

# Manual de Procedimientos de Vigilancia Entomológica y Manejo Integrado de Vectores



Santo Domingo, D.N.  
Abril 2018



# Manual de Procedimientos de Vigilancia Entomológica y Manejo Integrado de Vectores



Santo Domingo, D.N.  
Abril 2018



# Autoridades

**Dra. Altagracia Guzmán Marcelino**  
Ministra de Salud Pública

**Dr. Héctor Quezada**  
Viceministro de Salud Colectiva

**Dr. Neftalí Vásquez**  
Viceministro de Garantía de la Calidad

**Dra. Mercedes Rodríguez Silver**  
Viceministra de Planificación y Desarrollo

**Dr. Tirsis Quezada**  
Directora de Desarrollo Estratégico Institucional

**Dr. José Manuel Puello**  
Director de Gestión de la Salud de la Población

**Dr. Ronald Skewes-Ramm**  
Director del Departamento de Prevención y Control de Enfermedades  
Transmitidas por Vectores y Zoonosis



# Manual de Procedimientos de Vigilancia Entomológica y Manejo Integrado de Vectores

Revisión de Normas, Segunda Edición

**Coordinación técnica**     *Ángel Tomás Solís Montero*, Entomólogo  
Encargado de Entomología y Control de Vectores  
Centro Nacional de Control de Enfermedades Tropicales

**Equipo técnico**     *Ángel Tomás Solís Montero*, Entomólogo  
Encargado de la División de Entomología  
y Control de Vectores Dpto. de Prevención y Control  
de Enfermedades Transmitidas por Vectores y Zoonosis

*Gilda Yoanys Ventura*, Entomóloga  
Encargada de Evaluación Biológica de Plaguicidas

*Juana C. De los Santos*, Entomóloga  
Encargada de Vigilancia Entomológica

*César Ramón Burgos Granado*, Entomólogo  
Encargado de Operaciones de Campo

*Juan Leónidas Castro*, Ingeniero  
Encargado de Tecnología

*Yennis Corina Ferrera*  
Secretaria División de Entomología y Control de Vectores

*María Aurelia Paulino*, Entomóloga  
Encargada de Colonización y Cría

*Altagracia Villalona*  
Gerente Administrativa Proyecto CDC-TEPHINET

**Consultoría**     *Lic. Ramón Orlando Jiménez*

República Dominicana  
Abril 2018

® **Ministerio de Salud Pública**

Título Original:

**Manual de Procedimientos de Vigilancia Entomológica  
y Manejo Integrado de Vectores**

**Coordinación Técnica:**

*Ángel Tomás Solís Montero*

Encargado de la División de Entomología y Control de Vectores  
Departamento de Prevención y Control de Enfermedades  
Transmitidas por Vectores y Zoonosis

**Ministerio de Salud Pública**

Santo Domingo, República Dominicana, 2018  
ISBN: 978-9945-436

**Diseño:** Cristian Hernández

**Corrección de estilo:** Angel Barriuso

**Impresión:** Editora Búho

Santo Domingo, República Dominicana

**Segunda edición**

400 ejemplares

Impreso en la República Dominicana  
Abril 2018

Con el apoyo financiero de



# Equipo responsable primera edición

**Coordinación técnica** *José Manuel Puello Montero*  
Departamento de Prevención y Control  
de Enfermedades Transmitidas por Vectores y Zoonosis.

**Equipo técnico** *Ángel Tomás Solís Montero*, Entomólogo  
Encargado de la División de Entomología  
y Control de Vectores

*Gavino Guzmán Contreras*, Entomólogo  
Diagnóstico Taxonómico, Manejo de Colonias  
y Colección de Referencia

*Gilda Yoanys Ventura*, Entomóloga  
Resistencia y Susceptibilidad Insecticidas

*Juana C. De los Santos*, Entomóloga  
Vigilancia Entomológica

*César Burgos Granados*, Entomólogo  
Programa de Control Operacional

*Dorian Montero Jiménez*, Entomóloga  
Sistema de Información Entomológica

**Apoyo técnico** *Luz Mercedes Rivera*  
Coordinadora Técnica, Proyecto Fondo Mundial

*Julio Alexis Batista*  
Encargado de Cartografía

**Asesoría** *Patricia Fuya Oviedo*, Entomóloga  
Consultora Internacional  
Instituto Nacional de Salud, Colombia

*Darjaniva Isabel Molina de Fernández*, Entomóloga  
Consultora Internacional  
Instituto de Altos Estudios “Dr. Arnoldo Gabaldón”, Venezuela.

*Milqueya De la Rosa*  
Corrección de estilo y redacción

*Orfa Naara González*  
Corrección de estilo y redacción

República Dominicana  
2011



# Contenido

<b>1- INTRODUCCIÓN</b>	23
<b>2- OBJETO</b>	26
2.1    Objetivo General	26
2.2    Objetivos Específicos	26
2.3    Ambito de aplicación	26
2.4    Marco legal	27
<b>3- JUSTIFICACIÓN</b>	28
<b>4- ORGANIZACIÓN GENERAL DEL SISTEMA DE VIGILANCIA ENTOMOLÓGICA Y MANEJO INTEGRADO DE VECTORES</b>	29
<b>5- MALARIA</b>	30
5.1    Aspectos epidemiológicos de la malaria	30
<b>6- ARBOVIROSIS</b>	32
6.1    Aspectos epidemiológicos del dengue en República Dominicana	32
6.1.1 Comportamiento del dengue	32
6.2    Aspectos epidemiológicos de la fiebre chikungunya	34
6.3    Aspectos epidemiológicos de la fiebre de zika	35
6.3.1 Modo de transmisión	35
<b>7- FILARIASIS</b>	36
7.1    Aspectos epidemiológicos de la filariasis linfática	36
<b>8- VECTORES TRANSMISORES DE ENFERMEDADES EN REPÚBLICA DOMINICANA</b>	37
8.1    Vector de la malaria	37
8.2    Generalidades sobre <i>anopheles albimanus</i>	37
<b>9- VECTORES TRANSMISORES DE ARBOVIROSIS EN REPÚBLICA DOMINICANA</b>	42
9.1    Biología y ecología de <i>Aedes aegypti</i> , vector de arbovirosis en República Dominicana	42

<b>10- VECTORES TRANSMISORES DE LA FILARIASIS LINFÁTICA EN REPÚBLICA DOMINICANA</b>	46
<b>11- MANEJO INTEGRADO DE VECTORES</b>	48
<b>12- VIGILANCIA ENTOMOLÓGICA</b>	49
12.1 Vigilancia entomológica en malaria	50
12.1.1 Propósito de la vigilancia entomológica en malaria	51
12.1.2 Estudio entomológico de línea de base	51
12.1.3 Caracterización del área o entorno	52
12.1.4 Ubicación de los criaderos	52
12.1.5 Caracterización de los criaderos y colecta larvaria	53
12.1.6 Captura intradomiciliaria en reposo	56
12.1.7 Captura Sobre Humano Protegido (CSHP) intra y peridomiciliaria	59
12.1.8 Otros tipos de capturas implementadas para la colecta de adultos	63
12.2 Determinación de los hábitos del mosquito adulto	63
12.3 Vigilancia entomológica en filariasis linfática	64
12.4 Determinación de la paridad	66
12.5 Susceptibilidad de los vectores a los insecticidas	68
12.5.1 Mecanismos de resistencia	70
12.5.2 Métodos para determinar la susceptibilidad de resistencia a los insecticidas	71
12.5.3 Evaluación inicial en localidades centinela para el monitoreo de la disminución de la susceptibilidad	73
12.5.4 Análisis de la información sobre la vigilancia de la susceptibilidad-resistencia	74
12.5.5 Manejo Integrado de la Resistencia a los Insecticidas (MIR)	75
12.6 Pruebas de eficacia de los insecticidas	77
12.6.1 Pruebas biológicas en paredes	77
12.6.2 Pruebas biológicas en mosquiteros	80
12.6.3 Pruebas de eficacia del rociado espacial de insecticidas	82
12.7 Monitoreo entomológico y operacional (observaciones regulares)	85
12.8 Vigilancia entomológica en enfermedades transmisibles por <i>Aedes</i>	89

