticidas. (Vea el Apéndice V para obtener información sobre los análisis de colinesterasa) Para evitar la contaminación a través de la piel deben usar guantes protectores apropiados, delantales y botas, todas aquellas personas que manipulen materiales de grado técnico. Se ha demostrado que en los hombres que rocían la actividad de la colinesterasa se reduce cuando éstos reciben un grado alto de exposición a los rocíos diluidos; y que otros organofosfatos pueden producir los mismos efectos. En los programas de adiestramiento se debe hacer hincapié en el peligro de ingerir accidentalmente al comer o beber el insecticida cuando se hacen estas actividades durante la rutina del trabajo; y también debe ser parte de la supervisión la manera de conducirse del personal cuando trabaja a riesgo de exponerse.

Las operaciones de adulticidas, especialmente por avión, pueden presentar un inconveniente para ciertas especies de animales (no-blancos) que no son objeto de las operaciones. Las abejas son especialmente susceptibles a algunos insecticidas aplicados cuando las abejas están activas. La mayoría de los rocíos aéreos de volumen ultra-bajo para uso de la salud pública no han producido daños serios a las colonias de abeja porque se han usado dosis bajas. Es importante notificar a los apicultores sobre las aplicaciones que se planeen; ya que éstos pueden proteger las colmenas cambiándolas de lugar, cerrándolas o echando a andar los surtidores de agua sobre las colmenas, antes del amanecer (cuando se hace el rociado temprano por la mañana) para mantener a las abejas adentro durante el tiempo que dure la aplicación. Se debe pedir con-

sejo sobre los métodos para proteger las abejas a la asociación de apicultores y a las estaciones de agricultura experimentales del estado. Durante los últimos 10 años, han muerto algunos pocos peces que se encontraban en aguas cálidas de poca profundidad, donde parecía haber otros elementos en el ambiente que afectaban a los peces antes de aplicarse el insecticida.

Se debe solicitar la asistencia y cooperación de ambientalistas competentes, de especialistas en pesca y caza y de biólogos al planear medidas de control en áreas donde las prácticas de control del mosquito pudieran interrumpir unos ecosistemas delicados.

EVALUACION DE LAS MEDIDAS PARA EL CONTROL

La evaluación es necesaria, independientemente del tipo de medida de control que se use, para determinar la efectividad y proporcionar la información para decidir sobre la metodología, los insecticidas, la calidad y la cantidad de trabajo, las fechas de los ciclos de rocíos y otros aspectos del control. La evaluación puede suministrar una comprobación de la efectividad o puede demostrar las razones del fracaso. Cuando ocurre un fracaso, el uso de unas medidas de evaluación, cuidadosamente, planeadas y ejecutadas proporcionará los datos para seleccionar y planear otras alternativas.

Evaluación de las Actividades de Reducción de las Fuentes

Los programas de reducción de fuentes que utilizan campañas de limpieza en zonas pequeñas, normalmente, de menos de 100 cuadras, son más simples de evaluar que aquellos que cubren áreas mayores, donde los esfuerzos se pueden prolongar a un período de semanas o meses. La implementación de campañas en áreas pequeñas (con 1 ó 2 días para la recogida de los recipientes desechados) se debe impulsar por esta razón.

Uno de los métodos básicos que se usan en la reducción de fuentes es la inspección detallada de los lugares antes y después de las limpiezas para descubrir todos los recipientes que puedan servir de criaderos para las larvas del *Ae. aegypti*. Esto se logra de una mejor manera si se hace con dos equipos por separado a los que se les da un adiestramiento especial sobre las técnicas de inspección y de reconocimiento en el campo del *Ae. aegypti*. El personal que se emplea en las actividades de reducción de las fuentes se puede también utilizar en las inspecciones generales de todos los locales, pero la información que se reuna en dichas inspecciones es mucho menos detallada. Un equipo evaluador se puede concentrar en inspecciones detalladas de una muestra o quizá del 10% de los locales en el área de la campaña de limpieza. La comparación de los datos de las inspecciones hechas antes y después de la limpieza demuestran los resultados inmediatos de los esfuerzos. Contando el número de posibles fuentes de larvas antes y después de la limpieza, se logra una medida de la efectividad de los esfuerzos y se sabe el número de posibles fuentes que quedan en el área. La distinción entre los diferentes tipos de recipientes cuando se hace la inspección permite valorar el efecto relativo de cada uno de los tipos de recipientes. Si se encuentra un gran número de un cierto tipo de recipiente después de la limpieza, se deben aumentar los esfuerzos para convencer a la gente para que elimine ese tipo en particular cuando se hagan limpiezas en el futuro. Se debe incluir entre los datos, si se encontró o no, agua y larvas en los recipientes, ya que esta información permite tomar decisiones sobre la relativa importancia de un tipo en particular de recipiente que acumula agua y produce *Ae. aegypti*.

La obtención de muestras del *Ae. aegypti* adulto, antes y después de las campañas de limpieza puede proporcionar algún índice del efecto de la reducción de fuentes de productividad en el área, si se ha hecho el trabajo durante la estación apropiada, y si al mismo tiempo se

han obtenido de forma parecida en las áreas cercanas donde no se logró reducir las fuentes. Aunque debido a las dificultades que acarrea, sin embargo, sería probablemente mejor, concentrarse en medir los cambios en el número de recipientes y la cantidad de larvas producidas.

Evaluación del Control Químico

La evaluación de las medidas de control químico requiere una variedad de métodos que incluye: La recolección de muestras de la población, pruebas biológicas de los mosquitos enjaulados, la revisión de muestras de rocíos aerosoles o de los depositos que dejan las aplicaciones de rocíos. Cada uno de estos métodos da cierta información sobre las medidas de control químico empleadas y las limitaciones que tiene cada una. El resultado de las pruebas que se hagan con las muestras de la población puede sugerir que una aplicación de un insecticida fue efectiva pero la misma disminución en número puede causarla también otros factores, tales como los cambios climatológicos o los errores en las muestras de prueba.

Pruebas biológicas de los mosquitos enjaulados puede sugerir que la aplicación de un rocío es efectiva, pero puede que sea, solamente, un índice de la mortalidad de los mosquitos en jaulas, en el microhabitat en que se encuentran; mientras que los mosquitos selváticos pueden evitar el rocío buscando un microhabitat más protegido. Las muestras de las gotas del rocío o los residuos indican el grado en que se ha cubierto un área rociada; pero no indican si el rocío mató a los mosquitos o no.

Cada uno de estos métodos se describe a continuación. Se deben usar todos para proporcionar una evaluación del efecto de las medidas de control químico en el *Ae. aegypti*.

Muestras de la población: Una manera corriente de evaluar la efectividad del control químico es el tomar muestras de la población antes y después de una aplicación y comparar los resultados. (La información detallada de cómo tomar muestras de la población del *Ae. aegypti* aparece en la sección sobre vigilancia). Se debe poner cuidado de tomar muestras de todos los segmentos representativos de la población y de que el método de hacerlo sea igual y uniforme en las diferentes áreas que se comparan, lo mismo que en la recogida de las muestras antes y después del tratamiento.

En un tipo corriente de encuesta de mosquitos adultos, se anota el número de *Ae. aegypti* que se encuentre dentro o fuera de las casas o en otros refugios. Las casas que se seleccionen para la encuesta pueden ser sistemáticas; ej. una casa sí y una no, cada 4 cuadras (Tinker, 1964), o al azar (Tinker y Hayes, 1959). Con cualquier método que se use, las muestras se deben de recoger de las casas en diferentes partes de las afueras, zonas de los pueblos, distintos tipos de casas y de los diversos grupos socioeconómicos, para que la obtención de las muestras sea imparcial. Para que también proporcione da-

tos para comparaciones se debe seguir exactamente el mismo método en la encuesta preliminar que en la posterior al tratamiento. El número total de muestras que se recoja depende del grado de precisión que se exija. Por ejemplo, un método simple de evaluar el procedimiento de control las larvas, podría ser el establecer un índice de locales (% de locales con un recipiente por lo menos) de una parte de las casas dentro del área trabajada. El índice de post tratamiento se puede establecer tomando como base una encuesta de las mismas casas después de la aplicación. La diferencia entre los dos porcentajes proporciona un cálculo de la efectividad del control. Para lograr un método más preciso para evaluar el procedimiento de control se determina el número de recipientes positivos por cada 100 casas dentro de la zona del tratamiento antes y después de la aplicación. Este último procedimiento proporciona una información más detallada sobre el tamaño de la población pero lleva mucho más tiempo.

Es más difícil evaluar el efecto de las aplicaciones de adulticidas usando la recogida de muestras que evaluando las aplicaciones de larvicidas. La población adulta dentro de un refugio dado puede variar considerablemente de un día a otro, y por esta razón es importante que se tomen las muestras a la misma hora del día en cada uno de varios días antes de la aplicación para determinar la variación que se espere diariamente en el número que se recoja. A la vez, se deben tomar muestras similares en áreas que se puedan comparar y que no se rocien como una comprobación con las que ya se hayan fumigado. Se deben tomar las muestras inmediatamente a continuación de la aplicación del rocío para que el efecto del insecticida quede bien claro y no se confunda por los nuevos mosquitos que surjan o emigren.

Pruebas biológicas: Las pruebas biológicas hechos con mosquitos adultos o larvas son unos instrumentos de gran utilidad para contestar muchas preguntas sobre la efectividad de las aplicaciones de un rocío. Colocando los mosquitos enjaulados en un lugar particular y a una hora específica, de modo que estén expuestos a las aplicaciones del rocío, se puede determinar la mortalidad de los mosquitos en la jaula; ya que proporciona una forma de calcular la mortalidad que se puede esperar entre los mosquitos en la interperie que están recibiendo al mismo tiempo una dosis similar. Se pueden sacar conclusiones sobre el efecto de una aplicación de rocío, usando las cajas de referencia de las zonas sin rociar, que se colocan al mismo tiempo que las de las zonas rociadas; así como limitando las muestras de los mosquitos que se capturen a la interperie antes y después de la aplicación de rocío.

Tinker, M. E., 1964. Larval habitat of *Aedes aegypti* in the United States. Mosq. News 24(4):426-432.

Tinker, M.E., and G.R. Hayes, Jr., 1959. The 1958 *Aedes aegypti* distribution in the United States. Mosq. News 19 (2): 73-78.

La mortalidad que se registre entre un número adecuado de mosquitos en cada una de las jaulas que se coloquen tanto en la zona rociada como en la zona de comprobación que no se fumiga, puede proporcionar un índice de la susceptibilidad al insecticida que se está usando de la calidad del rocío que producen las maquinas de rociar o la penetración de un rocío en un microhabitat en particular. Las pruebas biológicas también pueden proporcionar los medios para evaluar si la forma en que el personal que fumiga es la correcta para cubrir por completo las zonas asignadas.

En la práctica, es mejor usar por lo menos 30 adultos en cada jaula (100 sería mejor). Las jaulas se pueden construir solamente de malla de alambre galvanizado o se pueden hacer cubriendo con tul de nilón los extremos de un tubo de cartón fuerte, como los que se usan para el encofrado de las columnas de concreto. Unos tubos de 6 pulgadas de diámetro cortados en secciones se pueden utilizar para esto con buenos resultados y después desecharlos. Las jaulas se sitúan en el campo antes de la aplicación del rocío; una hora después de la exposición se colocan en un área de espera, donde se dejan por 24 horas, antes de determinar la mortalidad.

Las aplicaciones de larvicidas o los residuos se pueden probar colocando las larvas en canastitas de malla de alambre fino. Se deben colocar por lo menos 30 larvas (preferiblemente 100) en cada cesta y colocar éstas dentro del agua del habitat larval para hacer la prueba; después de que transcurran 24 horas se puede determinar la mortalidad. Esto se puede repetir en el mismo recipiente durante un período de varios días o semanas para precisar la vida residual de un insecticida en ese recipiente. Se debe usar una cantidad suficiente des canastitas des pruebas biológicas de diferentes tipos de recipientes tanto en las zonas fumigadas como en las que no lo estan para poder evaluar el efecto de las aplicaciones de larvicidas. Otro método de prueba biológica larval es el uso de vasos de cartón con agua y larvas que se utilizan para evaluar la uniformidad con que cubre la aplicación del rocío. Los vasos se pueden colocar en el habitat larval o debajo de la vegetación o en otros lugares que obstruyan la penetración del insecticida dentro del microhabitat en cuestión. Este método es especialmente útil donde se encuentren acumulaciones de grandes fuentes de *Ae. aegypti*, como en los patios con trastos o los patios donde haya neumáticos.

Muestras de aplicaciones de rocíos: La teoría de control de los mosquitos adultos con una aplicación de VUB de un plaguicida consiste en inundar un espacio con millones de gotitas para asegurarse de que toquen a cada uno de los mosquitos. Si las gotas de rocío son demasiado pequeñas puede volarlas el viento antes de que lleguen a los mosquitos. Las gotas grandes, por otro lado, no penetran a través de la vegetación apropiadamente y también pueden estropear la pintura. El control del *Ae. aegypti* con el VUB depende del tamaño correcto de las gotas como lo requiere la etiqueta del plaguicida. Para evaluar el tamaño de las gotas, éstas se miden y el diámetro

promedio de la masa (DPM) de la muestra se calcula de los datos de la medida.

Los procedimientos para probar el aerosol de VUB se suministran en un folleto técnico que da el fabricante de insecticida. El administrador de las operaciones de rocío de VUB debe tener a su disposición la información técnica y estar completamente familiarizado con el uso de cada insecticida. Brevemente, el procedimiento de prueba se logra recogiendo gotas del aerosol en una lámina para el microscopio. Las láminas se deben cubrir primero con silicone (Dri-film*) o con teflón** para retardar la tendencia de las gotas a extenderse o a perder su forma original.

Las muestras de las gotas de rocío de VUB que caen en la tierra se recogen amarrando una lámina a un palito y balanceándola rápidamente a través del rocío para recolectar suficiente pero no un excesivo número de gotas. Es importante, intentar la obtención de un número representativo de muestras de todas partes de la nube de rocío, para lograr una valoración exacta.

La lámina se lleva al laboratorio y se ve bajo un microscopio compuesto de alta fuerza (400x). Se necesita obtener el diámetro de 200 gotas en cada lámina, usando un micrometro ocular para medir gotas. Utilizando los métodos que aparecen en el manual del fabricante se puede calcular el DPM y el porcentaje de las gotas de diferentes tamaños y compararlo con los requisitos en la etiqueta.

El resultado del cómputo de DPM es un índice de la capacidad funcional del equipo, y por ende, del programa de rocío. Si el DPM es incorrecto, normalmente se corregirá el problema ajustando la máquina o cambiando la boca. Hay que hacer pruebas periódicas cuando se llevan a cabo reparaciones grandes para asegurarse que se siguen las exigencias de la etiqueta.

Para probar las muestras de la aplicación aérea de VUB, se colocan horizontalmente unas láminas cubiertas (con silicone o teflón), en áreas al descubierto para que el rocío las moje. Se usan también tarjetas teñidas para evaluar lo que cubre el rocío y primordialmente para supervisar si el rocío cubre por completo todas las áreas.

*Trademark - General Electric Company.

**Trademark - E.I. DuPont de Nemours Company, Inc.

CONTROL DURANTE LOS BROTES DE ENFERMEDADES

Cuando en un área existen casos de dengue o de fiebre amarilla, hay que cambiar las bases de los esfuerzos de control. Se necesitan medidas diferentes de control y debe haber una reacción rápida ante los cambios de condiciones. En los lugares donde las únicas medidas de control son los esfuerzos por reducir las fuentes y quizá los larvicidas en sitios especiales como donde se acumulen llantas viejos de automóviles o en los rastros de piezas de autos y en los cementerios habrá necesidad de aplicar adulticidas en las zonas donde se informe que existen casos, así como en las áreas colindantes donde existan poblaciones de *Ae. aegypti* aún antes de que se haya informado de caso alguno. Las variaciones en los patrones de aparición de la enfermedad pueden requerir cambios rápidos en zonas en que se tengan fechas señaladas para fumigar; y así, poder matar a los mosquitos infectados, lo mismo que a los que se podrían infectar con las personas víricas que estén en el área. Durante los períodos de transmisión de la enfermedad, sería conveniente que se continuaran y hasta que se ampliaran los programas de reducción de fuentes y de exterminio de larvas; pero donde los recursos fueran limitados sería necesario discontinuarlos dándole preferencia a los esfuerzos con adulticidas.

Dado que no existe, actualmente, ninguna vacuna contra el dengue, las únicas medidas de control que se pueden realizar contra los mosquitos son el evitarlos y excluirlos del contacto con las personas víricas. Estas dos medidas se pueden lograr solamente con un público bien informado. Por esta razón, se deben coordinar los esfuerzos para proporcionarle a los medios de información los últimos datos concernientes al estado de la enfermedad en el área y a los métodos que la gente puede emplear para evitar el *Ae. aegypti* y eliminar los criaderos dentro y fuera de las viviendas.

El acceso a una vacuna efectiva contra la fiebre amarilla hace posible que se pueda proteger a la población humana a través de un programa de inmunización en masa. Aunque, desafortunadamente, toma tiempo para inmunizar a un gran número de gente y durante este período habrá necesidad de controlar el mosquito adulto para prevenir o reducir la transmisión del virus. Ya que con la enfermedad va asociada una mortalidad substancial, es imperativo que se realicen operaciones con adulticidas para mosquitos, en las zonas urbanas donde se está transmitiendo la fiebre amarilla.