<b>13- CONTROL DE VECTORES</b>	106
13.1 Control de vectores en malaria	107
13.1.1 Control de larvas	107
13.1.2 Rociado espacial de insecticidas (OMS 2003)	114
13.1.3 Factores que influyen en la eficacia del rociado espacial	116
13.1.4 Rociado residual de interiores	117
13.1.5 Uso de mosquiteros impregnados con insecticida	119
13.2 Control de vectores de las Arbovirosis	120
13.3 Control de los mosquitos inmaduros	121
13.3.1 Control de huevos	121
13.4 Control de mosquitos adultos	122
13.5 Control de vectores en filariasis linfática	123
13.5.1 Control de criaderos	124
13.5.2 Control del contacto entre mosquitos y humanos	124
13.5.3 Control de molestias	124
13.5.4 Uso de repelentes	125
<b>14- ASPECTOS OPERACIONALES</b>	126
14.1 Seguridad del operador	126
14.2 Seguridad de la población a ser protegida	126
14.3 Seguridad en el almacenamiento y transporte	126
14.4 Seguridad del personal de control de vectores	127
14.5 Protección del ambiente	128
<b>15- BIBLIOGRAFÍA</b>	129
<b>16- ANEXOS</b>	132
<b>Anexo 1:</b> Prueba de susceptibilidad con papeles impregnados (OMS)	133
<b>Anexo 2:</b> Procedimiento de aplicación de la concentración discriminante de temefós sobre larvas	150
<b>Anexo 3:</b> Procedimiento para el rociado residual	152
<b>Anexo 4:</b> Formularios del Sistema de Información Entomológica	155

# Siglas y Abreviaturas

<b>AMM:</b>	Administración Masiva de Medicamentos
<b>BTI</b>	<i>Bacillus Thuriensisraelensis</i>
<b>°C:</b>	Grados Celsius o centígrados
<b>CDC:</b>	<i>Centers for Disease Control and Prevention</i> - Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades
<b>CENCET:</b>	Departamento de Prevención y Control de Enfermedades Transmitidas por Vectores y Zoonosis
<b>CO<sub>2</sub>:</b>	Dióxido de carbono
<b>CSHP:</b>	Captura sobre humano protegido
<b>DDT:</b>	Dicloro-difenil-tricloroetano
<b>DH:</b>	Dengue Hemorrágico
<b>DIGEPI</b>	Dirección General de Epidemiología
<b>ENDESA</b>	Encuesta Demográfica y de Salud
<b>ETV:</b>	Enfermedades transmitidas por vectores
<b>EGI:</b>	Estrategia de gestión integrada
<b>FD:</b>	Fiebre de dengue
<b>FHD:</b>	Fiebre hemorrágica del dengue
<b>GPS:</b>	<i>Global Position System</i> – Sistema de Posicionamiento Global
<b>IB:</b>	Índice de Bretau
<b>ICT:</b>	<i>Immunochromatographic Test</i> - Prueba inmunocromatográfica
<b>IPA:</b>	Incidencia parasitaria anual
<b>LQAS</b>	<i>Lot Quality Acceptance Sampling</i> - Metodología de aceptación de muestras por lotes

<b>MSP:</b>	Ministerio de Salud Pública y Asistencia Social
<b>MIV:</b>	Manejo integrado de vectores
<b>MTI:</b>	Mosquiteros tratados con insecticidas
<b>MITLD:</b>	Mosquiteros tratados con insecticidas de larga duración
<b>OMS:</b>	Organización Mundial de la Salud
<b>OPS:</b>	Organización Panamericana de la Salud
<b>PCR:</b>	<i>Polymerase Chain Reaction</i> – Reacción en cadena de la polimerasa
<b>pH:</b>	Potencial de hidrógeno
<b>PELF</b>	Programa de Eliminación de Filariasis Linfática
<b>Ppm:</b>	Partes por millón
<b>SESPAS:</b>	Secretaría de Estado de Salud Pública y Asistencia Social
<b>SNEM:</b>	Servicio Nacional de Erradicación de la Malaria
<b>UPE:</b>	Unidad Provincial de Entomología
<b>UNICEF:</b>	<i>United Nations Children’s Fund</i> – Fondo de las Naciones Unidas para la Infancia
<b>USAID:</b>	<i>United States Agency for International Development</i> – Agencia de los Estados Unidos para el Desarrollo Internacional.

# Glosario de Términos

1. **Antropofilia:** apetencia selectiva de ciertos artrópodos hematófagos que prefieren la sangre humana.
2. **Bionomía:** distribución, características de los lugares donde habita, longevidad, hábitos o conducta y capacidad vectorial de una especie.
3. **Colonización de Anofelinos:** acto de generar condiciones para que los mosquitos del género *Anopheles* se reproduzcan en cautiverio, teniendo así disponibilidad de ejemplares viables y vivos de todas las fases inmaduras del mosquito (huevo, larva y pupa), así como de su fase madura (mosquito adulto), por un tiempo relativamente largo o indefinido.
4. **Control biológico:** utilización de los enemigos naturales de las plagas o vectores de enfermedades para regular sus poblaciones.
5. **Control físico:** eliminación de los individuos o criaderos de una plaga usando agentes físicos como la temperatura, humedad, insolación, fotoperiodismo y radiaciones electromagnéticas, entre otros.
6. **Control químico:** uso de sustancias químicas para controlar la distribución y abundancia de las plagas.
7. **Criaderos:** sitios o lugares de cría de una especie vectora.
8. **Criaderos de mosquitos:** son acumulaciones de agua, temporales o permanentes, donde la hembra del mosquito pone sus huevos, desarrollándose posteriormente las fases de larvas, pupas y adultos.
9. **Criaderos controlables:** se refiere a los criaderos en los que se puede realizar una acción física, química o biológica para evitar que se infesten o retengan agua. Su clasificación debe motivar un esfuerzo educativo permanente, a fin de que las personas y las comunidades sean capacitadas para controlarlos.

10. **Criaderos controlados:** aquellos en los que no se desarrollan larvas del mosquito vector.
11. **Criaderos estacionales o temporales:** son los criaderos que sólo en un período determinado del año contienen agua y pueden ser positivos a la presencia de larvas del mosquito vector.
12. **Criaderos permanentes:** los que se encuentran con agua durante todo el año.
13. **Endemia:** número habitual de pacientes de una determinada enfermedad, en un determinado lugar y periodo de tiempo.
14. **Endofagia:** hábito de los vectores hematófagos que prefieren picar en el interior de las viviendas.
15. **Endofilia:** hábito de los vectores que prefieren reposar en el interior de las viviendas luego de haber ingerido sangre.
16. **Enfermedades transmitidas por vectores:** las que se transmiten por medio de un organismo vector que adquiere el patógeno de individuos enfermos o infectados y luego lo transmite a individuos sanos.
17. **Entomología:** Ciencia que estudia los insectos.
18. **Exofagia:** hábito de vectores hematófagos que prefieren picar fuera de las viviendas.
19. **Exofilia:** hábito de vectores que prefieren descansar en el exterior de las viviendas.
20. **Fases inmaduras del mosquito:** aquellas formas en la metamorfosis del mosquito que anteceden a su condición adulta; a saber: huevo, larva y pupa.
21. **Fase madura del mosquito:** mosquito adulto.
22. **Fumigación:** aplicación de un plaguicida en forma de humo, gas o vapor.

23. **Gametocito:** forma sexuada de los plasmodios que son infectantes para el mosquito, en cuyo estómago se aparean y forman un huevo o cigoto que da lugar a los esporozoitos.
24. **Hábitat:** área o espacio con todos sus componentes físicos, químicos, biológicos y sociales, donde los seres vivos encuentran condiciones propicias para vivir y reproducirse.
25. **Hospedero:** organismo que alberga un parásito.
26. **Insecticida:** sustancia que mata insectos.
27. **Insecto:** artrópodo con tres pares de patas y cuerpo dividido en cabeza, tórax y abdomen.
28. **Larva:** forma del insecto inmaduro que sale del huevo.
29. **Larvicida:** insecticida que mata específicamente las larvas de los insectos.
30. **Malaria:** enfermedad febril causada por protozoos del género Plasmodium, que son transmitidos de una persona infectada a otra sana, mediante la picadura del mosquito del género Anopheles.
31. **Mosquiteros impregnados con insecticidas de larga duración (MILD):** mosquitero a cuyas fibras se incorpora un insecticida durante el proceso de fabricación.
32. **Nebulización ULV (siglas en inglés por: Ultra Bajo Volumen):** procedimiento para la aplicación espacial de los insecticidas, a dosis muy pequeñas en grado técnico o en soluciones concentradas menores de 500 mililitros por hectárea.
33. **Nebulización térmica:** tratamiento de un área con aerosoles calientes de insecticidas, que tiene lugar por medio de generadores de niebla que transforman una solución de baja concentración en una nube espesa de humo que lleva suspendidas las gotas del insecticida.