Durante una epidemia es muy necesario que se coordinen las actividades relacionadas con la vigilancia o control de la enfermedad y de la población de vectores. Todas las actividades en una ciudad o región deben ser conocidas y la información al alcance compartida. Esto se podría lograr de mejor manera a través de un grupo coordinador formado por individuos claves de cada organismo o disciplina que tuviera que ver con la epidemia, de modo que nombrando a una sola persona como vocero se lograría tener al público informado. Se debe adoptar un criterio sobre la prioridad entre rociar u otras actividades en áreas que estén en gran necesidad o en las que se tenga la mayor oportunidad de éxito. Habrá que decidir sobre problemas especiales cómo si se fumiga o no en áreas en que se están presentando casos, pero que tienen una

vulnerabilidad particular a los insecticidas por tener una población de colmenas establecida.

Una de las tareas más difíciles durante un brote de dengue o fiebre amarilla es tomar decisiones basándose en una información limitada. En las primeras fases de un brote, normalmente, sólo hay casos clínicos sospechosos y a menudo éstos son escasos y diseminados por un amplio territorio. Los médicos que no estén familiarizados con estas enfermedades pueden confundirlas con otras variedades de infecciones virales y no informar al respecto o no obtener muestras de sangre de los pacientes para diagnosticar. Si se obtienen muestras de sangre, con frecuencia pasan varias semanas antes de que los resultados estén listos en el laboratorio, lo mismo con el suero de los casos agudos como de los convalecientes que se necesita para medir la reacción de los anticuerpos a la infección. Una vez que se haya confirmado la existencia de unos cuantos casos en el área, los casos clínicos sospechosos proporcionarán la guía más útil para dirigir los esfuerzos de control. Comúnmente, los datos sobre los casos confirmados no se tendrán al acceso hasta varias semanas después de ocurrida la transmisión, para entonces, ya demasiado tarde es para que puedan ser útiles para ayudar a decidir sobre los esfuerzos de control. Los primeros datos para guiarse al tomar decisiones sobre qué zonas fumigar y con qué frecuencia son los que proporcionen el número de casos sospechosos y los informes de vigilancia del *Ae. aegypti*. Se debe hacer todo lo posible por rociar con adulticidas dentro de un radio de 500 pies de las residencias de cada uno de los casos informados en las zonas en que se haya informado de un número relativamente pequeño de casos. Donde haya tantos casos que el número no permita la fumigación individual, se deben rociar en su totalidad los vecindarios o las comunidades. En cualquiera de los dos casos, se deben hacer, por lo menos, dos aplicaciones de adulticidas en el área durante la misma semana en que se informen los casos. Se debe continuar con el rociado hasta que no se informe de ningún otro caso o tratándose de la fiebre amarilla hasta que la inmunización de los individuos se haya prácticamente terminado.

Ilustración I: Plancheta de la larva de *Aedes aegypti* (ver el texto de la introducción) para el estudio de cada una de las partes.

Ilustración II: Cabeza de *Aedes aegypti* (ver el texto)

Ilustración III: Detalle de *Aedes aegypti* (ver el texto)

Ilustración IV: Cabeza de *Aedes aegypti* (ver el texto)

Ilustración V: Cabeza de *Aedes aegypti* (ver el texto)

Ilustración VI: Cabeza lateral del larva del mosquito

1. Ilustración pictórica de *Aedes aegypti* (ver el texto de la introducción) para el estudio de cada una de las partes.

APENDICES

I-VI

2. Ilustración pictórica de *Aedes aegypti* (ver el texto de la introducción) para el estudio de cada una de las partes.

3. Ilustración pictórica de *Aedes aegypti* (ver el texto de la introducción) para el estudio de cada una de las partes.

4. Ilustración pictórica de *Aedes aegypti* (ver el texto de la introducción) para el estudio de cada una de las partes.

Uso de las ilustraciones pictóricas de la larva de *Aedes aegypti*

En la Ilustración I se presentan y describen las estructuras de importancia para la identificación de la larva de *Aedes aegypti*. Examine las antes de seguir con la Ilustración pictórica de larvas de *Aedes aegypti*. El propósito principal es aprender las características de las larvas para poder comparar el espécimen con la Ilustración.

Examine la Ilustración pictórica (ver el texto) para aprender cuanto más sobre las características que sirven para identificar y sobre el uso de las Ilustraciones pictóricas. En esta Ilustración, aprende a lo alto, entre otras cosas, las características importantes para ver cual descripción coincide con el espécimen. Siga después hacia abajo de la misma forma hasta que el espécimen sea identificado. Esta Ilustración es válida solamente para las especies incluidas y si una especie no representada en ella es identificada, la determinación se considerará incorrecta. O sea, después de que se haya terminado el período de orientación inicial es más satisfactorio el uso de la Ilustración pictórica *Aedes aegypti* que incluye especies adicionales de *Aedes aegypti* que pueden ser encontradas en recipientes.

Uso de las Ilustraciones pictóricas de *Aedes aegypti* Adulto

En la Ilustración II se da la anatomía del mosquito adulto, indicando las diferentes partes del cuerpo que sirven para la identificación del mosquito adulto. Ilustraciones III a VI presentan las diferencias que se notan entre las apéndices de la cabeza del mosquito

APENDICE I: Claves para los Mosquitos Asociados con el *Aedes aegypti*

- Ilustración I: Diagrama de la larva de *Aedes aegypti*
- Ilustración II: Diagrama del mosquito adulto de *Aedes aegypti*
- Ilustración III: Cabeza de *Anopheles* hembra
- Ilustración IV: Cabeza de *Anopheles* macho
- Ilustración V: Cabeza de *Culex* hembra
- Ilustración VI: Cabeza de *Culex* macho
- Ilustración VII: Vista lateral del tórax del mosquito

1. Ilustración Pictórica Para Algunas Larvas de Mosquito que se hallan en Envases Artificiales
2. Clave de las Larvas de Mosquitos que se encuentran en Recipientes
3. Ilustración Pictórica Para Algunos Mosquitos Adultos Comunes Asociados con *Aedes aegypti*
4. Clave Para los Mosquitos que se crían en Recipientes

Uso de las Ilustraciones Pictóricas de Larvas de Mosquito

En la Ilustración I se presentan y describen las estructuras de importancia para la identificación de la larva de *Aedes aegypti*. Estúdielas antes de seguir con la ilustración pictórica de larvas de mosquito. El propósito principal es aprender las características de las larvas para poder comparar el espécimen con la ilustración.

Emplee la ilustración pictórica (Página 48) para aprender cuanto más sobre las características que sirven para identificar y sobre el uso de las ilustraciones pictóricas. En esta ilustración, empiece a lo alto, escoja entre dos o tres características importantes para ver cual descripción coincide con el espécimen. Siga después hacia abajo de la misma forma hasta que el espécimen sea identificado. Esta ilustración es válida solamente para las especies incluidas y si una especie no representada en ella es identificada, la determinación se considera incorrecta. O sea, después de que se haya terminado el período de orientación inicial es más satisfactorio el usar las ilustraciones *dichotomous* (Páginas 49-58) que incluyen especies adicionales de mosquito que posiblemente se encuentren en recipientes.

Uso de las Ilustraciones Pictóricas del Mosquito Adulto

En la Ilustración II se da la anatomía del mosquito adulto, indicando las diferentes partes del cuerpo que sirven para la identificación del mosquito adulto. Ilustraciones III a VI presentan las diferencias que se notan entre las apéndices de las cabezas del mosquito

adulto del *Culex* macho y hembra que sirven para distinguirlas de los *Anopheles* y para comparación con el *Aedes aegypti*.

Así como se obtiene más experiencia en la identificación de los mosquitos, la presencia de cerdas espiraculares y cerdas post espiraculares y ocasionalmente las cerdas mesoespimerales inferiores podrán ser una ayuda muy útil (Ilustración VII). En los mosquitos que han perdido parte de sus escamas estas características frecuentemente son más fáciles de encontrar.

La Ilustración Pictórica (Página 59) debe usarse de la misma forma que la clave de las larvas de mosquitos. Las ilustraciones *dichotomous* (Páginas 60-66) que siguen deben emplearse después de haberse familiarizado uno con las características presentadas en las Ilustraciones Pictóricas. Las ilustraciones también pueden servir para comprobar las clasificaciones hechas anteriormente. Si uno desea trabajar con claves más detalladas y complicadas, se recomienda el obtener "*Mosquitoes of North America*", Carpenter y La Casse, u otros estudios que se nombran en la lista de Referencias Selectas. El uso de diversas claves y diferentes características hace más interesante el trabajo de identificar mosquitos y también aumenta la competencia del técnico de salud pública.

Ilustración 1. Diagrama de la larva de *Aedes aegypti*

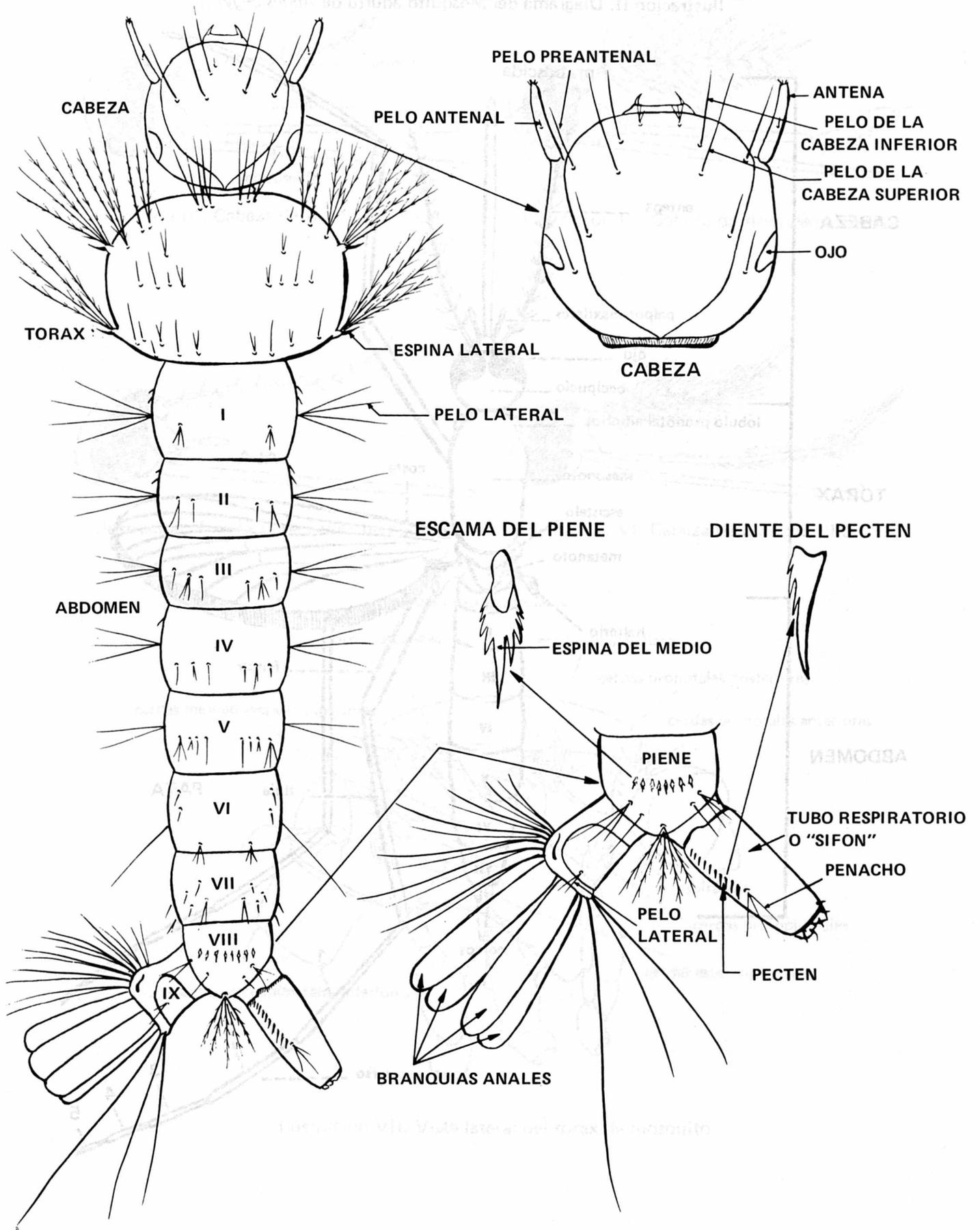
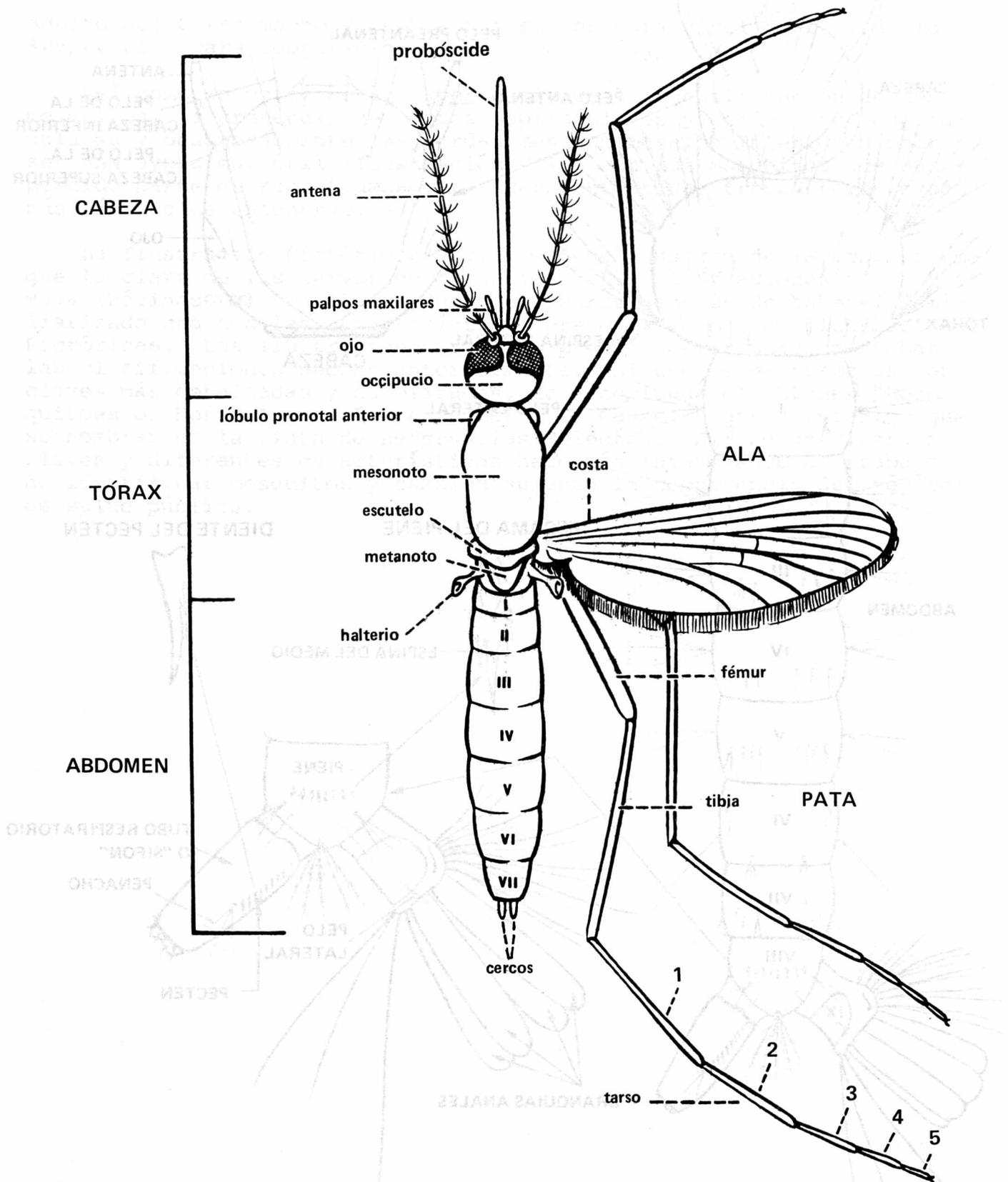