34. **Organofosforado:** grupo de insecticidas químicos sintéticos que contienen fósforo y cuyo modo de acción es afectar los procesos de comunicación de las neuronas con los tejidos, al inhibir la acción de la enzima acetilcolinesterasa en el espacio sináptico.
35. **Ovipostura:** acción y efecto de la hembra de los insectos de depositar sus huevos en el ambiente adecuado para su desarrollo posterior.
36. **Parásito:** organismo que se beneficia de otro y le causa daño.
37. **Piretroides:** son moléculas con actividad insecticida constituidas por derivados sintéticos de las piretrinas.
38. **Plaguicida:** sustancia usada para regular poblaciones de plagas.
39. **Plaguicidas obsoletos:** plaguicidas almacenados que ya no se pueden utilizar con su objetivo original o ningún otro y, por consiguiente, tienen que ser eliminados de acuerdo a las normas vigentes.
40. **Plaguicidas para la salud pública:** sustancias utilizadas en el control de plagas de importancia en la salud pública.
41. **Pupa:** estado inmaduro del insecto holometábolo o de metamorfosis completa que precede al adulto o imago.
42. **Registro:** proceso por el cual la autoridad nacional responsable aprueba la venta y utilización de un plaguicida, previa evaluación integral de datos científicos que demuestren que el producto es efectivo para el fin al que se destina y no entraña un riesgo inaceptable para la salud humana, la salud animal ni para el medio ambiente.
43. **Reservorio:** lugar o ente, animado o inanimado, en donde el agente causal se desarrolla y reproduce.
44. **Residualidad:** se refiere a la acción de un insecticida cuyo efecto persiste durante un tiempo prolongado a partir del momento de su aplicación.

45. **Resistencia a insecticidas:** es la habilidad natural o genética de individuos de una población de insectos, de una especie determinada, para sobrevivir a la exposición a un insecticida a concentraciones que normalmente son letales.
46. **Rociado residual domiciliario:** aplicación de un insecticida de efecto residual variable a las superficies (paredes y techos) de las viviendas y sus anexos.
47. **Susceptibilidad a insecticidas:** es cuando una población de insectos de una especie determinada muere por la exposición a un insecticida.
48. **Tasa de picadura sobre el humano protegido:** proporción de mosquitos colectados mediante su captura inmediatamente después de que éstos se posan sobre el humano y antes de que lo piquen.
49. **Tipología de criaderos:** clasificación de criaderos, según su descripción específica.
50. **Umbral de acción:** Densidad de una plaga a la cual es necesario tomar medidas de control para evitar que alcance el umbral de daño.
51. **Umbral de daño:** Densidad de una plaga que causa daño a los humanos o a sus intereses.
52. **Vector:** organismo vivo que transporta un agente infeccioso de un individuo infectado o sus desechos a otro sano o a su alimento o entorno inmediato.
53. **Zoofilia:** apetencia selectiva de ciertos artrópodos hematófagos que prefieren ingerir la sangre de los animales.

**QUE PONE EN VIGENCIA LA SEGUNDA EDICION DEL MANUAL DE PROCEDIMIENTOS DE VIGILANCIA ENTOMOLÓGICA Y CONTROL VECTORIAL PARA SER UTILIZADO POR TODOS LOS ACTORES INVOLUCRADOS EN ACTIVIDADES DE VIGILANCIA ENTOMOLÓGICA Y EL CONTROL VECTORIAL, IMPLEMENTADAS POR CUALQUIER INSTANCIA DE LOS NIVELES CENTRAL, REGIONAL, PROVINCIAL O LOCAL DEL MINISTERIO DE SALUD PUBLICA Y ASISTENCIA SOCIAL.**

**CONSIDERANDO:** Que la rectoría del Sistema Nacional de Salud está a cargo del Ministerio de Salud y Asistencia Social (MISPAS) con plena facultad política y máxima autoridad para regular la producción social de la salud, dirigir y conducir políticas y acciones sanitarias; concertar intereses; movilizar recursos de toda índole; vigilar la salud y coordinar acciones con las diferentes instituciones públicas y privadas, y demás actores sociales comprometidos con el sector, a los fines de darle cumplimiento a las políticas nacionales de salud.

**CONSIDERANDO:** Que los ministros de Estado podrán dictar disposiciones y reglamentaciones sobre los servicios a su cargo, de carácter interno; siempre que no colidan con la Constitución, las leyes y los reglamentos o las instrucciones del Poder Ejecutivo.

**CONSIDERANDO:** Que la regulación es un proceso permanente de formulación y actualización de normas, de su aplicación por la vía del control y la evaluación de la estructura; de los procesos y los resultados en áreas de importancia estratégica, como políticas, planes, programas, servicios, calidad de la atención, economía, financiamiento e inversiones en salud, así como desarrollo de la investigación científica y de los recursos humanos y tecnológicos.

**CONSIDERANDO:** Que una de las funciones del Ministerio de Salud Pública y Asistencia Social (MISPAS) como ente rector del sector salud, establecidas por la Ley General de Salud, No. 42-01, es la de

formular todas las medidas, normas y procedimientos que conforme a las leyes, reglamentos y demás disposiciones que competen al ejercicio de sus funciones y tiendan a la protección de la salud de los habitantes.

**CONSIDERANDO:** Que el Ministerio de Salud Pública y Asistencia Social, a través de su instancia técnica el Departamento de Prevención y Control de Enfermedades Transmitidas por Vectores y Zoonosis, es responsable de la aplicación, normalización y coordinación de las acciones necesarias para la prevención y control de las enfermedades tropicales en todo el territorio nacional, incluyendo la malaria, dengue, zika, chikunguya, filariasis (o filariosis) linfática y cualquier otra arbovirosis transmisibles por aedes.

**CONSIDERANDO:** Que la malaria, filariasis linfática y la arbovirosis, dengue, zika, chikunguya, entre otras transmisibles por vectores, son enfermedades tropicales de importancia global en la región de las Américas y en la isla Hispaniola, esta compartida por República Dominicana y la República de Haití.

**CONSIDERANDO:** Que una de las estrategias más importantes para la prevención y el control de las enfermedades transmitidas por vectores es el desarrollo y mantenimiento de un sistema de vigilancia entomológica que proporcione información oportuna, útil y confiable para la toma de decisiones, así como la implementación de las medidas de control de vectores más apropiadas, efectivas, sostenibles y con menos impacto en el medio ambiente.

**CONSIDERANDO:** Que es fundamental dotar al personal de Salud vinculado a la vigilancia entomológica y al manejo integrado de los vectores transmisores de enfermedades, de cualquier instancia de los niveles central, regional, provincial o local, de los instrumentos y recursos necesarios para ofertar una atención integral fundamentada en la promoción, prevención, detección, atención, monitoreo, registro y requerimiento.

**CONSIDERANDO:** Que como entidad rectora del Sistema Nacional de Salud, el Ministerio de Salud Pública y Asistencia Social debe ofrecer a todos los involucrados en la vigilancia entomológica y el manejo integral de los vectores transmisores de enfermedades, los lineamientos para realizar las acciones secuenciadas y sistematizadas de acuerdo al modelo vigente, así como desarrollar y proveer de los instrumentos que deben implementarse para que se puedan ofrecer servicios con una visión humanizada, contribuyendo además a mejorar los servicios brindados a este sector en el país.

**VISTA:** La Constitución de la República Dominicana.

**VISTA:** La Ley Orgánica de Administración Pública No. 247-12, del 14 de agosto de 2012.

**VISTA:** La Ley General de Salud No. 42-01, del 8 de marzo del 2001.

**VISTA:** La Ley No. 110, del 4 de enero de 1964, que crea el Servicio Nacional de Erradicación de la Malaria.

**VISTO:** La Disposición Administrativa No. 04-99, que Crea el Centro Nacional de Control de Enfermedades Tropicales (CENCET), de fecha 25 de mayo del 1999.

**VISTO:** La Resolución No.000025, que aprueba la estructura organizativa de transición del Ministerio de Salud Pública y Asistencia Social (MISPAS), de fecha 15 de septiembre del 2015.

**VISTO:** La Disposición No. 000006, que reorganiza y cambia la denominación al Centro de Control de Enfermedades Tropicales (CENCET), integrándoles las funciones de vigilancia y control de zoonosis y al Laboratorio Nacional de Salud Pública Dr. Defilló las relacionadas con el diagnóstico, de fecha 13 de noviembre del 2017  
**En virtud de las atribuciones que me confiere la Ley General de Salud No. 42-01, dicto la siguiente:**

## DISPOSICION

**PRIMERO:** Se dispone poner en vigencia la segunda edición del Manual de Procedimientos de Vigilancia Entomológica y Control Vectorial para ser utilizado por todos los actores involucrados en actividades de vigilancia entomológica y el control vectorial, implementadas por cualquier instancia de los niveles central, regional, provincial o local del Ministerio de Salud Pública y Asistencia Social.