Ilustración II. Diagrama del Mosquito adulto de *Aedes aegypti*



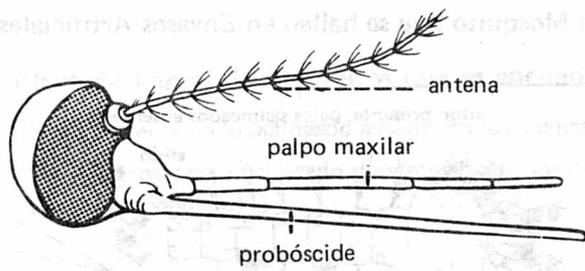


Ilustración III. Cabeza de *Anopheles* hembra

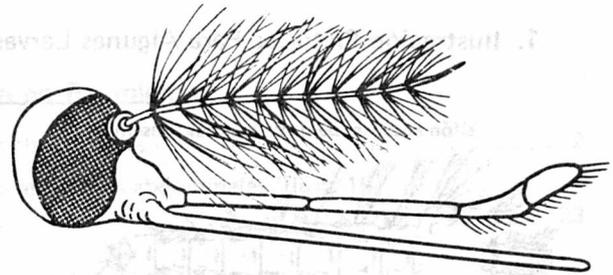


Ilustración IV. Cabeza de *Anopheles* macho

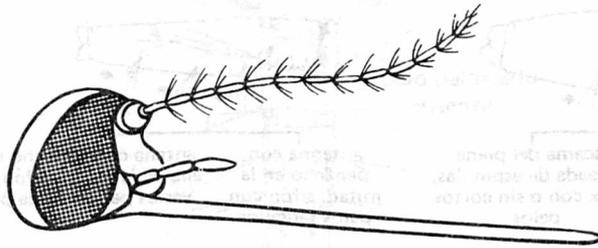


Ilustración V. Cabeza de *Culex* hembra

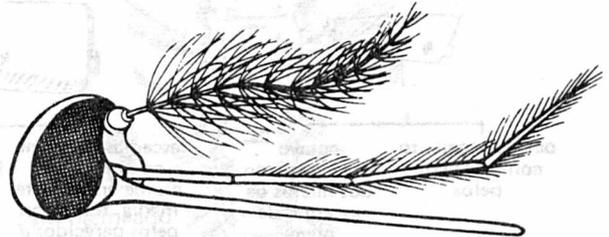


Ilustración VI. Cabeza de *Culex* macho

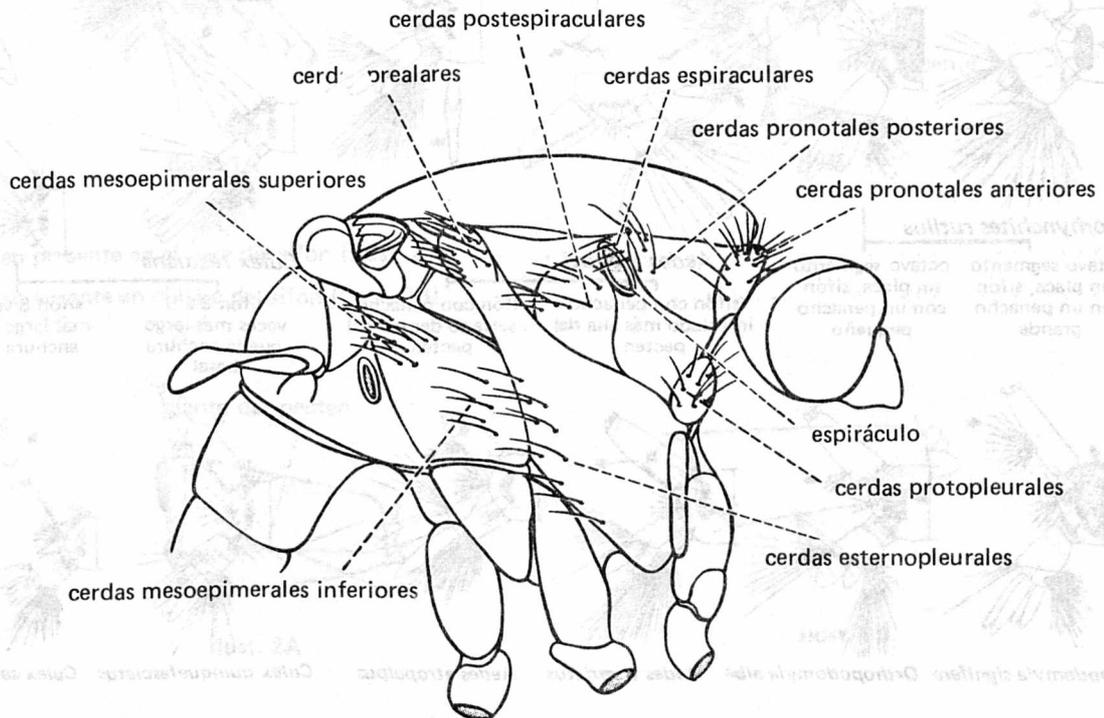
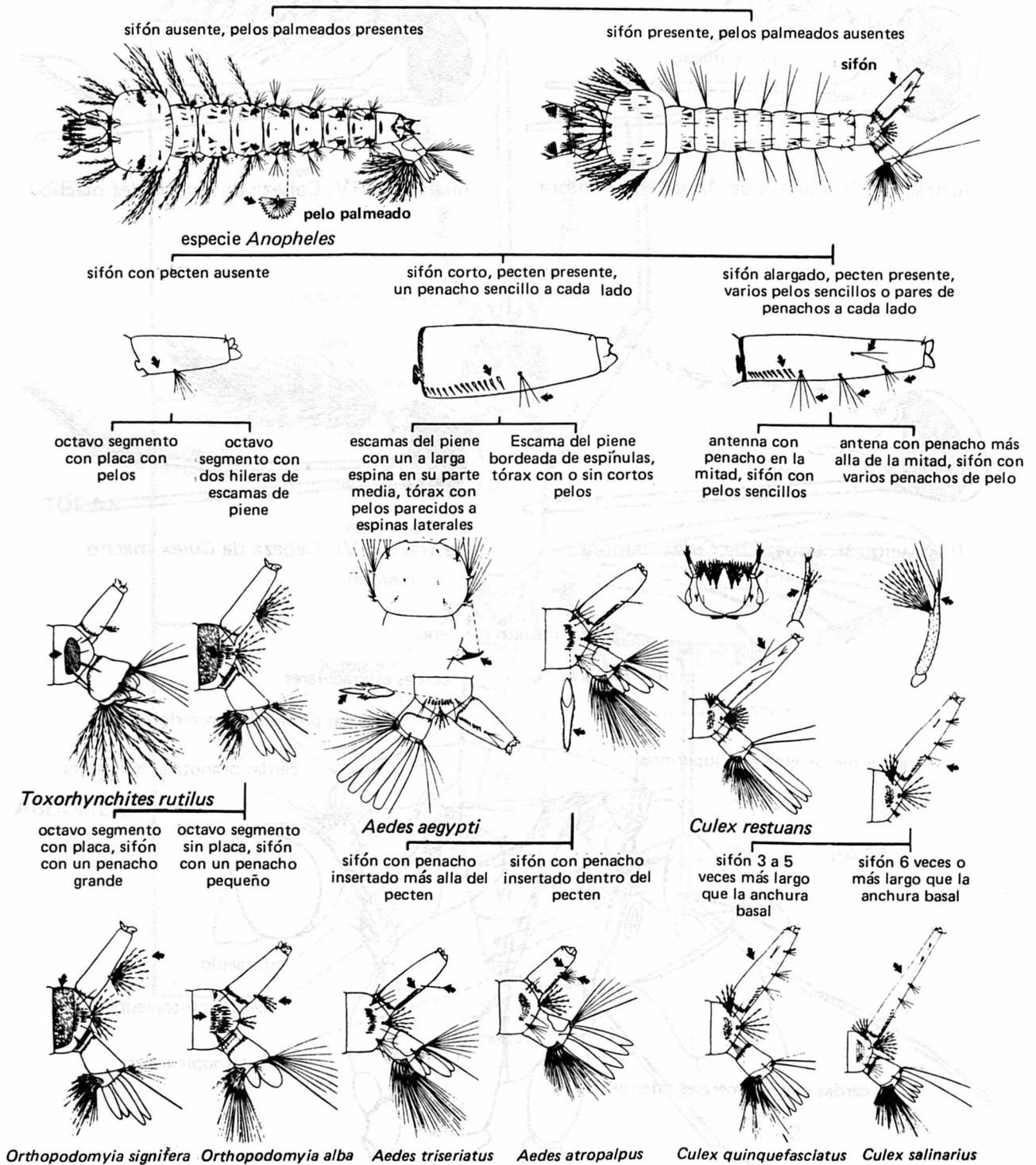


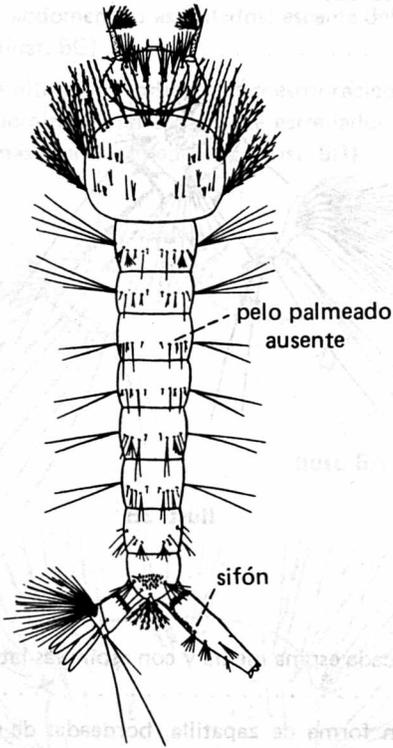
Ilustración VII. Vista lateral del torax de mosquito

1. Ilustración Pictórica Para Algunas Larvas de Mosquito que se hallan en Envases Artificiales.

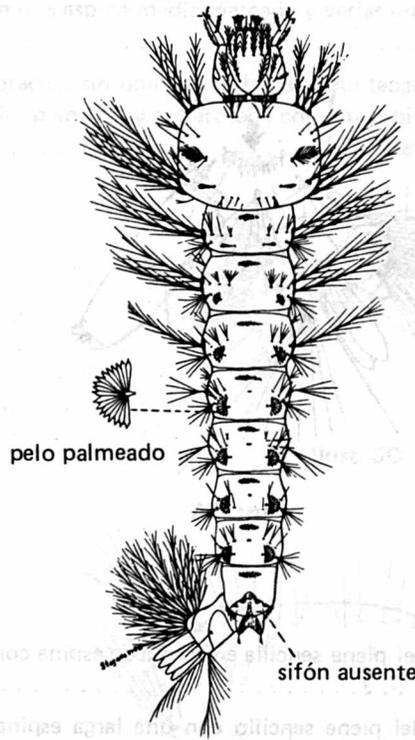


2. Clave de Larvas de Mosquitos que se encuentran en Recipientes

1. Sifón presente; pelo palmeado ausente de los segmentos abdominales (Ilus. 1A)2
 Sifón ausente; pelo palmeado presente en algunos de los segmentos abdominales (Ilust. 1B)
 (Género *Anopheles*)23

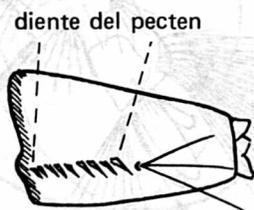


Ilust. 1A

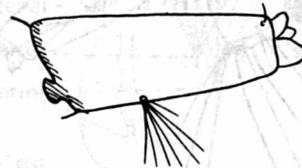


Ilust. 1B

2. Pecten presente en el base del sifón (Ilust. 2A)3
 Pecten ausente en el base del sifón (Ilust. 2B)21

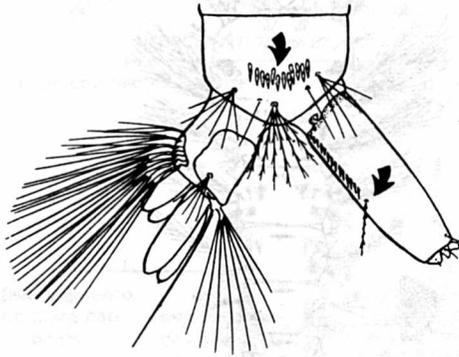


Ilust. 2A

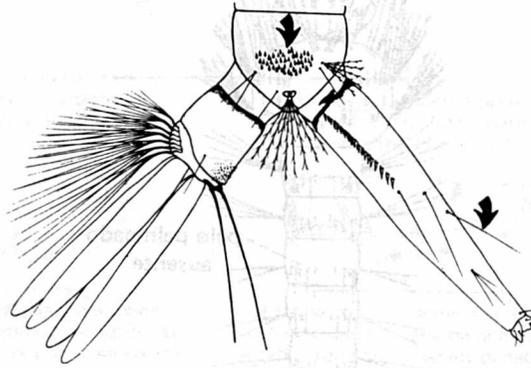


Ilust. 2B

3. Sifón con no más de un pelo o penacho a cada lado; octavo segmento abdominal con una a tres hileras de 6 a 21 escamas de peine (Ilust. 3A); (de 21 a 58 para *Aedes atropalpus*) 4
- Sifón con varios pares de penachos o pelos sencillos a cada lado; octavo segmento con muchas (30 a 60 ó más) escamas del peine formado una mancha triangular (Ilust. 3B) 13

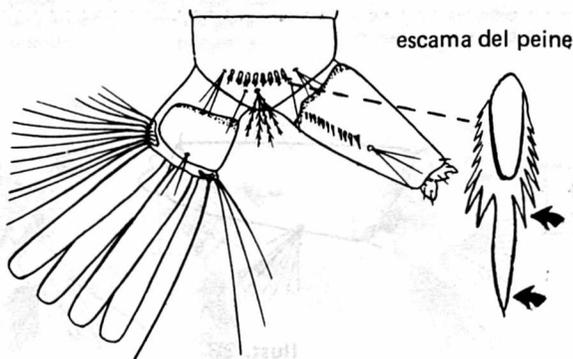


Ilust. 3A

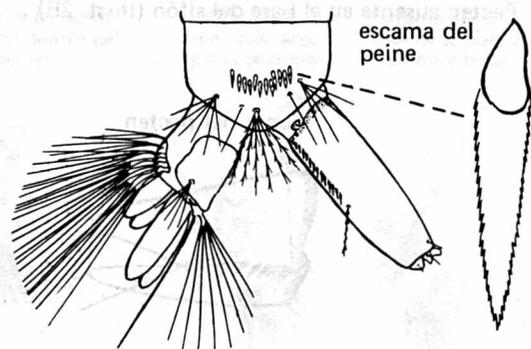


Ilust. 3B

4. Escamas del peine sencilla en forma de espina con una marcada espina media y con espinulas laterales gruesas (Ilust. 4A) 5
- Escamas del peine sencillo con una larga espina apical en forma de zapatilla, bordeadas de espinulas que tienen aproximadamente igual longitud en forma de franja y sin espinas laterales gruesas (Ilust. 4B) 7

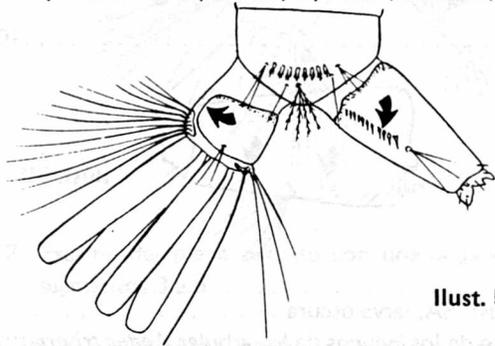


Ilust. 4A

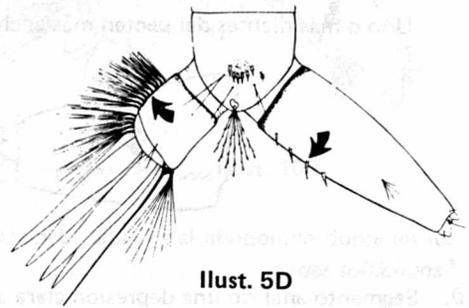


Ilust. 4B

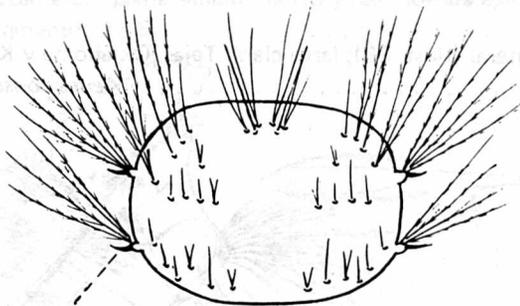
5. Muchos dientes del pecten presente en el sifón; segmento anal no completamente rodeado por la placa esclerosada (Ilust. 5A); tubo respiratorio delgado, pelos preantenas sencillos o múltiples (Ilust. 5C)
- Pocos dientes del pecten presente en el sifón; segmento anal completamente rodeado por la placa esclerosada (Ilust. 5D); tubo respiratorio grueso; pelos preantenas múltiples (Ilust. 5F) *Psorophora confinnis**
*Psorophora columbiae**
6. Grupos múltiples de tubérculos mesotorácico y metatorácico con una espina larga y punteaguda (Ilust. 5B); pelos del abdomen no estrellados; escama del peine con una espina media marcada y varias espinulas cortas y gruesas (Ilust. 5G) *Aedes aegypti*
- Grupos múltiples de tubérculos mesotorácico y metatorácico sin una espina larga y punteaguda (Ilust. 5E); pelos abdominales marcadamente estrellados; escama del peine muy esclerosada con una espina media aguda y una o más espinulas pequeñas (Ilust. 5H) *Aedes mediiovittatus*