**SEGUNDO:** Se instruye a todos los involucrados en la vigilancia entomológica y el control vectorial para la utilización de este Manual para orientar las acciones de su competencia dirigidas a la vigilancia, prevención y control de las enfermedades transmitidas por vectores.

**TERCERO:** La Dirección de Epidemiología y el Departamento de Prevención y Control de Enfermedades Transmitidas por Vectores y Zoonosis son las instancias responsables de dar seguimiento a la difusión y promoción del uso de este Manual por todos los servicios e instancias del sector salud a nivel nacional.

**CUARTO:** Se designa a la Oficina de Acceso a la Información a publicar en el portal web institucional de este Ministerio de Salud, la presente disposición.

**DADA, FIRMADA Y SELLADA** en Santo Domingo de Guzmán, Distrito Nacional, capital de la República Dominicana a los CUATRO ( 04 ) días del mes de ABRIL del año dos mil dieciocho (2018).

**DRA. ALTAGRACIA GUZMAN MARCELINO**  
Ministra de Salud Pública y Asistencia Social.

# 1. Introducción

Los artrópodos cumplen una función determinante en la transmisión de enfermedades al hombre. Los insectos, y dentro de éstos los mosquitos como vectores de algunas de las enfermedades más letales, perjudican al humano. En República Dominicana los vectores incluyen, además de los mosquitos, los flebótomos o flebotominos, que son los vectores de la leishmaniosis; las moscas, las cucarachas y los roedores, que son vectores mecánicos de diversas enfermedades, como el cólera, la salmonelosis, la hepatitis infecciosa, entre otros.

Las enfermedades transmitidas por mosquitos, endémicas en República Dominicana, son la malaria, el dengue, el virus de zika, la fiebre chikungunya, la filariasis (o filariosis) linfática.

Estas afecciones tropicales se constituyen en problemas de salud pública, producto de la ocurrencia endémica de casos y de la posibilidad de brotes, que ocasionan una importante morbilidad y mortalidad. Las consecuencias asociadas a estas enfermedades afectan la actividad social y económica del país.

*La malaria o paludismo* es una enfermedad parasitaria tropical causada por un protozoario esporozoario del género *plasmodium*, transmitido al hombre mediante la picadura del mosquito *Anophele*, enfermedad que hasta el año 2014 era en el país predominantemente rural, patrón que ha cambiado a partir de entonces cuando se observa un mayor número de casos en zonas urbanas de barrios que cuentan con las condiciones propicias para el desarrollo del mosquito vector *anopheles albimanus* es la única especie incriminada en la transmisión de la enfermedad en el país (Mekuria et al., 1990) y se encuentra distribuido en todo el territorio nacional.

*El dengue* es una enfermedad viral que puede generar brotes en diferentes lugares del territorio nacional, causando además una proporción importante de decesos. Es causada por cuatro serotipos del virus de dengue. Hasta ahora las vacunas que se han producido para este virus no han sido

eficaces, lo cual obliga a disponer de medidas de manejo integrado de sus vectores como la estrategia más viable para prevenir y controlar su incidencia. *Aedes aegypti*, el vector principal, está distribuido en todo el territorio nacional y coloniza predominantemente criaderos artificiales y con menor frecuencia criaderos naturales. *Aedes albopictus*, señalado como vector secundario de dengue en las Américas, es un vector reconocido de arbovirosis (Cox et al., 2006). Sus larvas y en condición de adultos han sido capturados en el entorno de viviendas que presentaron casos de dengue en República Dominicana, por lo que se considera una amenaza, ya que cohabita con *Aedes aegypti* en áreas fuera de las viviendas, en parques de recreo, cementerios, patios de las escuelas y en ambientes semi rurales o sub urbanos en general.

*La fiebre chikungunya*, enfermedad endémica en países del sudeste de Asia, África y Oceanía, emergente para la región de las Américas, introducida a República Dominicana en el año 2014. *Aedes Aegypti* y *Aedes albopictus* son las mismas especies involucradas en la transmisión del dengue.

*El virus de zika* es también una enfermedad vírica transmitida a las personas a través de la picadura de mosquitos infectados del género *Aedes*, sobre todo de *Aedes aegypti*, en las regiones tropicales aunque recientemente ha sido señalado el mosquito *Culex quinquefasciatus* en la transmisión de este virus. Este virus puede ser transmitido de persona a persona por diferentes tipos de contacto. Introducida a República Dominicana en el año 2016, es una enfermedad que induce anomalías congénitas y síndromes neurológicos graves en algunos pacientes.

La filariasis linfática conocida generalmente como elefantiasis, es una enfermedad tropical desatendida, producida por parásitos que se alojan en el sistema linfático y es transmitida al ser humano mediante la picadura de diferentes tipos de mosquitos, entre ellos el *Culex*, *Anopheles* y *Aedes* (islas endémicas del Pacífico)

El Departamento de Prevención y Control de Enfermedades Transmitidas por Vectores y Zoonosis (antiguo CENET) es la institución del Ministerio de Salud Pública responsable de coordinar y ejecutar las acciones de prevención ante estas enfermedades tropicales transmitidas por vectores,

que el marco de su actuación cuenta a nivel central de una División de Entomología y Control de Vectores, la cual actualmente lleva a cabo un proceso de adaptación de sus funciones, acorde con la nueva estructura nacional de vigilancia entomológica y control de vectores y a las disposiciones del proceso de separación de funciones de los servicios de salud, donde las direcciones provinciales de Salud (DPS) y las direcciones de Áreas de Salud (DAS) asumen las respuestas de vigilancia entomológica y control de vectores, quedando el Departamento de Prevención y Control de Enfermedades Transmitidas por Vectores y Zoonosis como ente normatizador y de supervisión del proceso. No obstante, para su funcionamiento se requiere un marco normativo de referencia que permita una adecuada y oportuna respuesta en materia de vigilancia entomológica y manejo integrado de vectores.

Es por esta razón y gracias al esfuerzo mancomunado de un grupo interdisciplinario de profesionales y técnicos que se pone a disposición del personal de salud responsable de la prevención, vigilancia y control de las enfermedades transmitidas por vectores en el país, el **Manual de Procedimientos de Vigilancia Entomológica y Manejo Integrado de Vectores**, que constituye una valiosa herramienta para el desempeño del trabajo diario de los profesionales de la salud vinculados al sistema de vigilancia entomológica y control de vectores, así como a otros usuarios interesados en el tema.

## 2. Objeto

Regular las acciones de vigilancia, prevención y control de enfermedades transmitidas por vectores mediante la aplicación correcta y oportuna de medidas adecuadas de vigilancia entomológica y del manejo integrado de vectores.

### 2.1 Objetivo General

Actualizar el Manual de Procedimientos de Vigilancia Entomológica y Manejo Integral de Vectores.

### 2.2 Objetivos Específicos

1. Unificar y armonizar los criterios, instrumentos, formularios de registro, equipos y métodos empleados en el laboratorio y en campo para desarrollar el sistema nacional de vigilancia entomológica y manejo integrado de vectores de República Dominicana.
2. Aportar las herramientas técnicas y procedimentales que sirvan de base al sistema de vigilancia entomológica y manejo integrado de vectores en todo el territorio nacional.
3. Disponer de un documento de soporte para la capacitación y actualización de los recursos humanos profesionales y técnicos, en el nivel central y local, para el desarrollo de las actividades de vigilancia entomológica y manejo integrado de vectores, de acuerdo con los requerimientos de las áreas de trabajo y los niveles de competencia laboral.

### 2.3 Ambito de aplicación

El presente manual será aplicado en toda actividad o acción implementada por cualquier instancia del Ministerio de Salud Pública responsable de la vigilancia entomológica y manejo integrado de vectores de enfermedades.

## 2.4 Marco legal

El Sistema de Salud dominicano ha presentado cambios significativos en los últimos años, establecidos por un marco normativo articulado con el Plan Decenal de Salud (PLANDES) 2006-2015 y la Estrategia Nacional de Desarrollo. Se establece que el **Ministerio de Salud** es el rector del Sistema Nacional de Salud (SNS) y en el nivel desconcentrado está representado por las direcciones provinciales de Salud (DPS) y direcciones de Áreas de Salud (DAS).

En materia de provisión de servicios, el sector salud está organizado en el marco de la separación de funciones definida por la Ley 123-15, que contempla la desconcentración administrativa funcional de los Servicios Regionales de Salud (SRS), al igual que el Instituto Dominicano de Seguridad Social del MSP, creando el Servicio Nacional de Salud. La Ley 87-01, que crea el Sistema Dominicano de Seguridad Social, establece las fuentes y los mecanismos de financiamiento para la protección de la población contra los riesgos de enfermedad, maternidad, infancia y riesgos laborales, vejez, discapacidad, cesantía por edad avanzada y sobrevivencia.<sup>1</sup>

### El marco legal está basado en:

- Constitución de la República Dominicana.
- Ley 123-15, que contempla la desconcentración administrativa funcional de los Servicios Regionales de Salud.
- La Ley 87-01, que crea el Sistema Dominicano de Seguridad Social.
- La Ley General sobre Medio Ambiente y Recursos Naturales (64-00)
- Ley General de Salud No. 42-01, del 8 de marzo de 2001.
- Ley 110, del 4 de enero de 1964, que crea el Servicio Nacional de Erradicación de la Malaria.
- Disposición Administrativa No. 04-99, del 25 de mayo de 1999, que crea el Departamento de Prevención y Control de Enfermedades Transmitidas por Vectores y Zoonosis.
- La Resolución 000022 del MSP, del 10 de agosto, 2016, que ordena la aplicación de Triage en todos los establecimientos de prestación de atención en salud.

1.- OMS: Estrategias de Cooperación, junio 2016: [http://apps.who.int/iris/bitstream/10665/137162/1/ccsbrief\\_dom\\_es.pdf](http://apps.who.int/iris/bitstream/10665/137162/1/ccsbrief_dom_es.pdf)

### 3. Justificación

Se da continuidad al Plan de Fortalecimiento de la Lucha contra la Malaria en poblaciones vulnerables con alta incidencia de malaria en República Dominicana. Dentro de ese plan se estableció como de alta prioridad la vigilancia entomológica; manejo integrado de vectores; vigilancia de la susceptibilidad; manejo de la resistencia de los insectos a los insecticidas; investigaciones operativas; calibración y mantenimiento de máquinas y equipos; monitoreo y evaluación del sistema; así como el fortalecimiento de la capacidad de los recursos humanos. Por otra parte, ha habido cambios en la estructura de los servicios de salud que permean las acciones del CENCET, proceso dirigido a descentralizar las acciones de la vigilancia entomológica a nivel provincial y de fortalecer el liderazgo local de sus recursos humanos.

Para armonizar todos esos procesos es necesario actualizar el manual de procedimiento que sirva de guía para la ejecución de las actividades, procurando generar un mecanismo de respuesta sistemática, respaldado por acciones correctas y oportunas.

Se parte de un enfoque sobre el rol que reviste la vigilancia entomológica y el manejo integrado de vectores como elementos esenciales para prevenir y controlar la transmisión de enfermedades transmisibles por vectores; así como adecuar las normativas existentes al nuevo panorama epidemiológico que se genera con la introducción de nuevas enfermedades transmitidas por varias especies de mosquitos de los géneros *Aedes* y *Culex*, como son chikungunya, zika y posiblemente fiebre del mayaro, encefalitis del Nilo occidental, entre otras.

## 4. Organización general del sistema de vigilancia entomológica y manejo integrado de vectores

El Departamento de Prevención y Control de Enfermedades Transmitidas por Vectores y Zoonosis tiene bajo su responsabilidad las acciones de vigilancia, prevención y control de las enfermedades tropicales transmitidas por vectores, a través de la adecuada y oportuna detección, diagnóstico, tratamiento y de su análisis epidemiológico.

Para darle respuesta adecuada a la estrategia de control vectorial, este Departamento dispone, dentro de su estructura organizativa, de una División de Entomología y Control de Vectores. Además de promover la realización de estudios entomológicos de manera sistemática, desarrolla estrategias y políticas para el manejo integrado de vectores (MIV), conjuntamente con la Red de Vigilancia Entomológica.

Con la implementación de la nueva organización de los servicios de salud y los de salud colectiva, el Sistema de Vigilancia Entomológica y Manejo Integrado de Vectores se concibe a través de la creación de Unidades Entomológicas Provinciales (UEP), lo cual se justifica plenamente en el marco de las políticas actuales de conservación ambiental, eficiencia del gasto público social y de los procesos de descentralización, reestructuración e integración provincial de los servicios de salud.

# 5. Malaria



## 5.1 Aspectos epidemiológicos de la malaria

La malaria o paludismo es una enfermedad endémica de los países tropicales causada por un grupo de parásitos del género *Plasmodium*.<sup>1</sup>

La malaria es una enfermedad predominantemente rural, vinculada a la pobreza, a condiciones inadecuadas de las viviendas, a factores de cambio climatológico, fenómenos migratorios, actividades productivas locales, al poco acceso a los servicios de salud y al tratamiento antimalárico. Por otro lado, la enfermedad también se relaciona con las deficiencias del sistema de vigilancia, la falta de coordinación intersectorial y multisectorial, así como a la resistencia del *Plasmodium* circulante a las drogas convencionales y del vector a los insecticidas de uso y alternativos.

Cerca de la mitad de la población mundial está expuesto al paludismo. Según el informe mundial sobre malaria de la OMS, correspondiente al año 2010, la enfermedad ocasionó la muerte de 781,000 personas en todo el mundo en el 2009. En 2015 hubo unos 212 millones de casos de la enfermedad que, según las estimaciones, costaron la vida a 429,000 personas, esto implica una reducción de la mortalidad por esta causa de cerca de un 45 por ciento desde el 2009 al 2015.<sup>2</sup>

2. MSP/CENCET: Guía para el diagnóstico, manejo y prevención de la Malaria. República Dominicana, septiembre 2011

3. WHO.int/malaria/publications/es/

Durante 2015, OMS registró un total de 451.242 casos de malaria en la Región, lo que significó una reducción de 62% con respecto al año 2000, pero un aumento de 16% con respecto a lo observado en 2014 cuando se registró el menor número de casos de malaria en las últimas cuatro décadas. Ocho de los 21 países endémicos (Colombia, Ecuador, Guatemala, Honduras, Nicaragua, Perú, República Bolivariana de Venezuela y República Dominicana) notificaron un aumento de casos con respecto al año anterior.<sup>3</sup>

De acuerdo a esta alerta epidemiológica 2016 de la OMS, la tendencia al aumento se mantuvo en algunos países. Colombia, Ecuador y la República Bolivariana de Venezuela notificaron un aumento de casos de malaria y un aumento en la proporción de casos de *Plasmodium falciparum* en relación con los ocasionados por *Plasmodium vivax*. Adicionalmente, Honduras y Perú notificaron aumento en la proporción de casos de malaria por *P. falciparum*, en relación a los ocasionados por *Plasmodium vivax*, en las principales áreas de transmisión del país.

En República Dominicana, de las cuatro especies que generalmente afectan al humano, los casos autóctonos se deben de manera exclusiva a *Plasmodium falciparum*, sensible aun a los medicamentos cloroquina y primaquina.

En el año 1999 se produjo un pico que alcanzó los 3,589 casos de malaria. Entre el año 2000 y el 2004 la tendencia fue al aumento paulatino y sostenido, alcanzando un máximo de 3,837 casos en el año 2005, para luego disminuir en forma sostenida hasta reportarse 1,640 casos en el año 2009. Después de ese descenso paulatino y sostenido hubo un incremento de los casos en el año 2010, a consecuencia, entre otros factores, de casos importados desde Haití o detectados en territorio nacional. Para el año 2015 se registraron un total de 661 casos de esta enfermedad elevándose a 755 para el año 2016, con un incremento en el porcentaje de un 13%.<sup>4</sup>

A pesar de las reducciones observadas en estos últimos años de la incidencia de la malaria en el mundo, todavía persisten niveles inaceptables de esta enfermedad que impone una elevada carga económica a las familias y a los estados, debido a una disminución de la productividad, la pérdida potencial de años de vida, pérdida de posibilidades educativas y a los altos costos de la atención sanitaria.

---

4. OMS: Alerta Epidemiológica Aumento de casos de malaria 15 de febrero de 2017.

# 6. Arbovirosis

## 6.1 Aspectos epidemiológicos del dengue en República Dominicana

El dengue es la enfermedad viral transmitida por mosquitos de más rápida propagación en el mundo. Es una enfermedad febril aguda, causada por cuatro virus serológicamente relacionados, transmitida por la picadura de los mosquitos *Aedes aegypti* y *Aedes albopictus*, que se caracteriza por fiebre, cefalea, dolores musculares y articulares, exantema, náuseas y vómitos.