Ilust. 5A

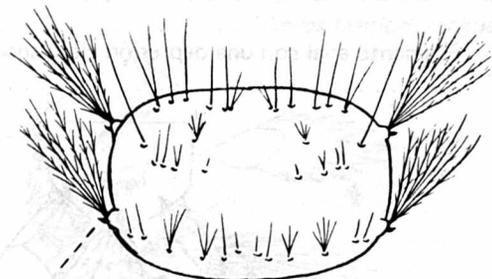


Ilust. 5D



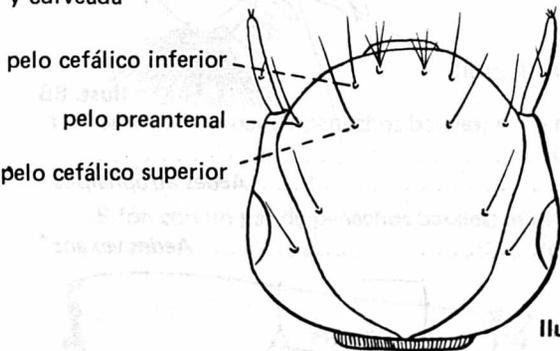
Ilust. 5B

espinula lateral largo y curvada



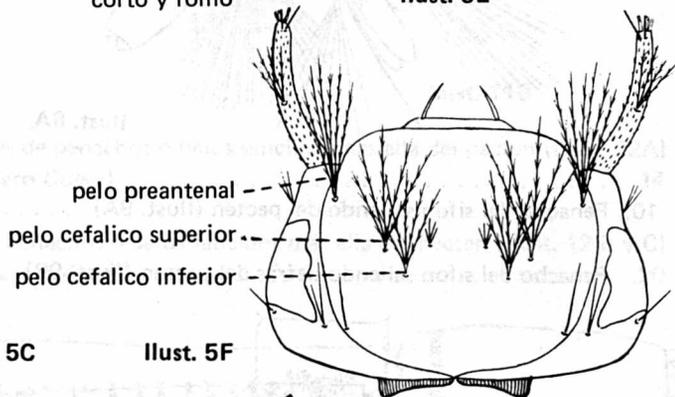
Ilust. 5E

espinula lateral corto y romo



Ilust. 5C

pelo cefálico inferior
pelo preantenal
pelo cefálico superior



Ilust. 5F

pelo preantenal
pelo cefálico superior
pelo cefálico inferior



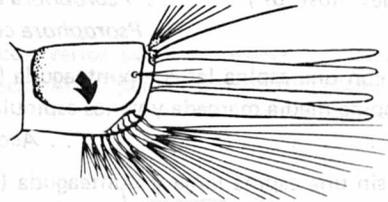
Ilust. 5G



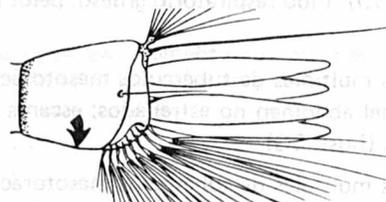
Ilust. 5H

*Usualmente no se encuentran en recipientes

7. Segmento anal no totalmente rodeado por la placa dorsal esclerosada (Ilust. 6A) 8
 Segmento anal totalmente rodeado por la placa dorsal esclerosada (Ilust. 6B) 11



Ilust. 6A

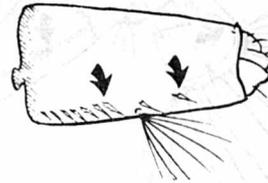


Ilust. 6B

8. Dientes del pecten uniformemente espaciados (Ilust. 7A) 9
 Uno o más dientes del pecten más anchamente espaciado 10



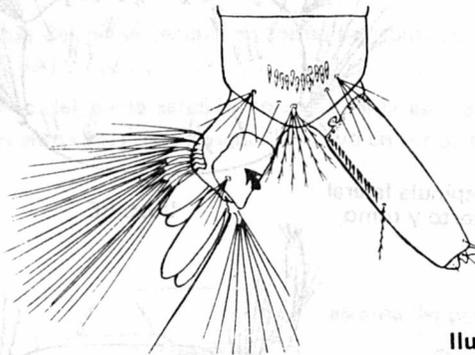
Ilust. 7A



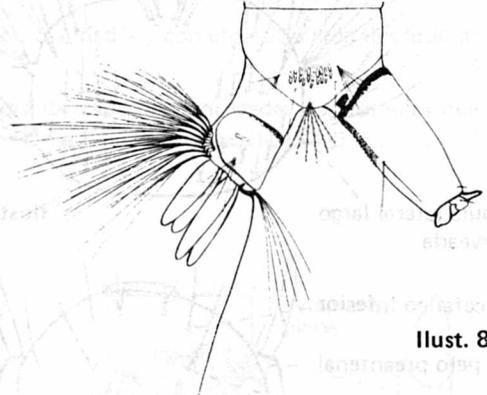
Ilust. 7B

9. Segmento anal sin una depresión clara antes del pelo lateral (Ilust. 8A; larva oscura)
 Mosquito de los Heucos de los árboles *Aedes triseriatus*

- Segmento anal con una depresión clara antes del pelo lateral (Ilust. 8B); larva clara. Tejas, Oklahoma y Kansas
 *Aedes zoosophus*

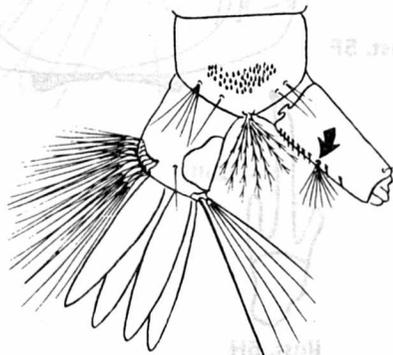


Ilust. 8A

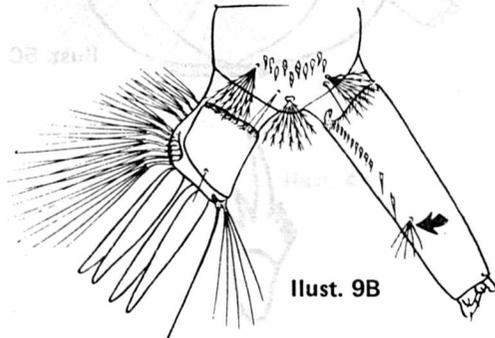


Ilust. 8B

10. Penacho del sifon saliendo del pecten (Ilust. 9A) *Aedes atrophalpus**
 Penacho del sifón saliendo detrás del pecten (Ilust. 9B) *Aedes vexans**



Ilust. 9A

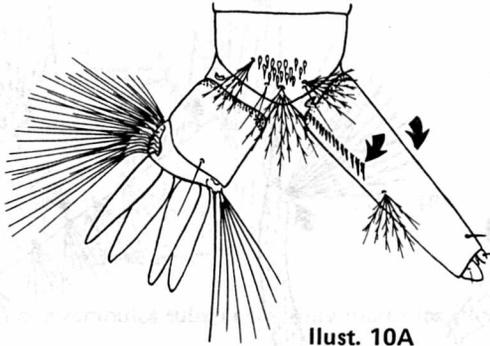


Ilust. 9B

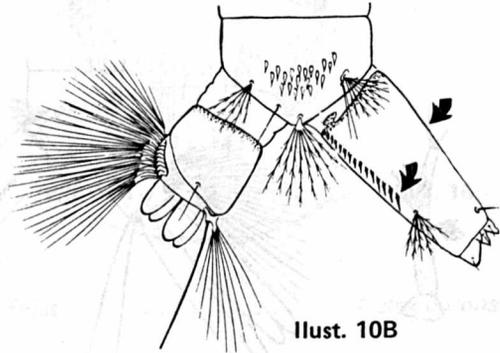
*Usualmente no se encuentra en recipientes

11. Sifón de tres a tres y media veces más largo que la anchura basal; el pecten que no llega a alcanzar la parte media del sifón (Ilust. 10A); pelo cefálico superiores e inferiores con ramificaciones *Aedes mitchellae* *

Sifón corto, de dos a dos y media veces más largo que la anchura basal; el pecten alcanza hasta la mitad del sifón o ligeramente más allá (Ilust. 10B); pelos cefálicos superiores e inferiores sencillos o lisos 12



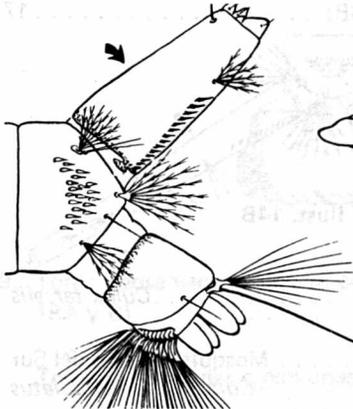
Ilust. 10A



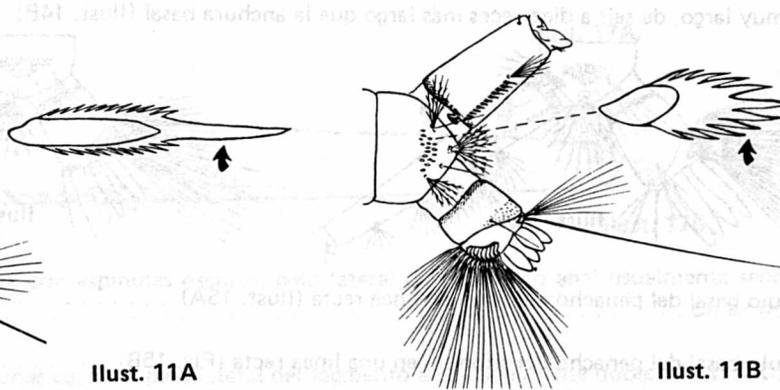
Ilust. 10B

12. Escama del piene sencillo con una larga espina apical (Ilust. 11A); pelo lateral del abdomen doble en los segmentos 3 a 5 *Aedes sollicitans* *

Escama del piene sencillo corto y redondeada apicalmente (Ilust. 11B); pelo lateral del abdomen triple en los segmentos 3 a 5 *Aedes taeniorhynchus* *



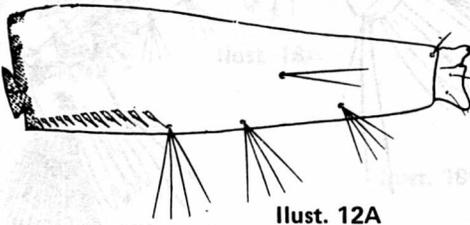
Ilust. 11A



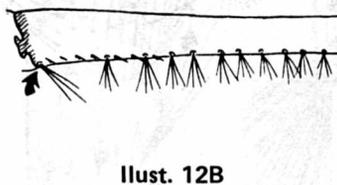
Ilust. 11B

13. Sifón sin un par de penachos basales; 4 a 5 pares de penachos o pelos sencillos más allá del pecten (Ilust. 12A) (Género *Culex*) 14

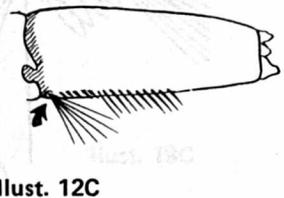
Sifón con un par de penachos basales; múltiple penachos o pelos sencillos más allá del pecten (Ilust. 12 B y C) (Género *Culiseta*) 20



Ilust. 12A



Ilust. 12B

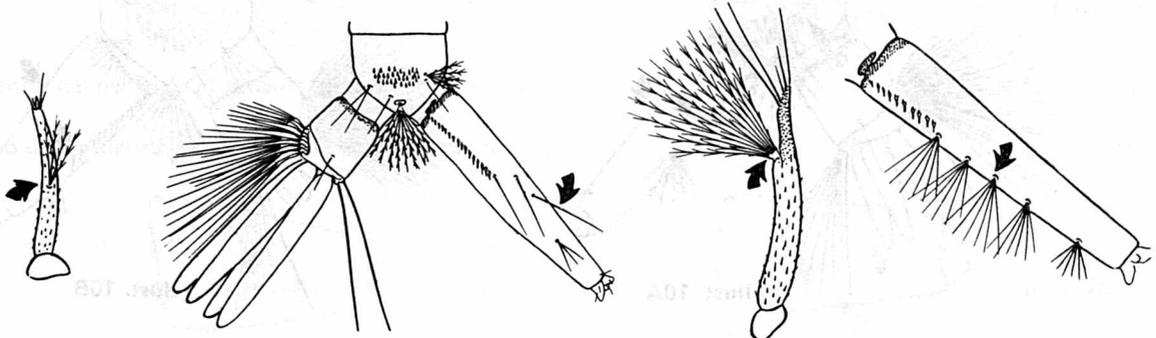


Ilust. 12C

*Usualmente no se encuentran en recipientes.

14. Antena con penacho en la mitad; sifón con varios pelos sencillos o multiples apartados (Ilust. 13 AyB) *Culex restuans*

15. Antena con penacho más alla de la mitad; sifón con la mayoría de los penachos con dos o más ramificaciones (Ilust. 13 C y D) 15



Ilust. 13A

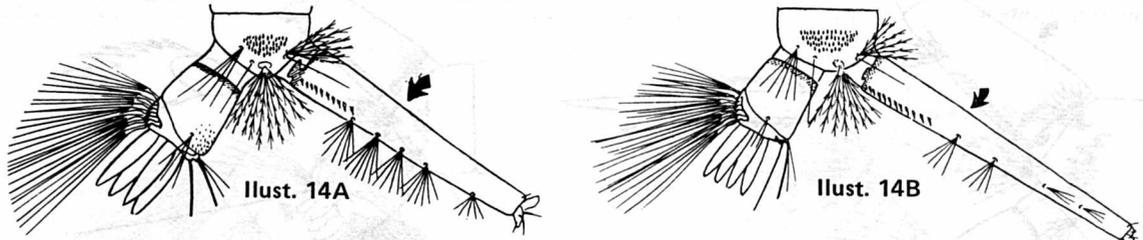
Ilust. 13B

Ilust. 13C

Ilust. 13D

15. Sifón moderadamente largo, por lo general de cuatro a seis veces más largo que la anchura basal (Ilust. 14A) 16

Sifón muy largo, de seis a diez veces más largo que la anchura basal (Ilust. 14B) 17

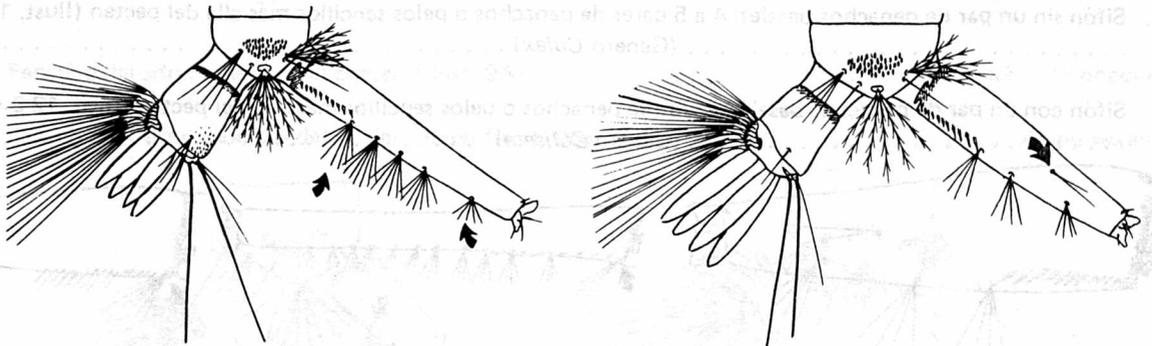


Ilust. 14A

Ilust. 14B

16. Tubérculo basal del penacho del sifón en línea recta (Ilust. 15A) *Culex tarsalis*

Tubérculo basal del penacho del sifón no en una línea recta (Fig. 15B) Mosquito Casero del Sur
Culex quinquefasciatus

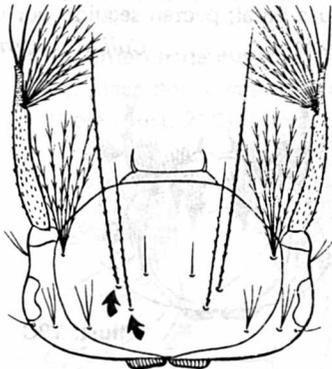


Ilust. 15A

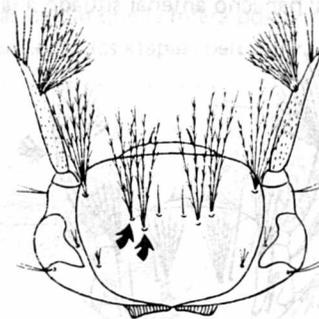
Ilust. 15B

17. Pelos cefálicos, tantos superiores como inferiores, sencillos o dobles (Ilust. 16A) *Culex tarsalis**

Pelos cefálicos, tantos superiores como inferiores, con tres o cuatro ramificaciones (Ilust. 16B) 18



Ilust. 16A



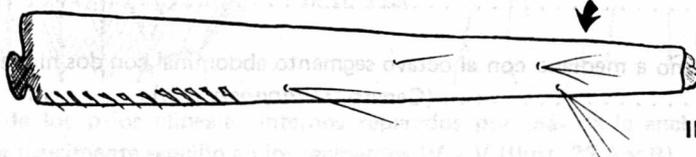
Ilust. 16B

18. Sifón con espinulas subapicales muy marcadas (Ilust. 17A). Tejas *Culex coronator*

Sifón sin espinulas subapicales muy marcadas (Ilust. 17B) 19



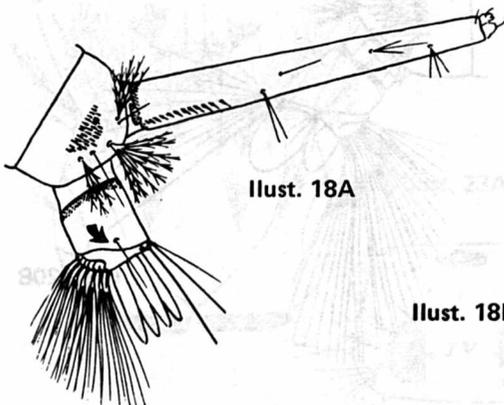
Ilust. 17A



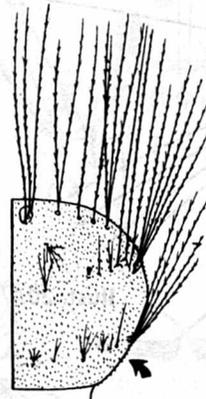
Ilust. 17B

19. Tórax densamente cubierto con espinulas oscuras; pelo lateral del segmento anal usualmente sencillo (Ilust. 18A y B) *Culex nigripalpus**