El dengue es esencialmente una enfermedad urbana, cuya transmisión está asociada a niveles de alta densidad poblacional, mala planificación urbana y altos índices de hacinamiento, entre otras múltiples causas. La disponibilidad de servicios públicos (agua potable y disposición de desechos sólidos), con bajas coberturas y de calidad inadecuada, condiciona su riesgo de transmisión.

Este trastorno repercute en la dinámica familiar y social, ya que ocasiona la pérdida de vidas humanas; conlleva considerables gastos para la familia en medicinas y en otros insumos; pérdida de jornadas laborales; ausentismo escolar, gastos importantes incurridos por el sistema sanitario en intervenciones de control; sobrecarga de los servicios de salud; deterioro de la imagen del país como destino turístico saludable; y un aumento de los reclamos de la población.

A pesar de que el dengue es una enfermedad que se conoce desde hace muchos años, es a partir de la década de los 70 que se inicia un repunte de la enfermedad en todo el mundo, reconociéndose como una pandemia en 1998, año en que 56 países de la franja tropical y subtropical del mundo notificaron 1.2 millones de casos a la OMS.



*Aedes Aegypti*



*Aedes Albopictus*

### 6.1.1 Comportamiento del dengue

Los serotipos del virus del dengue se transmiten a los humanos por la picadura del mosquito del género *Aedes* infectado, principalmente *Ae. aegypti*. Este mosquito está ampliamente distribuido en las áreas tropicales y subtropicales de todo el mundo.

Los estadios inmaduros del vector del dengue *Ae. Aegypti* aparecen, sobre todo, en recipientes artificiales con agua estrechamente asociados a las viviendas y, a menudo, en su interior.

Estudios realizados sugieren que la mayoría de las hembras de *Ae. Aegypti* pueden pasar su vida en las casas donde emergen como adultos o en su alrededor. Esto significa que las personas, en lugar de los mosquitos, son los que más rápidamente diseminan el virus dentro y entre las comunidades.

A nivel global, los brotes de dengue también se han atribuido a *Aedes albopictus*, *Ae. polynesiensis* *Aegypti* y a varias especies del complejo *Aedes scutellaris*. Cada una de estas especies tiene un comportamiento particular en términos de ecología y distribución geográfica. En las últimas décadas, *Aedes albopictus* se ha propagado de Asia a África, las Américas y Europa, especialmente ayudado por el comercio internacional de neumáticos usados, donde los huevos son depositados cuando contienen agua de lluvia. Los huevos pueden permanecer viables durante muchos meses en ausencia de agua para luego activarse y continuar la metamorfosis.

*Aedes aegypti* y *Aedes albopictus* son mosquitos reconocidos como vectores de arbovirosis en diferentes países tropicales del mundo. Estos mosquitos están presentes en República Dominicana y se vinculan con la transmisión de las arbovirosis dengue, *zika*, *chikungunya* y con la fiebre del mayaro, si se llegare a confirmar su transmisión en el país. La mayor presencia de *Aedes aegypti* en los hogares le confiere la condición de ser el vector principal de dengue por su íntimo contacto con los humanos.<sup>1</sup>

*Aedes aegypti* es la especie de mosquitos cuyos adultos están presentes en 73 % de las viviendas que han tenido casos de dengue en República Dominicana, mientras *Aedes albopictus* apenas se presenta en un 4.5 % de las mencionadas casas.<sup>2</sup>

En República Dominicana, *Aedes aegypti* es el vector más común y de mayor contacto con los humanos debido a que prefiere vivir dentro de las viviendas y colonizar criaderos artificiales de diversos tipos. Un análisis del riesgo vectorial en 24 barrios de la ciudad de Santo Domingo, realizado para el plan de emergencia de 1988, reseñó que *Aedes aegypti* se encontraba ampliamente distribuido en todo el país y que los tanques de 55 galones utilizados para almacenar agua para consumo familiar tenían un grado de positividad de hasta un 77%. También se reportó un promedio de 1.5 tanques por vivienda (Índice de Casas de 0.2-2.5).

## 6.2 Aspectos epidemiológicos de la fiebre chikungunya

La fiebre chikungunya es una enfermedad emergente causada por un alfavirus que se transmite a las personas mediante la picadura de los mosquitos del género *Aedes*, tanto *Aedes aegypti* como *Aedes albopictus*. Estas son las mismas especies involucradas en la transmisión del dengue, un problema de salud pública, desde que se dio la alerta en las Américas y el Caribe.<sup>3</sup>

En los últimos años las enfermedades febriles producidas por vectores se han incrementado en todo el mundo, como es el caso de la fiebre del chikungunya, enfermedad endémica en países del sudeste de Asia, África

---

2.- MSP/CENCET: Informe nacional de Vigilancia Entomológica, 2017. PDF

3.- OPS/OMS/CDC: Preparación y respuesta ante la eventual introducción del virus Chikungunya en las Américas, 2011

y Oceanía y emergente para la región de las Américas. En República Dominicana se confirmó la presencia de este virus en el municipio de Nigua, provincia San Cristóbal, en abril de 2014.

## 6.3 Aspectos epidemiológicos de la fiebre del zika

El virus de zika es un flavivirus de la familia de los Flaviviridae transmitido principalmente por mosquitos del género *Aedes Aegypti*. Los síntomas son similares a los de otras infecciones por arbovirus, entre ellas el dengue.

### 6.3.1 Modo de transmisión

El virus de zika se transmite a las personas principalmente a través de la picadura de mosquitos infectados del género *Aedes* y, sobre todo, de *Aedes aegypti* en las regiones tropicales. Los mosquitos *Aedes* suelen picar durante el día, regularmente al amanecer y al anochecer, y son los mismos que transmiten el dengue, la fiebre chikungunya y la fiebre amarilla. Igualmente, es posible la transmisión sexual con una persona infectada, de una mujer embarazada al feto durante el embarazo o en fecha cercana al parto, por exposición en laboratorio. Se investigan otros modos de transmisión, como las transfusiones de sangre y transmisión de persona a persona. No se han reportado casos de bebés que contrajeran el zika a través de la lactancia materna.<sup>4</sup>

---

4.- Respuesta del CDC ante el Zika. Zika 101, febrero 2018. <https://espanol.cdc.gov/enes/zika/about/overview.html>

# 7. Filariasis

## 7.1 Aspectos epidemiológicos de la filariasis linfática

La *filariasis (o filariosis) linfática* es una enfermedad inflamatoria crónica caracterizada por la acumulación persistente de linfa a nivel intersticial, como consecuencia de la insuficiencia valvular progresiva u obstrucción de los vasos linfáticos de las áreas afectadas (principalmente las extremidades, el escroto y las mamas). En el país es causada por *Wuchereria bancrofti*, que pasa de un hospedero humano a otro, a través de la picadura del mosquito *Culex quinquefasciatus*. Esta enfermedad causa dolor y discapacidad grave, y suele conllevar a la estigmatización y a la exclusión social.

La filariasis linfática es considerada la segunda causa de discapacidad crónica a nivel mundial. Es una enfermedad de transmisión esencialmente urbana, asociada a la pobreza, la marginalidad y la migración que se genera en asentamientos humanos provisionales, no planificados y con deficientes sistemas de manejo de aguas servidas y pluviales, que favorecen el desarrollo y multiplicación del mosquito vector.

Los países endémicos con filariasis linfática en la Región son cuatro: Brasil, República Dominicana, Guyana y Haití. Brasil eliminó la filariasis linfática en siete estados (Amazonas, Alagoas, Bahía, Maranhão, Pará, Rio Grande do Sul y Santa Catarina), quedando solamente un único foco activo en el país limitado al área metropolitana de Recife (estado de Pernambuco).

República Dominicana, igual que otros países de la región, inició un programa de eliminación de filariasis linfática en el año 2001, financiado por la Fundación Bill & Melinda Gates. Las acciones de control han estado basadas en la administración masiva de medicamentos (AMM) en las localidades y los municipios positivos, una vez al año, durante cinco años consecutivos. También se establecieron varios puntos del país, dentro de las zonas endémicas, como sitios centinela, donde se realizan las evaluaciones y la vigilancia de la transmisión.

# 8. Vectores transmisores de enfermedades en República Dominicana

## 8.1 Vector de la Malaria

En República Dominicana se ha documentado la presencia de cuatro especies de Anopheles: *An. albimanus*, *An. vestitipennis*, *An. crucians* y *An. grabhamii*. El único mosquito que hasta ahora ha sido incriminado en la transmisión de malaria en el país es *Anopheles albimanus* (Mekuriaet al., 1991).