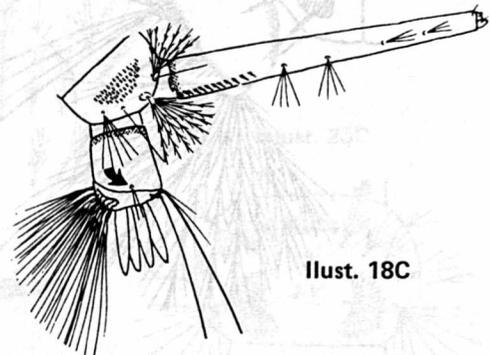
Tórax sin espículas o con unas cuantas; pelo lateral del segmento anal usualmente doble (Ilust. 18C) *Culex salinarius*



Ilust. 18A



Ilust. 18B

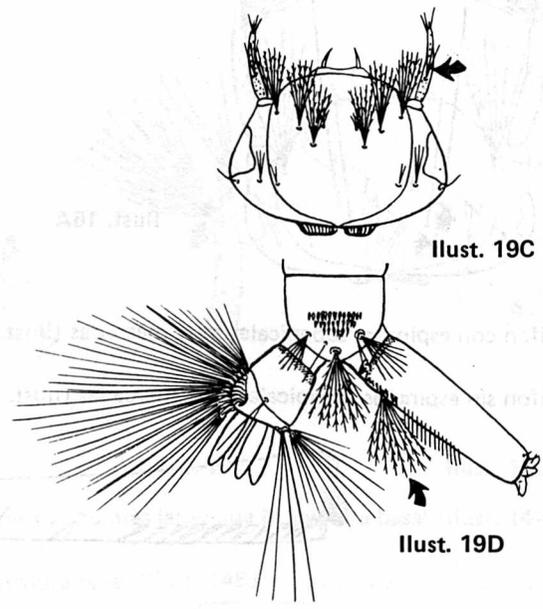
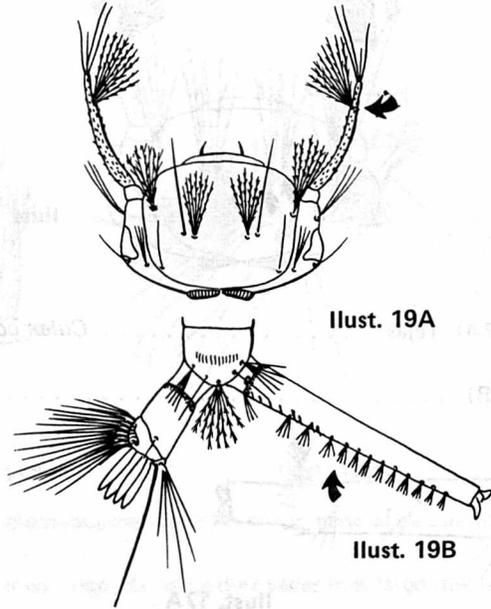


Ilust. 18C

*Usualmente no se encuentra en recipientes

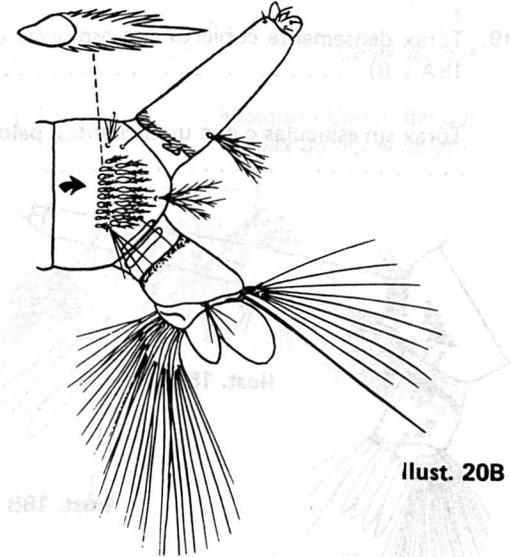
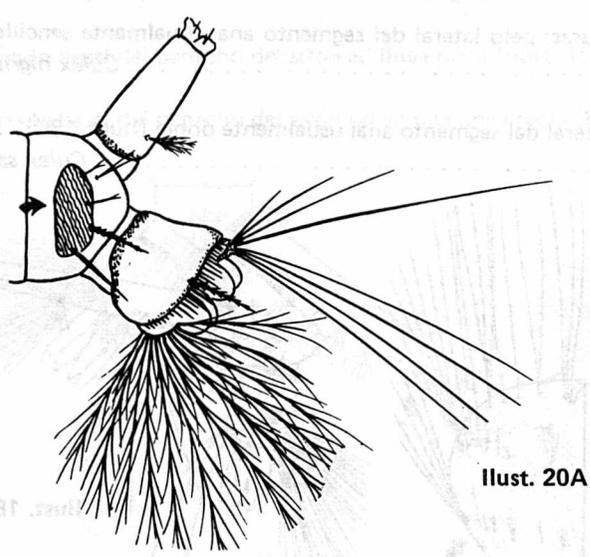
20. Sifón largo, de seis o más veces más largo que la anchura basal, pecten seguido por una hilera de penachos; penacho antennal situado cerca de la punta (Ilust. 19A y B). *Culiseta melanura*

Sifón de tamaño corriente, de dos a cuatro veces más largo que la anchura basal; pecten seguido por una hilera de pelos; penacho antennal situado a la mitad de la antena (Ilust. 19C y D) *Culiseta inornata*



21. Larva grande sin escama de piene en el octavo segmento, simplemente una placa con cuatro pelos sencillos (Ilust. 20A) *Toxorhynchites rutilus*

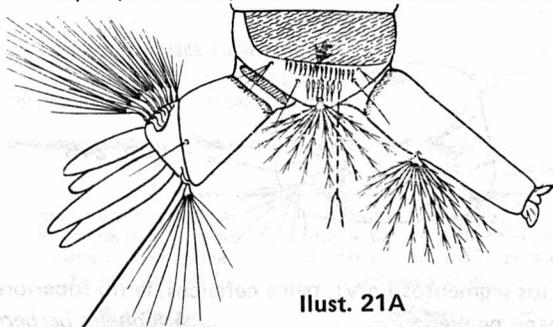
Larva de tamaño pequeño a mediano con el octavo segmento abdominal con dos hileras de escamas de piene (Ilust. 20B) (Genero *Orthopodomyia*) 22



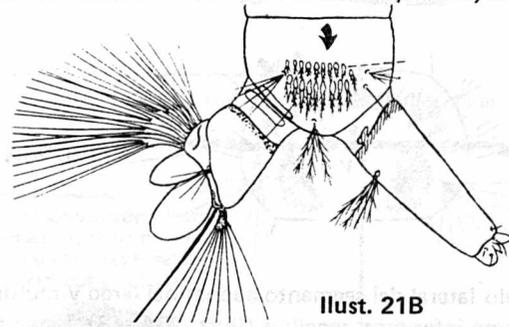
*Usualmente no se encuentra en recipientes

22. Hilera anterior de escamas del piene como dos veces más ancha que la hilera posterior (17-23 escamas a 6-10); la cuarta etapa del octavo con una placa dorsal grande; pelo lateral del segmento anal sencillo (Ilust. 21A). Larva usualmente de un color rosado *Orthopodomyia signifera*

Hilera anterior de escamas del piene justamente un poco más ancho que la hilera posterior (12-17 escamas a 8-12); placa dorsal ausente del octavo segmento abdominal en todas las etapas; pelo lateral del segmento anal múltiple (Ilust. 21B). Larva usualmente de un color pálido *Orthopodomyia alba**

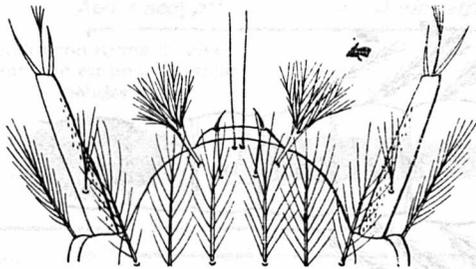


Ilust. 21A

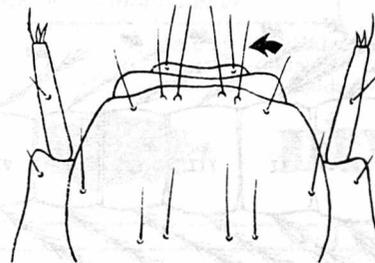


Ilust. 21B

23. Pelos cípeales externos densamente ramificados (Ilust. 22A) 24
 Pelos cípeales externos sencillos (Ilust. 22B) 26



Ilust. 22A



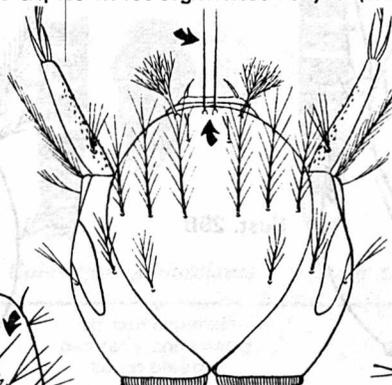
Ilust. 22B

24. Tubérculo basal de los pelos cípeales internos separados por más de la anchura de un tubérculo; pelo palmeado superior usualmente sencillo en los segmentos IV y V (Ilust. 23 A y B) *Anopheles quadrimaculatus**

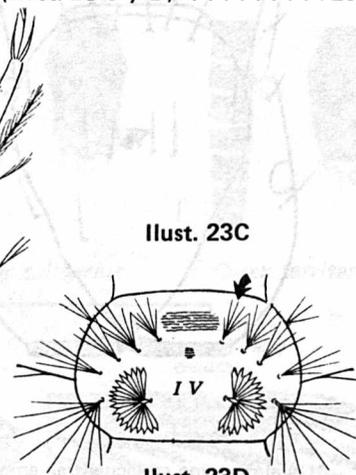
Tubérculo basal de los pelos cípeales internos separados por menos de la anchura de un tubérculo; pelo palmeado superior usualmente son dobles o triples en los segmentos IV y V (Ilust. 23 C y D) 25



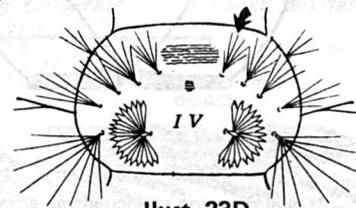
Ilust. 23A



Ilust. 23B



Ilust. 23C

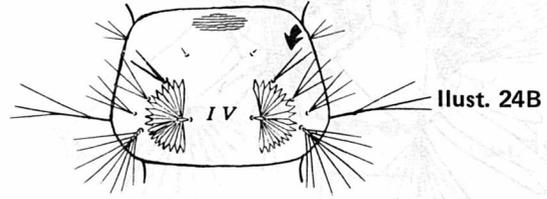
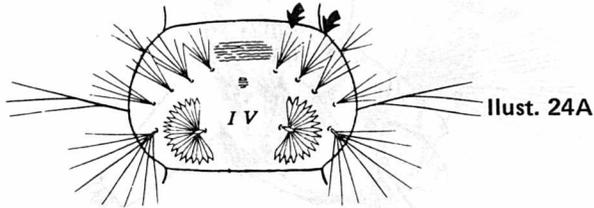


Ilust. 23D

*Usualmente no se encuentran en recipientes

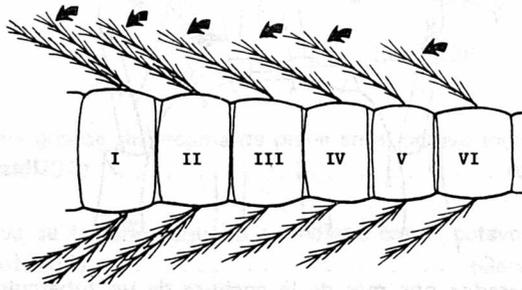
25. El cuarto y quinto segmento abdominal con pelos múltiples con 3 a 5 ramificaciones ó más en frente de los pelos palmeados (Ilust. 24A) *Anopheles crucians*

El cuarto y quinto segmento abdominal con un pelo sencillo y grande o doble en frente de los pelos palmeados (Ilust. 24B) *Anopheles punctipennis**

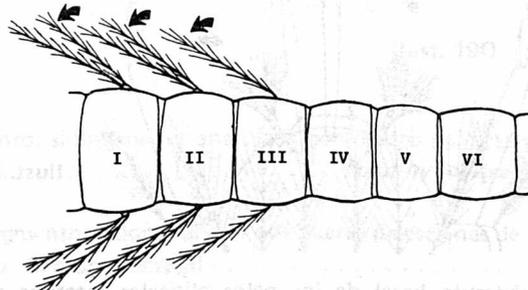


26. Pelo lateral del segmento abdominal largo y múltiple en los segmentos I a VI; pelos cefálicos, tanto superiores como inferiores, sencillos (Ilust. 25A y B). Larva de tamaño pequeño *Anopheles barberi**

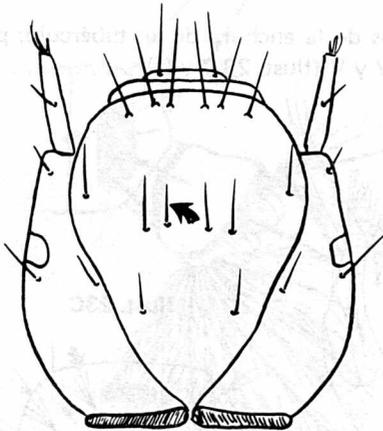
Pelo lateral del segmento abdominal largo y múltiple en los segmentos I a III; muchos de los pelos cefálicos tienen ramificaciones (Ilust. 25C y D). Tejas *Anopheles pseudopunctipennis**



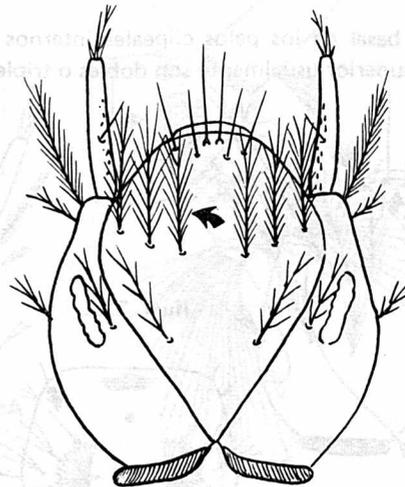
Ilust. 25A



Ilust. 25C



Ilust. 25B



Ilust. 25D

*Usualmente no se encuentran en recipientes

3. Ilustración Pictórica Para Algunos Mosquitos Adultos Comunes Asociados con *Aedes aegypti*

probóscide curvada, mosquitos grandes de color verdusco a púrpura metálico

probóscide en línea recta, mosquitos pequeños usualmente de color negruzco o pardo



Toxorhynchites rutilus

tarsos posteriores con franjas claras

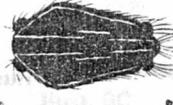
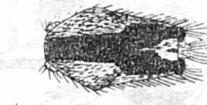
tarsos posteriores sin franjas claras



mesonoto con marcas en forma de lira, tarsos posteriores con franjas basales pálidas

mesonoto con una línea media oscura y ancha, tarsos posteriores con franjas basales pálidas y apicales

mesonoto con líneas paralelas, tarsos posteriores con franjas basales pálidas y apicales



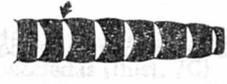
Aedes aegypti

Aedes atropalpus

Especies *Orthopodomyia*

escudillo con forma de silla, abdomen sin escamas o franjas pálidas

escudillo trilobado, abdomen con escamas y usualmente con franjas pálidas



mesonoto que en su línea media presenta una hilera ancha y oscura; abdomen puntiagudo

mesonoto con dos manchas pálidas y escamas delgadas bronciadas; abdomen como con franjas basales pálidas casi rectas

mesonoto casi uniformemente cubierto de escamas toscas y de color amarillo latón; abdomen como con franjas basales pálidas redondeadas

mesonoto casi uniformemente cubierto de escamas finas y cobrizas; abdomen como con franjas basales pálidas estrechas.

mesonoto casi uniformemente cubierto de escamas finas y cobrizas; abdomen como con franjas pálidas apicales