## 8.2 Generalidades sobre *Anopheles albimanus*

*Anopheles albimanus* fue identificado por vez primera en el mundo en colectas realizadas por Wiedemann en 1820 en la isla La Española, siendo esta la primera especie descrita del subgénero Nyssorhynchus.

Desde el punto de vista taxonómico, *Anopheles albimanus* pertenece a la sección albimanus del subgénero anofelino Nyssorhynchus. Se cree que *An. albimanus* es la especie de esta sección que muestra las características morfológicas más ancestrales, lo que concuerda con su extensa distribución geográfica y su versatilidad ecológica. Faran (1980) opinaba que esta especie se diferenció en una etapa temprana de la línea evolutiva común del grupo y que probablemente se originó en Centroamérica.

La distribución de *An. albimanus* se extiende desde Florida (Boca Ratón, Key West y Big Pine Key) y Texas (Corpus Christi) en los Estados Unidos, hasta el norte de Perú aunque esta especie también es común en todo el Caribe. En casi todos los casos, *An. albimanus* reside en las llanuras costeras y su diseminación se ve limitada por las cordilleras montañosas.

Varios investigadores (Heinemann y Belkin, 1976, 1977 y 1978; Belkin y Heinemann, 1975 y 1976; Faran, 1980; Frederickson, 1993) han demostrado la presencia de *An. Albimanus* en los Estados Unidos, México, Guatemala, Belice, El Salvador, Honduras, Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Colombia, Ecuador, Perú y Venezuela, así como en las islas caribeñas de

Antigua, Las Bahamas, Barbuda, Islas Caimán, Cuba, Guadalupe, La Española (República Dominicana y Haití), Jamaica, Montserrat, Saint Kitts y Nevis, Puerto Rico, San Martín y las Islas Vírgenes. *Anopheles albimanus* es el vector reconocido de malaria para el Caribe.<sup>7</sup>

La cópula entre el macho y la hembra ocurre generalmente durante el vuelo y la mayoría de las hembras se aparean antes de su primera ingesta de sangre. Luego de la fecundación, la hembra pone entre 75 y 150 huevos que son depositados en la superficie del agua de los criaderos. Después de dos o tres días, en un ambiente adecuado, los huevos eclosionan y surgen las larvas que se desarrollan en los lugares de cría.

Los lugares de cría de este mosquito pueden tener características variadas: exposición al sol, vegetación flotante, marginal, emergente o decadente; aguas turbias o claras con profundidad variada que abarcan desde aguas tranquilas parcialmente contaminadas con algas, hasta charcos temporales con poco contenido orgánico. A pesar de que *An. albimanus* tolera aguas con cierto grado de turbidez, se ha demostrado que un alto nivel de contaminación y una turbidez extrema inhiben su reproducción.

Los criaderos acuáticos suelen estar bien iluminados por el sol y en ocasiones se asocian con esteras flotantes de algas azul-verdosas, detectadas a menudo en aguas iluminadas por el sol; sin embargo, las larvas también pueden hallarse en aguas estancadas parcial o totalmente sombrías.

Las plantas acuáticas que generalmente se han asociado a *An. albimanus* son: *Pistiastratiotes* (lechuga de agua), *Elodea canadensis*, *Egeria naias*, algas del género *Chara* y *Utricularia* (Faran, 1980); así como *Spirogyra* (Kumm y Zuñiga, 1942), *Ceratophyllum demersum*, *Neptunia prostratum* y *Eichhornia* (Frederickson, 1992), *Jussiaeanatans* y *Eleocharis* (Breeland, 1974).

No obstante, se ha observado que la presencia de un helecho acuático, denominado *Salvinia auriculata*, reduce significativamente las poblaciones larvarias de *An. albimanus*. Este hallazgo fue corroborado por Hobbs y Molina (1983) al cubrir dos criaderos experimentales con este helecho en Guatemala.

La calidad del agua elegida para la ovipostura tiende a ser variable. Una característica común de muchos criaderos es que se deben a la actividad

humana, en zonas de intensa actividad agrícola o ganadera, donde existe vegetación secundaria.

Las larvas de *An. Albimanus* parecen tolerar un amplio rango de temperaturas. Shelton en 1973 evaluó la tolerancia de 8 especies, sometiéndolas a diversos rangos de temperaturas y notó que las larvas de *An. albimanus* pudieron sobrevivir a temperaturas entre 12°C y 35°C. En Guatemala, Frederickson y colaboradores (1992) recolectaron larvas de criaderos, cuyas temperaturas oscilaron entre 23°C y 28°C, incluso en los márgenes de aguas termales que llegaron hasta 40°C.

Las larvas de esta especie toleran una amplia variación en la química del agua y son capaces de alimentarse de diversas fuentes, lo que les permite sobrevivir tanto en aguas frescas (p. ej., canales de riego, pequeñas lagunas, pantanos, corrientes de aguas lentas y márgenes de los ríos), como en aguas salobres (por. ej., los manglares).

Las larvas toleran una concentración salina máxima, equivalente al 50% de la que tiene el agua marina. Los estudios de Downs en 1951 determinaron que cerca del 33% de los huevos depositados se desarrollaban en aguas de una salinidad equivalente al 25% del contenido salino del agua de mar. Las larvas resultaron aún más tolerantes, pues mostraron una elevada tasa de supervivencia en salinidades que oscilaban entre 50 y 75% de la del agua marina (Hurlbut, 1943). También es grande la tolerancia de *An. albimanus* a los cambios de concentración de material orgánico, al grado de turbiedad del agua y a la capa de suciedad en su superficie.

*An. albimanus* muestra asimismo una amplia distribución ecológica, como indica la diversidad de sus criaderos de larvas. En República Dominicana coloniza criaderos naturales como lagos, lagunas, arrozales, canales de riego o drenaje, manglares, zanjas, huellas de vehículos, huellas de animales, huecos en el pavimento, orillas de ríos y cañadas, charcas pequeñas con o sin vegetación acuática, áreas ganaderas o agrícolas parcialmente inundadas, depósitos de agua y, en ocasiones, pequeñas cavidades llenas de agua en las rocas. También es frecuente encontrar larvas en el agua estancada de pequeños ríos y arroyos durante la estación seca.

En el año 1990, cuando colectaba larvas de *An. Albimanus*, Mekuria determinó que en República Dominicana los criaderos más productivos se

observaban en los estanques utilizados en zonas rurales como bebederos de animales y los canales de riego en campos de arroz.

Tal como señala Faran (1980), las características de sus criaderos, muchas veces efímeros, hacen pensar que se trata de una verdadera especie oportunista en el contexto ecológico. En consecuencia, su abundancia y éxito dependerán de su capacidad para ocupar entornos heterogéneos de forma asincrónica, y no de la explotación de un espectro reducido de condiciones ambientales.

Luego de la conversión de las larvas en pupas y de éstas en adultos, *An. Albimanus* se dispersa en un radio máximo de tres kilómetros del lugar donde se libera, aunque muy raras veces puede migrar hasta enormes distancias desde el criadero. Normalmente los adultos habitan áreas geográficas de menos de 500 metros de altitud, aunque algunos pueden sobrevivir en altitudes mayores.

En sentido general, la eficiencia de *An. Albimanus* para transmitir la enfermedad es relativamente baja, aunque su alta densidad compensa esa ineficiencia vectorial, por lo que su control es un elemento importante de las acciones preventivas de la malaria.

Un hecho que casi todos los investigadores han observado es la naturaleza predominantemente exofílica de *An. albimanus* (descansa o reposa fuera de la vivienda) y la dificultad de encontrar los lugares donde reposa durante el día. Sin embargo, hay indicios de que, en algunas áreas de México y América Central, esta especie presenta una preferencia al descanso en el interior de las viviendas, después de alimentarse. En un estudio realizado por Bown y colaboradores (1986) se determinó que en localidades de México, el 80% de los mosquitos de la especie *An. albimanus* estudiados se posaron en el interior de las viviendas después de alimentarse.

Breeland (1974) pudo determinar el patrón de actividades de *An. albimanus* en 24 horas, utilizando albergues artificiales. Según este estudio, se ha establecido que la población de esta especie tiende a mantenerse en reposo desde las 12:00 del mediodía hasta las 4:00 p.m. Después de esta hora, los mosquitos dejan de reposar e inician algún tipo de movimiento. La migración masiva desde los sitios de reposo ocurre entre las 6:00 p.m. y 6:30 p.m. Luego, algunos mosquitos comienzan a regresar a los lugares de

reposo alrededor de las 8:00 p.m., pero la mayor parte de ellos no regresa hasta la medianoche. Entre las 2:00 a.m. y las 5:00 a.m., la mayoría de los *An. albimanus* ubica en los sitios de reposo, aunque algunos de ellos acuden a estos lugares desde las 5:00 p.m. ó 6:00 p.m. hasta cerca de las 9:00 a.m.