Aedes triseriatus

Culex restuans

Culex quinquefasciatus

Culex salinarius

Culex territans

ala uniformemente oscura

ala con escamas oscuras y con cuatro zonas oscuras

ala con zonas de escamas pálidas y oscuras



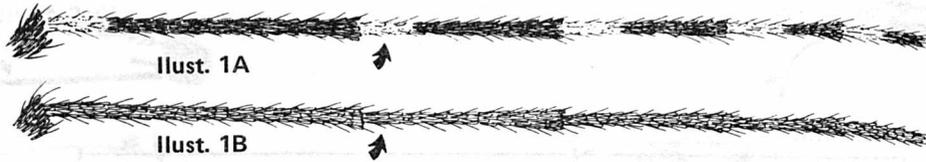
Anopheles barberi

Anopheles quadrimaculatus

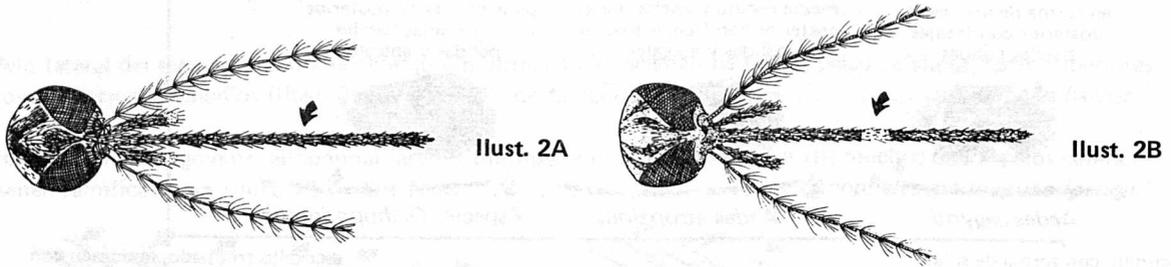
Anopheles punctipennis

4. Clave Para Los Mosquitos Que se Crian en Recipientes

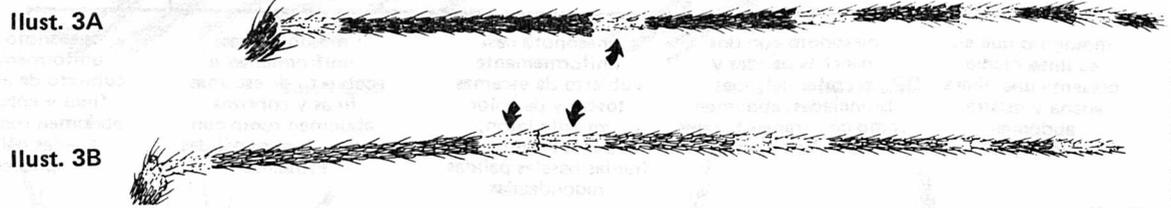
- 1. Patas con franjas blancas (Ilust. 1A) 2
- Patas sin franjas, totalmente oscuras o segmentos terminales blancos (Ilust. 1B) 13



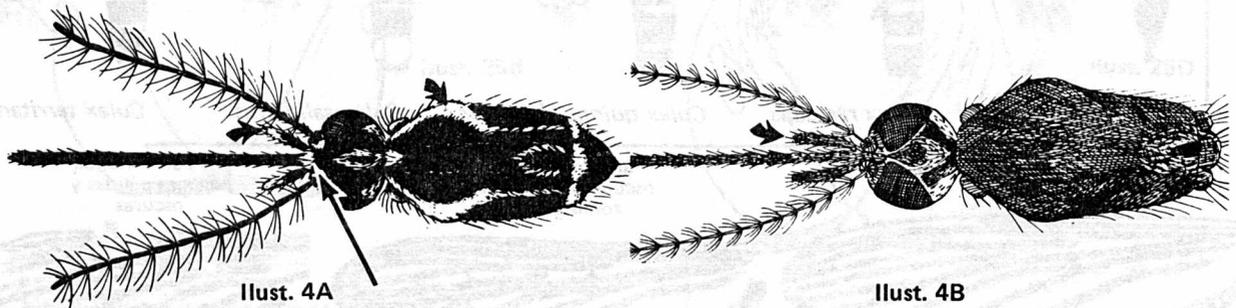
- 2. Probóscide sin franjas (Ilust. 2A) 3
- Probóscide con franjas blancas (Ilust. 2B) 8



- 3. Segmentos tarsales con franjas blancas en la base de los artejos (Ilust. 3A) 4
- Segmentos tarsales con franjas blancas en ambos extremos de los artejos (Ilust. 3B) 6



- 4. Tórax con escamas de color blanco plateado en forma de lira; escamas de los palpos y placa de la cabeza blancas plateadas (Ilust. 4A) Mosquito de la Fiebre Amarilla *Aedes aegypti*
- Torax sin marca plateada en forma de lira; palpos y la placa de la cabeza totalmente oscuros (Ilust. 4B) 5



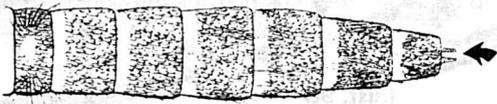
5. Mesonoto con una delgada hilera longitudinal de color plateado en la media, desde el aspecto anterior y posterior del mesonoto *Aedes mediovitatus*

Mesonoto sin hilera de escamas plateadas *Aedes zoosopus*

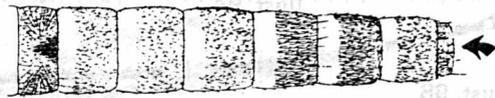
Ilust. 5 Omitido

6. Abdomen puntiagudo; segmento 7 del abdomen estrechado; segmento 8 muy estrechado y retráctil (Ilust. 6A); mesonoto con angostas hileras de escamas claras a los lados (Ilust. 6B) *Aedes atropalpus*

Abdomen romo; segmento 7 del abdomen sin estrechamiento; segmento 8 corto pero no retráctil (Ilust. 6C); mesonoto uniformemente oscuro o con unas pocas hileras de escamas claras (Ilust. 6D) 7

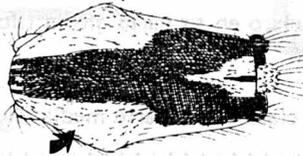


Ilust. 6A



Ilust. 6C

Ilust. 6B

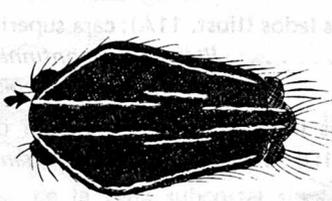


Ilust. 6D



7. Tórax con cuatro delgadas hileras longitudinales de escamas blancas (Ilust. 7A); fémures y tibias salpicadas con unas cuantas escamas blancas (Ilust. 7B); Alas con escamas oscuras y blancas mezcladas (Ilust. 7C) *Orthopodomyia signifera* o *Orthopodomyia alba*

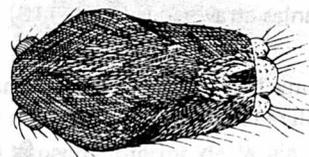
Tórax sin hileras delgadas de escamas blancas; fémures y tibias sin escamas blancas (Ilust. 7E); alas con escamas oscuras (Ilust. 7F). Tejas *Culex coronator**



Ilust. 7A



Ilust. 7B



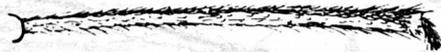
Ilust. 7E



Ilust. 7C



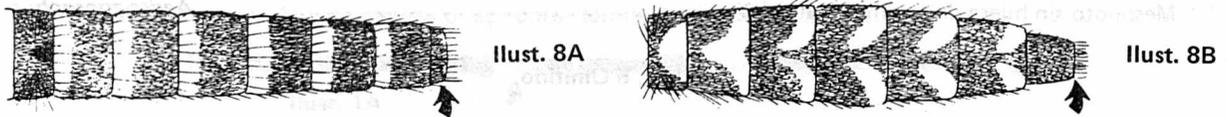
Ilust. 7B



Ilust. 7F

*Usualmente no se encuentra en recipientes

8. Abdomen romo (Ilust. 8A) 9
 Abdomen puntiagudo (Ilust. 8B) 10

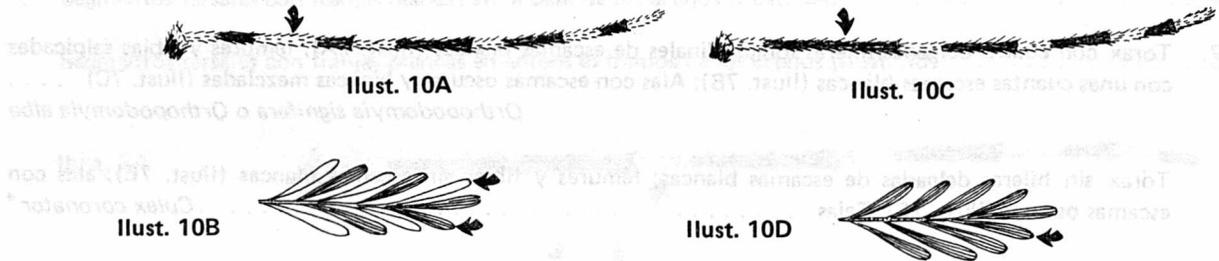


9. Fémur con una hilera blanca en los lados; tibia sin una franja clara cerca del ápice; primer segmento del tarso posterior sin un anillo claro en su parte media (Ilust. 9A y B) *Culex tarsalis*
 Fémur sin una hilera en los lados; tibia con una franja clara cerca del ápice; primer segmento del tarso posterior con un anillo claro en su parte media (Ilust. 9C & D) *Coquillettidia perturbans**



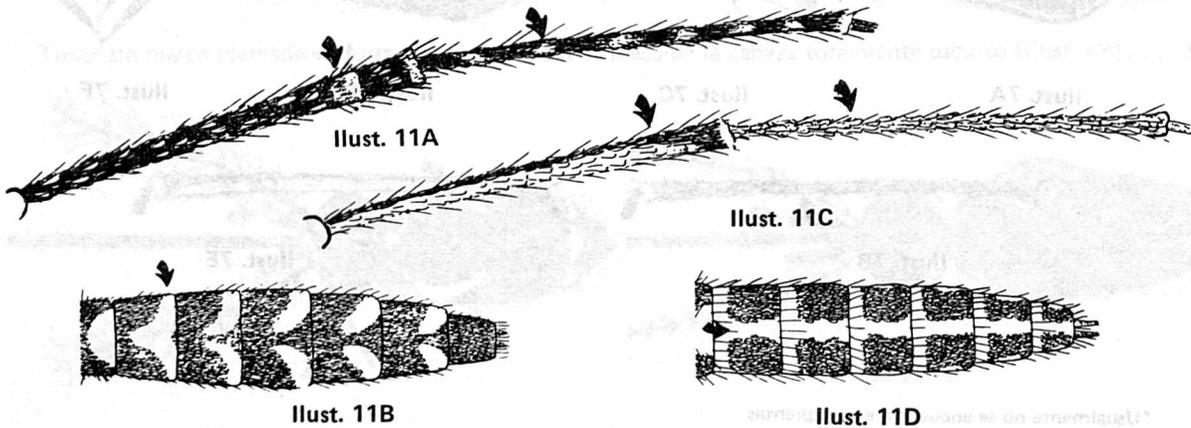
10. Primer segmento del tarso posterior con un anillo claro en su parte media (Ilust. 10A); escamas de las alas pardo oscuras y blancas mezcladas (Ilust. 10B) 11

- Primer segmento del tarso posterior sin un anillo claro en su parte media (Ilust. 10C); escamas de las alas totalmente oscuras (Ilust. 10D) 12



11. Fémur con una franja clara cerca del ápice; tibia con manchas blancas en los lados (Ilust. 11A); cara superior del abdomen con franjas atravesadas (Ilust. 11B) *Psorophora confinnis**
 *Psorophora columbia**

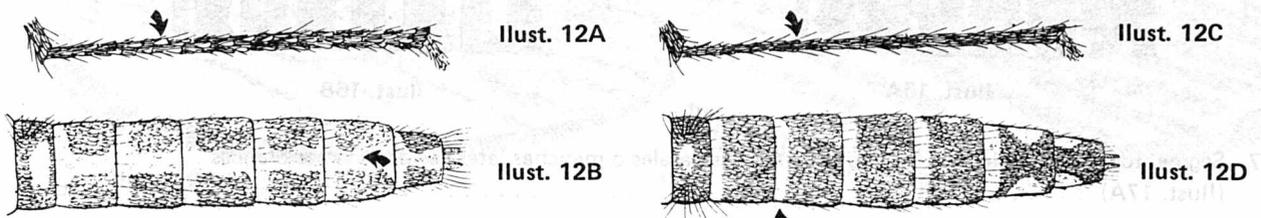
- Fémur o tibia sin una franja clara; tibia sin manchas blancas en los lados (Ilust. 11C); cara superior del abdomen con una hilera longitudinal larga y con franjas atravesadas (Ilust. 11D) *Aedes sollicitans**



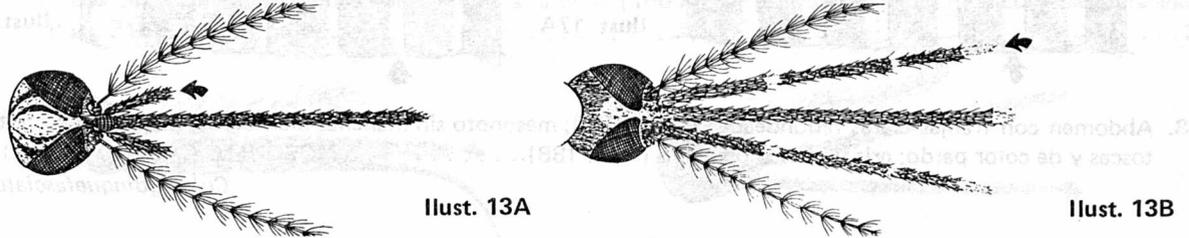
*Usualmente no se encuentra en recipientes

12. Patas salpicadas de escamas blancas (Ilust. 12A); cara superior del abdomen que en su línea media presenta una hilera longitudinal de escamas blancas y con escamas transversas (Ilust. 12B) *Aedes mitchellae**

Patas no salpicadas de escamas blancas (Ilust. 12C); cara superior del abdomen solamente con franjas transversas de escamas blancas (Ilust. 12D) *Aedes taeniorhynchus**

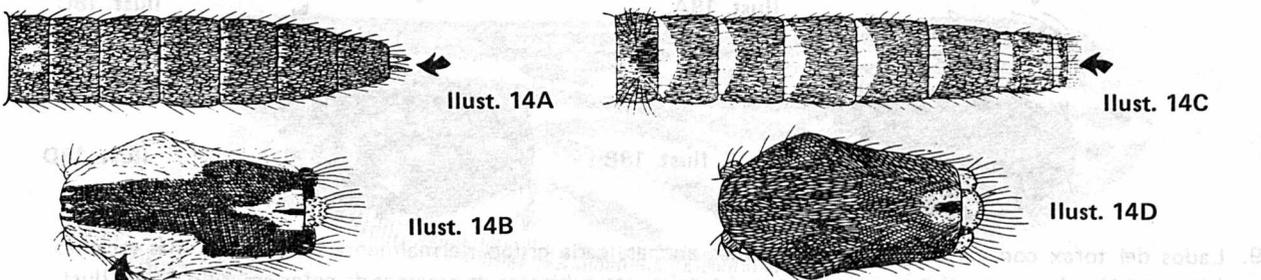


13. Palpos mucho más cortos que la probóscide (Ilust. 13A) 14
 Palpos de longitud aproximadamente la mitad de la probóscide (Ilust. 13B) 21



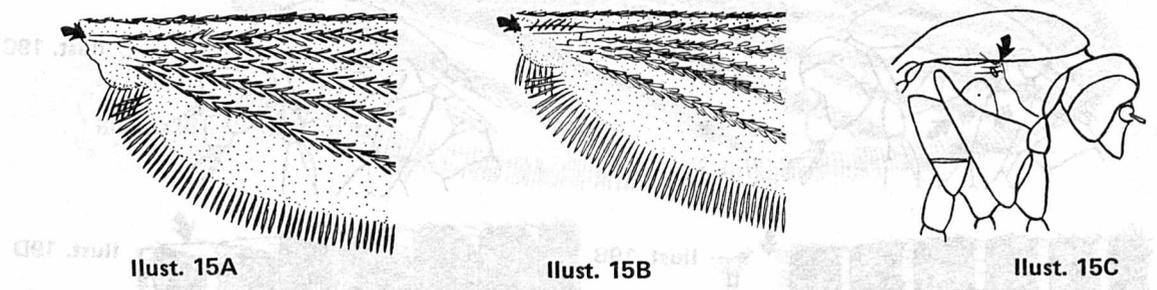
14. Abdomen puntiagudo; segmento 7 del abdomen estrechado; segmento 8 muy estrechado y retráctil (Ilust. 14A); lados del mesonoto cubiertos de escamas blancas (Ilust. 14B) *Aedes triseriatus*

Abdomen romo; segmento 7 del abdomen sin estrechamiento; segmento 8 corto pero no retráctil (Ilust. 14C); lados del mesonoto sin escamas blancas (Ilust. 14D) 15



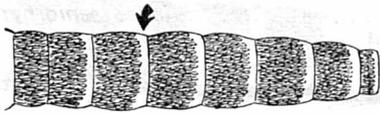
15. Base de la vena subcostal sin un penacho de pelos en el aspecto inferior de la ala (Ilust. 15A); cerdas espiraculares ausentes; probóscide corta y jamás curvada hacia abajo Genero *Culex* 16

Base de la vena subcostal con un penacho de pelos en el aspecto inferior de la ala (Ilust. 15); cerdas espiraculares presentes; probóscide larga y curvada hacia abajo Genero *Culiseta* 20

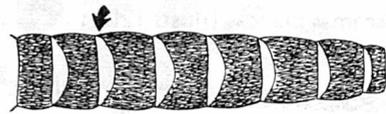


*Usualmente no se encuentran en recipientes

16. Abdomen con escamas blancas en el ápice de los segmentos (Ilust. 16A) *Culex territans*
 Abdomen con escamas blancas en las bases de los segmentos (Ilust. 16B) 17



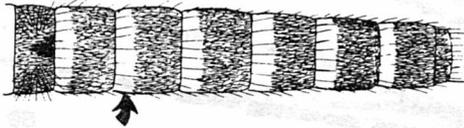
Ilust. 16A



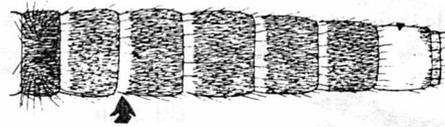
Ilust. 16B

17. Segmentos abdominales con perceptibles franjas basales o manchas laterales de escamas blancas (Ilust. 17A) 18

Segmentos abdominales con estrechas franjas basales de color blanco sucio (Ilust. 17B) 19



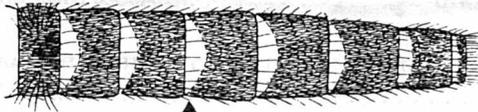
Ilust. 17A



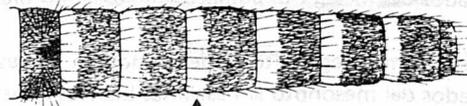
Ilust. 17B

18. Abdomen con franjas claras redondeadas (Ilust. 18A); mesonoto sin manchas blancas; escamas del mesonoto toscas y de color pardo; gris y blanco plateado (Ilust. 18B) MOSQUITO CASERO DEL SUR
Culex quinquefasciatus

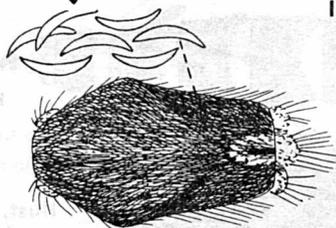
Abdomen con franjas claras iguales (Ilust. 18C); mesonoto con un par de pequeñas manchas blancas cerca de la línea media; escamas del mesonoto finas y cobrizas (Ilust. 18D) *Culex restuans*



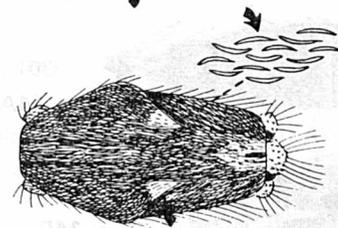
Ilust. 18A



Ilust. 18C



Ilust. 18B



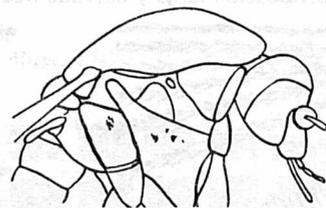
Ilust. 18D

19. Lados del torax con varios grupos de escamas anchas; cada grupo normalmente tiene seis o más escamas (Ilust. 19A); séptimo y octavo casi totalmente cubiertos de escamas de color amarillo sucio (Ilust. 19B) *Culex salinarius*

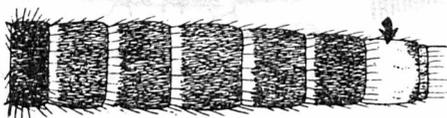
Lados del tórax sin escamas o con unas pocas (Cuando estan presente, rara vez tienen más de cinco o seis en un solo grupo) (Ilust. 19C); séptimo y octavo segmento del abdomen con franjas (Ilust. 19D) *Culex nigripalpus**



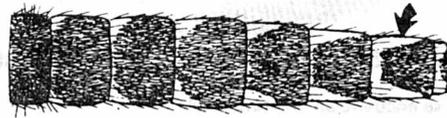
Ilust. 19A



Ilust. 19C



Ilust. 19B

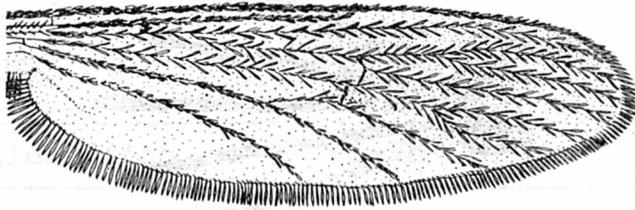


Ilust. 19D

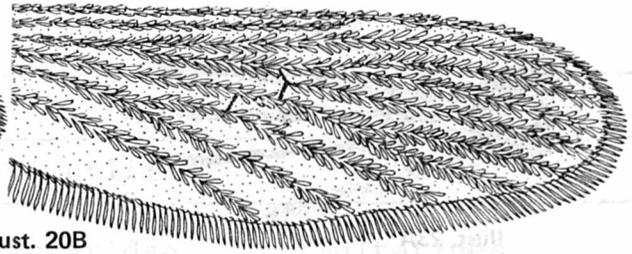
*Usualmente no se encuentra en recipientes

20. Alas anchas, ligeramente escamosas; patas y alas salpicadas de escamas blancas; especie grande *Culiseta inornata*

Alas y patas totalmente cubiertas de escamas oscuras (Ilust. 20B); pequeña especie oscura . . . *Culiseta melanura*



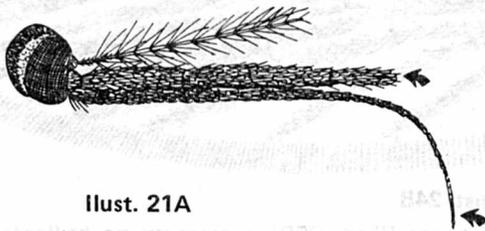
Ilust. 20A



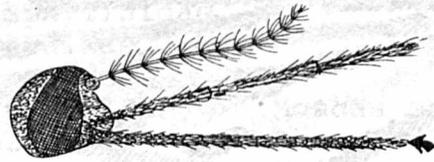
Ilust. 20B

21. Palpos de longitud aproximadamente 2/3 de la de la probóscide; probóscide marcadamente curvada hacia abajo (Ilust. 21A); especie grande de color azul-verde o púrpura metálico *Toxorhyncites rutilus*

Palpos de longitud aproximadamente igual a la de la probóscide; probóscide jamás muy curvada hacia abajo (Ilust. 21B) 22



Ilust. 21A



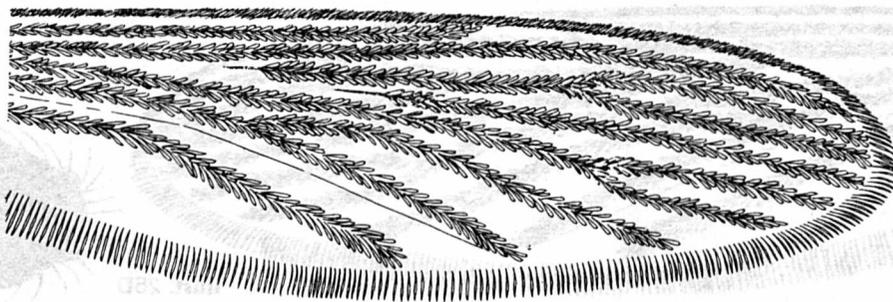
Ilust. 21B

22. Alas con zonas definidas de escamas blancas o amarillas (Ilust. 22A) 23

Alas sin zonas definidas de escamas blancas o amarillas (Ilust. 22B) 25



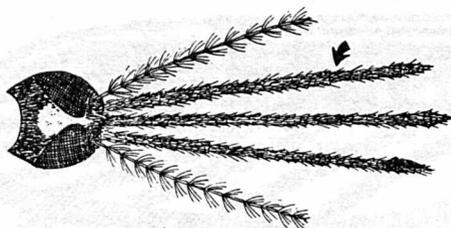
Ilust. 22A



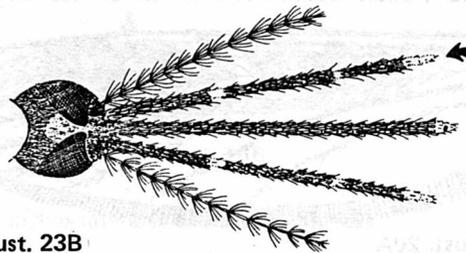
Ilust. 22B

23. Palpo totalmente oscuro (Ilust. 23A); borde con dos manchas claras (Ilust. 24B)

Palpo con manchas blancas (Ilust. 23B); una o dos manchas en el borde (Ilust. 24A & B) 24



Ilust. 23A



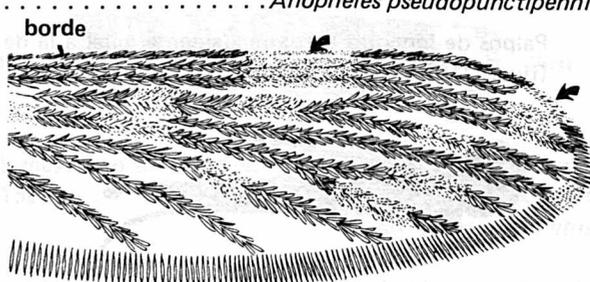
Ilust. 23B

24. Una mancha clara en la punta del borde frontal del ala solamente (Ilust. 24A) *Anopheles crucians**

Dos manchas claras en el borde (Ilust. 24B) *Anopheles pseudopunctipennis*



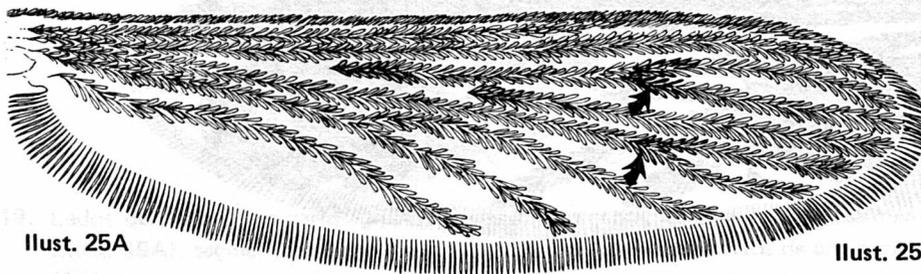
Ilust. 24A



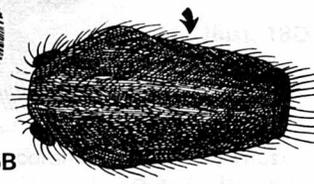
Ilust. 24B

25. Alas manchadas (Ilust. 25A); cerdas torácicas no muy largas (Ilust. 25B); mesotorax no brillante en las muestras tocadas, especies medianas *Anopheles quadrimaculatus*

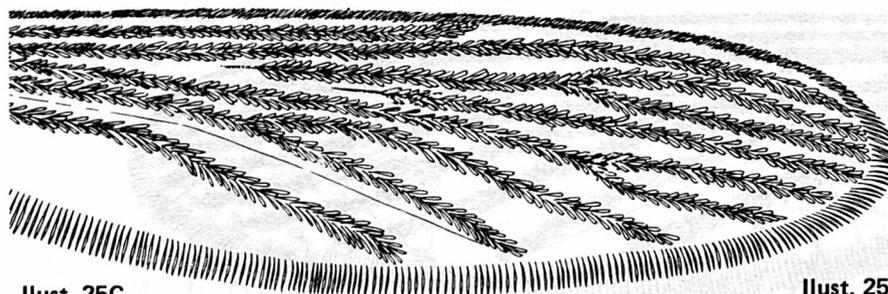
Alas sin manchas (Ilust. 25C); cerdas torácicas muy largas (Ilust. 25D); mesotorax brillante en las muestras tocadas, especies pequeñas *Anopheles barberi**



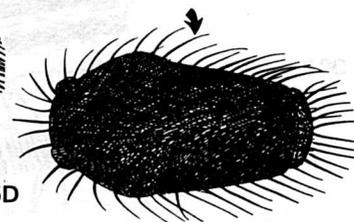
Ilust. 25A



Ilust. 25B



Ilust. 25C



Ilust. 25D

*Usualmente no se encuentran en recipientes

APENDICE II: Algunos Insectos Comunes que se Encuentran Tanto en los Recipientes Naturales como en sus Alrededores

Orden		Familia	
Científico	Común	Científico	Común
1. Collembola	Saltarines	Poduridae Sminthuridae	Saltarines
2. Odonata	Libelulas	Agrionidae	Caballitos del Diablo
3. Coleoptera	Escarabajos	Dytiscidae Hydrophilidae Staphylinidae Helodidae	
4. Díptera	Moscas	Tipulidae Psychodidae Culicidae Ceratopogonidae Chironomidae Stratiomyidae Syrphidae Ephydriidae Chloropidae	Moscas cheleros Zancudos Jejenes Jejenes
5. Himenóptera	Hormigas, avispas, abejas	Ichneumonidae Formicidae Diapriidae	Avispas Hormigas

Preparación de la solución de insecticida

Se preparan 100 ml de solución de insecticida en agua y otros (el promedio de solido es regulado, arena granular, tipo microencapsulado)

Petróleos

combustible diesel No. 2 1-5 gal. con agente esparcidor solamente
 petróleo p... para 1-5 gal. con agente esparcidor solamente
 eliminar...
 (PILIC, NEO, ARCO...
 cida, CH-111)

*AI/A Insecticida activo por acre

APENDICE III. Insecticidas a Usar para Controlar El Mosquito

Estas son solamente sugerencias. Al usarlas hay que asegurarse de que los insecticidas se aplican siguiendo estrictamente las instrucciones en las etiquetas y cumpliendo con las regulaciones locales, estatales y federales.

Sólo los insecticidas aprobados por la Agencia de Protección Ambiental se debe considerar para uso en los Estados Unidos. Cuando se siguen las instrucciones en las etiquetas, estos compuestos no presentan peligro a la salud pública.

Tabla 1. Insecticidas Empleados Actualmente Como Larvicidas Para Mosquitos

Insecticida	Dosis (AI/A*)	Fórmula
<u>Compuestos a base de fósforo</u>		
cloropirifos (Dursban®)	0.0125-0.05 lb	2E (2 lb/gal concentrado emulsificable)
fentiión (Baytex®)	0.05 lb	4EC (4 lb/gal concentrado emulsificable)
malatiión	0.4-0.5 lb	57E (57%; 5 lb/gal concentrado emulsificable)
temefos (Abate®)	0.5-0.1 lb	arena, celatom, 4E (4 lb/gal concentrado emulsificable)
<u>Compuestos a base de cloro</u>		
metoxicloro	1 lb	50% WP (Polvo soluble en agua)
<u>Regulador del crecimiento de los insectos</u>		
metoprene (Altosid®)	0.025-0.05 lb	CR y otros (el promedio de solida es regulado, arena granular, flujo microencapsulado)
<u>Petróleos</u>		
combustible diesel No. 2	1-5 gal.	con agente esparcidor solamente
petróleos patentados para eliminar los mosquitos (Flit MLO, ARCO larvicida, GB-1313)	1-5 gal.	con agente esparcidor solamente

*AI/A Insecticida activo por acre

Tabla 2. Insecticidas Empleados para el Control del Mosquito Adulto con Aplicaciones Sobre el Terreno y Aéreas con Equipo de Volumen Ultrabajo (VUB)

Insecticida	Dosis AI/A	Fórmula
Aplicación Aérea VUB		
malatión (Malathion VUB Concentrado® Cynthion®)	3 oz. fl.	VUB Concentrado
naled (Dibrom®)	0.5-1.0 oz. fl.	VUB Concentrado
Aplicación Sobre el Terreno VUB		
<u>Compuestos Orgánicos A Base de Fósforo</u>		
cloropirifos (Dursban®)	0.005-0.01 lb	VUB Concentrado
fentiión (Baytex®)	0.005 lb	VUB Concentrado
malatión	0.33-0.71 oz. fl.	VUB Concentrado
naled (Dibrom®)	0.01-0.02 lb	10% en Nafta aromática pesada
<u>Pyrethroids</u>		
piretrum (Pyrocode®)	0.002-0.0025 lb	5% con 25% piperonyl butoxide
resmetrin SBP-1382®)	0.007 lb	10% solución 40% VUB Concentrado a base de aceite

*AI/A Insecticida activo por acre

Tabla 3. Insecticidas Empleados Actualmente para el Control del Mosquito Adulto con Generadores de Neblina, de Rocío y de Pulverizadores (Aplicaciones Sobre el Terreno y Aéreas)

Insecticida	AI/A**	Ejemplos de Concentraciones de Rocíos o Polvos*		
		Neblinas Terminales	Pulverizadores	Emulsiones***
carbaril (Sevin®)	0.2-1.0 lb		2.5-5 lb/acre	
clorpirifos (Dursban®)	0.025-0.05 lb	2 gal de conc. de neblina/98 gal de aceite	-	3.2 oz. fl./acre de 2E
fentió (Baytex®)	0.01-0.1 lb	2 gal de conc. de rocío/100 gal de aceite	-	-
malatió (Dibrom 14®)	0.075-0.2 lb	-	-	2% rocío (4.5-11.2 oz. de 5E/gal de agua)
naled (Dibrom 14®)	0.02-0.1 lb	100 oz. fl. 14 conc. 99 gal de aceite	-	100.230 oz. fl. conc. en 100 gal de aceite
propoxur (Baygon®)	0.05-0.07 lb	-	-	4.25-6 oz. fl. 58 en 2-4 cuartos de agua para uso aéreo
pyrethrince (sinergizado)	0.002-0.0025 lb	-	-	5% ULV conc. en aceite con 25% piperonyl
resmetrin	0.007 lb	-	-	10% solución

*Ejemplos no representan todos los insecticidas aprobados

**AI/A Insecticida activo por acre

***2E 2 lb/gal concentrado emulsificable; 5E 5 lb/gal concentrado emulsificable

APENDICE IV: Método que se Requiere para las Aplicaciones de Volumen Ultra-bajo

I. Aplicaciones Sobre El Terreno

El método de volumen ultra-bajo se define como el uso de menos de dos cuartos de insecticida por acre. Con equipo sobre el terreno, se aplica usualmente de 0.3 a 3.0 onzas líquidas por acre dependiendo de la sustancia. El equipo de volumen ultra-bajo sobre el terreno se debe utilizar de la forma siguiente:

- a) La boquilla o boca del equipo debe tener una capacidad para esparciar gotas con el diámetro apropiado. Por ejemplo, el malatión requiere gotas de un promedio de 5 a 27 micrones. El diámetro promedio no debe de exceder de los 17 micrones. Las gotas más grandes pueden estropear permanentemente la pintura de los automóviles, camiones o barcos.
- b) Cuando es aplicable, la presión del tanque de insecticida debe estar de acuerdo con las instrucciones en las etiquetas. El promedio es de 2 a 6 libras por pulgada cuadrada.
- c) El promedio de salida debe regularse con un metro de precisión de salida. Esta medida es la cantidad de insecticida dispersado, indicado como el número de onzas líquidas por minuto. Se debe anotar en un record la cantidad de insecticida dispersado y el tiempo que dura el rocío después de cada aplicación.
- d) La boquilla o boca debe colocarse en la parte trasera del vehículo y apuntar hacia arriba en un ángulo de 45°
- e) La velocidad que debe mantener el vehículo se encuentra en la etiqueta del insecticida, y usualmente no excede 10 millas por hora.
- f) El equipo VUB se debe parar cuando el vehículo se para.
- g) Las condiciones atmosféricas afectan las operaciones VUB. Las operaciones de rociado no se deben llevar a cabo cuando la velocidad del viento pasa de 10 millas por hora (16 km) o cuando las temperaturas estén por encima de 82°F (28°C). Con algún equipo, la temperatura de la insecticida también es significativa como la viscosidad y por lo tanto el promedio de salida se regula según los cambios en la temperatura del insecticida.

II. Los Equipos Aéreos de Alas Fijas

- a) Equipos aéreos multimotores se deben emplear en programas de control urbano por razones de seguridad en el caso de que hubiese una falla del motor y también para cargas grandes.

- b) El equipo aéreo que dispersa el malati6n debe operarse a una altura entre 100-200 pies (30 a 60 mts.), a velocidades entre 150-200 millas por hora y sobre surcos de 300 a 1000 pies de ancho (90 a 300 mts.). Para naled, se requiere una velocidad de 80 mph o mäs.
- c) La presi6n de las bombas se debe regular cuidadosamente de acuerdo con la velocidad del avi6n. El malati6n se aplica a 3.0 onzas líquidas por acre, y el naled se aplica de 0.5 a 1.0 onzas líquidas por acre.
- d) El número de boquillas, el tamaño de sus orificios y sus posiciones correctas son esenciales para lograr el tamaño apropiado de gotas. Las etiquetas indican que las boquillas deben apuntar hacia abajo en un ángulo de 45° para poder dispersar el insecticida hacia el viento.
- e) Las boquillas deben tener una válvula de control de tipo de diafragma para cortar inmediatamente el flujo del insecticida cuando la bomba se suelta.
- f) El tamaño de las gotas de malati6n debe ser menos de 50 micrones (MMD-DMM - Diámetro de Masa Media) y no más del 10% de las gotas debe exceder de los 100 micrones. El naled requiere una boquilla que pueda esparcir gotas a un promedio de 30 a 80 micrones. Las gotas más grandes pueden estropear permanentemente la pintura de los automóviles o cuando más de 10% de las gotas exceden de los 100 micras.
- g) Para que sean efectiva contra los mosquitos adultos es necesario esparcir 10 gotas o más por pulgada cuadrada. Para efectuar esta evaluación se puede emplear una lámina para microscopios o una tarjeta de color sensitiva al aceite.
- h) Las aplicaciones VUB aéreas usualmente se efectúan temprano por la mañana debido a factores de visibilidad y seguridad. Las temperaturas deben ser menos de 80°F (27°C), la velocidad del viento menos de 10 millas por hora, y la lluvia no debe ser emminente.

III. Helic6pteros

La etiqueta del malati6n permite la aplicaci6n VUB por aviones con alas rotativas como helic6pteros; sin embargo, las aplicaciones VUB por helic6pteros no se han efectuado por rutina en programas de control del mosquito debido a la naturaleza tan especializada de la bomba-boquilla aparato. Se debe consultar los manuales t6cnicos para la informaci6n correcta en cuanto a la aplicaci6n y graduaci6n del insecticida, la boquilla y el equipo aéreo.

APENDICE V: Determinación Cholinesterasa

Las cholinesterasas son enzimas que catalizan la hidrólisis de acetilcolina, la neurohormona del sistema nervioso. Hay dos tipos de cholinesterasas. El primero es el acetil o la verdadera cholinesterasa que se encuentra en los tejidos nerviosos de todos los animales y en los glóbulos rojos. El segundo tipo se halla en cantidades más pequeñas en el sistema nervioso de todos los animales y en la sangre.

Existen muchos métodos para determinar la presencia de estas enzimas y se basan en la rapidez con que desaparece el acetilcolina o la velocidad con que se forma el ácido acético. El procedimiento de laboratorio más usado y eficaz es el método electrométrico de Michel (Michel, 1949), que está basado en la determinación de la velocidad o rapidez de producción de ácido acético del acetilcolina, midiendo el cambio en pH de un neutralizador con un medidor de pH. Los glóbulos rojos ya lavados son incubados en un neutralizador barbitúrico en un pH de 8.0. El pH se lee al principio a cero y al final de cierto período de tiempo. La actividad de las cholinesterasas se calcula por la diferencia en los dos valores de pH y se expresa como pH/hr. a 25°C. La cholinesterasa del plasma se determina en la misma forma excepto que la concentración de la cholinesterasa es más alta y el neutralizador es más diluido para compensar por la menor actividad de la enzima de la plasma.

Otro procedimiento más complicado es el método titrométrico de Nabb (1967). Este proceso analiza el ácido acético liberado durante la hidrólisis del estercolina con un standard alcalino. Este método requiere un titrográfo automático. Al considerar si éste método es factible o no uno debe pensar en el gasto del equipo y el tiempo necesario para aprender como usarlo.

Con los estudios en el campo se necesita un procedimiento que permita examinar rápidamente un número alto de muestras, de manera que con un nivel bajo de cholinesterasa se encuentran lo más pronto posible. Tales métodos deben ser fáciles de ejecutar y deben requerir equipo simple y comparativamente con pocas manipulaciones y reactivos. El método titrométrico descrito por Limperos y Ranta (1953) y modificado por Edson y Fenwick (1955) cumple con tales requisitos. Este procedimiento está basado en la determinación de la producción del ácido de la acetilcolina, usando un indicador que mida el cambio de pH. Este proceso se ha mejorado mucho modificando el equipo que es comercialmente disponible para estas pruebas. Como consecuencia de las modificaciones este procedimiento ha resultado en mayor exactitud y simplicidad. El equipo incluye un comparador con ocho vidrios de color correspondiendo a diferentes valores. El sustrato de acetilcolina perclorato es agregado a la sangre de una persona con un nivel de actividad normal de cholinesterasa. El bromotimol azul se usa como indicador y entonces se añade el sustrato a las otras muestras de sangre a intervalos de un minuto. Se nota después el tiempo requerido para la reacción de la primera mezcla que empareja el vidrio marcado "100%

actividad". Usualmente esto toma de 20 a 30 minutos; el período de incubación disminuye a temperatura más altas y aumenta a temperaturas más bajas. Después de leer y anotar los resultados del control, se leen las demás muestras, a intervalos de un minuto, emparejándolas contra el disco del comparador. Este método es de mucho valor para los trabajos en el campo en la determinación de la actividad colinesterasa en la sangre siempre y cuando el CO₂ no sea introducido durante la colección y análisis de las muestras de sangre. Las actividades de la colinesterasa por el método titrométrico concuerdan bastante con los valores de la plasma obtenidos por el método de Michel.

Michel, H.O. 1949. An electrometric method for the determination of red blood cell and plasma cholinesterase activity. J. Lab. Clin. Med., 34:1964.

Nabb, D.P., and F. Whitfield. 1967. Determination of cholinesterase by an automated pH-Stat method. Arch. Environ. Health 15:147.

Limperos, G., and K.E. Ranta. 1953. A rapid screening test for the determination of the approximate cholinesterase activity of human blood. Science 117:453.

Edson, E.F., and M.L. Fenwick. 1955. Measurement of cholinesterase activity of whole blood. Brit. Med. J., 1:218.

Apéndice VI: Información Técnica y Fuentes de Asistencia

I. Estado de los problemas asociados con las enfermedades

Center for Disease Control

Bureau of Laboratories

San Juan Laboratories
GPO 4532
San Juan, Puerto Rico 00936

Vector-Borne Diseases Division
PO Box 2087
Ft. Collins, CO 80522

Bureau of Epidemiology

Viral Diseases Division
Atlanta, GA 30333

Bureau of Tropical Diseases

Vector Biology & Control Division
Atlanta, GA 30333

DHEW, PHS Regional Offices, Division of Preventive Health Services

State Health Departments, State Epidemiologist

II. Control del Mosquito

Center for Disease Control, Bureau of Tropical Diseases,
Atlanta, GA

State Health Departments, Vector Control Specialist

Agriculture Extension Agents

III. Compañías que efectúan aplicaciones aéreas de VUB

Lista de las compañías: U.S. Department of Agriculture

Center for Disease Control, Bureau of
Tropical Diseases

IV. Suministros

Jaulas desechables de pruebas biológicas

Tubes and Cores, Inc.
400 Paul Avenue
San Francisco, CA 94124

Solución de silicone para cubrir las láminas para el
microscopio empleadas para probar el aerosol de VUB
"DRI-FILM* SC-87"

Pierce Chemical Company
Box 117
Rockford, IL 67105

*Trademark General Electric Company

Láminas para el microscopio cubiertas con Teflón para probar
el aerosol VUB

Holiman Equipment Company
PO Drawer 3768
Jackson, MS 39207

*Trademark E.I. DuPont deNemours & Co., Inc.

Tarjetas teñidas para evaluar los rocíos aéreos.

Home & Farm Chemical Company
PO Box 6055
Charlotte, NC 28207

Anenómetro

Windmeter (Catalog No. 63-193109-00)
Dwyer Instruments, Inc.
Michigan City, IN 46360

Las marcas patentadas y las firmas comerciales que se mencionan
aparecen solamente como referencia, y su mención no indica que
el Servicio de Salubridad Pública o el Departamento de Salubridad,
Educación y Bienestar Social de los Estados Unidos las recomienden.

Referencias Selectas

- Anderson, C. H., and W. Schulte. 1971. Teflon as a surface for deposition of aerosol droplets. *Mosq. News* 31(4):499-504
- Anonymous. 1977. Modern Mosquito Control, 5th ed., American Cyanamid Company, Princeton, N.J., 32 pp.
- Anonymous. 1975. Operating manual for the ultra-low volume application of Ortho Dibrom 14 Concentrate. Chevron Chem. Co., San Francisco, Calif., 13 pp.
- Arnell, J. H. 1973. A revision of the genus *Haemagogus*. *Contribution Am. Entomol. Inst.* 10(2):1-174.
- Arnell, J.H., and L.T. Nielsen. 1972. The varipalpus group of *Aedes* (*Ochlerotatus*). *Contributions Am. Entomol. Inst.* 8(2):1-48.
- Beidler, E. J. 1975. A new method of sampling ULV droplets. *Mosq. News* 35(4): 482-488
- Belkin, J. N., S. J. Heinemann, and W. A. Paige. 1970. The Culicidae of Jamaica, (Insecta, Diptera). *Bull. Institute of Jamaica, Science Ser.* 20, 458 pp.
- Breeland, S. G. 1970. The effect of cage materials on ULV malathion evaluations. *Mosq. News* 30:338-342.
- Carpenter, S. J., and W. J. LaCasse. 1955. Mosquitoes of North America (North of Mexico). Berkeley and Los Angeles, Univ. of Calif. Press, 353 pp, 127 plates.
- Center for Disease Control, Bureau of Laboratories, undated. Calibration of the ocular micrometer. CDC, PHS, DHEW, Atlanta, Ga. Mimeo, 6 pp.
- Center for Disease Control, Bureau of Tropical Diseases. 1977. Mosquitoes of Public Health Importance and Their Control. CDC, PHS, DHEW, Atlanta, Ga., 55 pp.
- Christophers, R. K. 1960. *Aedes aegypti* (L.) The Yellow Fever Mosquito. Cambridge University Press, 739 pp.
- Flynn, A. D., H. F. Schoof, H. B. Morlan, and J. E. Porter. 1964. Susceptibility of seventeen strains of *Aedes aegypti* (L.) from Puerto Rico and the Virgin Islands to DDT, dieltrin and malathion. *Mosq. News* 24(2):118-123.
- Gardner, A. L., and R. E. Iverson. 1968. The effect of aerially applied malathion on an urban population. *Arch. Environ. Health* 16:823-826.
- Harbach, R. E., and K. L. Knight. 1978. A mosquito taxonomic glossary XIV. The larval body (except chaetotaxy). *Mosq. Syst.* 10:53-105.
- Hayes, G. R., and M. E. Tinker. 1958. The 1956-1957 status of *Aedes aegypti* in the United States. *Mosq. News* 18(3):253-257.

- Hoeprich, P. D., editor. 1977. *Infectious Diseases*. Harper and Row Publishers, Hagerstown, Md., 1258 pp., 353 illus.
- Hunter, G. W., J. C. Swartzwelder, and D. F. Clyde, editors. 1976. *Tropical Medicine*, 5th Ed., W. B. Saunders Co., Philadelphia, Pa., 900 pp.
- King, W. V., G. H. Bradley, C. N. Smith, and W. C. McDuffie. 1960. *A Handbook of Mosquitoes of the Southeastern United States*. Agric. Handb. No. 173, Agric. Res. Serv., U.S. Dept. Agric. Sup. Docs., U.S. Gov. Print. Off., Washington, D.C., 188 pp.
- Knight, K. L., and J. L. Laftoon. 1970. A mosquito taxonomic glossary III. Adult thorax. *Mosq. Syst. Newsletter* 2(3):132-146.
- Mount, G. A., and N. W. Pierce. 1972. Droplet size of ultralow volume ground aerosols as determined by three collection methods. *Mosq. News* 32(4):586-589.
- Rathburn, C. B., Jr. 1970. Methods of assessing droplet size of insecticidal sprays and fogs. *Mosq. News* 30(4):501-513.
- Ross, H. H. 1949. *How to Collect and Preserve Insects*. Circular 39, Natural History Survey Division, Urbana, Ill., 59 pp.
- Schick, R. X. 1970. The Ferrens group of *Aedes* (Finlaya). *Contributions Am. Entomol. Inst.* 5:1-158
- Schliessmann, D. J. 1964. The *Aedes aegypti* eradication program of the U.S. *Mosq. News* 24(2):124-132.
- Schliessmann, D. J., and N. J. Magennis. 1964. Initial plan for the eradication of *Aedes aegypti* from the United States. *Pest Control* 7(32):34-48.
- Tinker, M. E. 1964. Larval habitat of *Aedes aegypti* (L.) in the United States. *Mosq. News* 24(4):426-432.
- Tinker, M. E., and G. R. Hayes, Jr. 1959. The 1958 *Aedes aegypti* distribution in the United States. *Mosq. News* 19(2):73-78.
- World Health Organization. 1976. Resistance of vectors and reservoirs of disease to pesticides. Twenty-second Report of the WHO Expert Committee on Insecticides. Tech. Rep. Ser. 585. WHO, Geneva, Switzerland.
- World Health Organization. 1979. Safe use of pesticides. Third Report of the WHO Expert Committee on Vector Biology and Control. Tech. Rep. Ser. 634, WHO, Geneva, Switzerland.
- Yeomans, A. H. 1949. Directions for determining particle size of aerosols and fine sprays. U.S. Dep. Agric. Bur. Entomol., Pl. Quar. ET-267, pp 1-7.
- Zavortink, T. J. 1968. A prodrome of the genus *Orthopodomyia*. *Contributions Am. Entomol. Inst.* 3:1-221.
- Zavortink, T. J. 1972. A New World species formerly placed in *Aedes* (Finlaya): *Contributions Am. Entomol. Inst.* 8(3):1-206.

LAND QX 600 B615s 1980
Biología y control del Aedes
Biología y control del Aedes
Vector Topics ; no.4

Request for

VECTOR TOPICS

TO: Center for Disease Control
Attn: Bureau of Tropical Diseases
Bldg. 1, Rm. 6007
1600 Clifton Road
Atlanta, Georgia 30333

Please place my name on the mailing list to receive *Vector Topics* ; send me
copies of the issue listed below at the following address:

Name & Title _____

Address _____

Issue requested: _____ Zip _____