Este mosquito es más frecuente en la zona rural o en áreas periurbanas, y es más zoofílico que antropofílico (Mekuria, 1990). La bibliografía de los expertos en entomología coincide en señalar la preferencia de los anofelinos por huéspedes mamíferos. De manera particular se ha documentado que la especie *An. albimanus* prefiere picar a los mamíferos grandes (bovinos y equinos) y no muestra una gran preferencia por el ser humano. Sin embargo, algunos estudios, como los de Solarte y colaboradores en Colombia (1996), describen que el *An. albimanus* exhibió “un alto grado de actividad antropofílica”.

*Anopheles albimanus* es predominantemente exofágico (pica fuera de la vivienda).

Tradicionalmente, en las investigaciones realizadas para evaluar los hábitos de picadura de *An. albimanus*, se ha descrito que esta especie tiene una actividad de picadura máxima entre las 6:00 p.m. y las 9:00 p.m. En República Dominicana, el periodo de mayor actividad hematofágica de este vector está comprendido entre las 6:30 p.m. y las 11:00 p.m., que corresponde a las primeras horas de oscuridad, según evaluaciones realizadas por técnicos en distintas áreas del país.

Estudios de susceptibilidad a insecticidas en *Anopheles albimanus* realizados en Dajabón mostraron niveles importantes de resistencia al DDT (Uribe, 1985 y OMS, 1986). Posteriormente, los estudios de Mekuria (1990) demostraron susceptibilidad a la resmetrina, malatión, fenitrotión y propoxur; pero se encontró resistencia al DDT y resistencia cruzada a la permetrina.

Ulteriormente, en el año 2006 se realizó otro estudio de susceptibilidad de *An. albimanus* a diversos insecticidas en Dajabón y se determinó que mantiene su resistencia al DDT, aunque mostró niveles de susceptibilidad a la deltametrina, al malatión y al fenitrotión. (Beach, Ventura y colaboradores, 2006).

# 9. Vectores transmisores de Arbovirosis en República Dominicana

*Aedes aegypti* es el vector de arbovirosis más importante en República Dominicana, distribuido en todo el territorio nacional, colonizando principalmente recipientes artificiales; entre estos criaderos están las vasijas utilizadas para el almacenamiento de agua de consumo en los hogares y cualquier otro contenedor que aparezca en la vivienda o en sus alrededores. También, *Aedes aegypti* puede colonizar recipientes naturales como las plantas de la familia de las bromeliáceas y en otras que retienen agua en sus hojas, así como en huecos de árboles y rocas.

*Aedes albopictus* no ha sido incriminado como vector del dengue en las Américas, pero es un vector reconocido de arbovirosis (Cox et al., 2006); sus larvas y adultos han sido capturados en el entorno de viviendas que han presentado casos de dengue en República Dominicana, por lo que se considera una amenaza. Puede convertirse en un vector secundario de esta enfermedad.

Otra especie del género *Aedes*, específicamente *Aedes mediiovittatus* (Gubler et al., 1985), que se encuentra ocupando nichos ecológicos similares al *Aedes albopictus* en República Dominicana ha sido incriminada como vector del dengue en Puerto Rico.

## 9.1 Biología y Ecología de *Aedes aegypti*, vector de arbovirosis en República Dominicana

Existen indicios de que el mosquito *Ae. aegypti* es originario de Etiopía y que está ampliamente distribuido en África. Se cree que esta especie llegó al continente americano a través de la presencia de sus formas inmaduras en los barriles de agua de los barcos, durante las primeras exploraciones y colonizaciones europeas (Nelson 1986; Oldstone 2002).

Desde su introducción en las Américas, se inició la dispersión por el Caribe y el resto del continente, a consecuencia del intenso intercambio marítimo propio de la época (Gómez-Dantés y Rodríguez, 1994).

*Aedes aegypti* es el mosquito vector del dengue en República Dominicana. La presencia de *Aedes albopictus* ha sido documentada en el país desde el año 1993 en las provincias de San Cristóbal, Peravia, Azua, San Pedro de Macorís, Santo Domingo, Distrito Nacional, Monseñor Nouel, La Vega y Santiago (Peña 1993; CENCET 2004). Las provincias donde se ha reportado la presencia de *Ae. Albopictus* han mostrado una transmisión endémica y brotes ocasionales de dengue. *Aedes albopictus* aún no ha sido inculcado en la transmisión de dengue en República Dominicana, pero es un vector reconocido de dengue en otros países del mundo.

*Ae. aegypti* es un mosquito de la familia *Culicidae*, de origen primariamente selvático, adaptado a coexistir con el ser humano de manera sinantrópica (viviendo dentro de las casas o en el peri domicilio) o en patios de instituciones, cementerios, solares baldíos, entre otros frecuentados por humanos, con contenedores de agua. Muestra una amplia distribución en las zonas tropicales y subtropicales del mundo, fundamentalmente por debajo de los 1,200 metros sobre el nivel del mar. Su ciclo de vida se basa en cuatro etapas: huevos, larvas, pupas y mosquitos adultos.

La cópula entre los machos y las hembras generalmente ocurre durante el vuelo; las hembras son atraídas por el zumbido emitido por los machos al mover las alas. Una sola inseminación del macho es suficiente para fecundar todos los huevos que una hembra produce durante toda su vida.

Luego de la cópula, la hembra busca obtener sangre para garantizar la ovipostura. Ésta prefiere aguas relativamente limpias y transparentes para depositar sus huevos, lo cual ocurre principalmente en horas vespertinas. Los huevos tienen forma alargada (de cigarro). Miden entre 0.8 y un (1) milímetro y, al momento de ser colocados, tienen un color blanquecino transparente que rápidamente cambia a un color negro brillante.

La hembra fecunda los huevos durante la ovipostura, y el desarrollo embrionario generalmente se produce antes de las 48 horas de la postura, siempre que las condiciones ambientales del criadero sean propicias. Una vez

completado el desarrollo embrionario, los huevos son capaces de resistir largos períodos de desecación, que pueden prolongarse por más de un año, y permanecer viables durante ese tiempo hasta que las condiciones de humedad y temperatura sean las adecuadas.

Cada lote tiene entre 50 y 150 huevos. Generalmente la hembra distribuye los huevos de un mismo lote entre varios recipientes, pudiéndose observar que en determinadas condiciones ecológicas, las hembras colocan entre un 10 y un 20% directamente en el agua y el resto adherido a la superficie del recipiente. Cuando los huevos entran en contacto con el agua, bien sea porque el recipiente recibe agua nuevamente o porque se humedecen con el movimiento, se produce la eclosión de los mismos.

Las larvas se desarrollan mediante cuatro estadios larvarios y durante este período su mayor actividad es alimentarse mediante filtración del material en suspensión o acumulado en las paredes y en el fondo del recipiente para lo cual utilizan unas cerdas bucales en forma de abanico (Colvard, 1978). Se reconoce que ésta es la etapa de mayor vulnerabilidad de este vector.

Las larvas de *Ae. aegypti* se diferencian de otras especies de mosquitos por tener un sifón corto y redondeado que utilizan para respirar en la superficie del agua. La posición de reposo en el agua es casi vertical y se desplazan en el medio líquido con un característico movimiento serpenteante.

En los criaderos, las larvas son fotosensibles (sensibles a la luz) y al iluminarlas éstas se desplazan al fondo del recipiente casi de inmediato. Estas estructuras también son sensibles a la temperatura; no pueden sobrevivir a menos de 10°C, o a más de 45°C.

La duración del desarrollo larval depende de la temperatura, la disponibilidad de alimento en el criadero y de la densidad de larvas en el recipiente. En condiciones óptimas de temperatura (25 a 29°C), el periodo desde la eclosión hasta la conversión en pupas es de cinco a siete días, aunque habitualmente es de siete a 14 días. El desarrollo de las larvas de los machos es relativamente más rápido que el de las hembras para garantizar la fecundación (Nelson, 1986).

Cuando finaliza el período larvario, éstas sufren transformaciones morfológicas y cambios fisiológicos importantes que las convierten en pupas. En esta etapa de su desarrollo, el *Ae. Aegypti* no se alimenta y tiende a moverse poco; al ser observadas en el criadero, están habitualmente en un estado de reposo. Sin embargo, reaccionan inmediatamente a estímulos externos y se mantienen en la superficie del agua, debido a su capacidad para flotar, propiedad que favorece la emergencia del insecto adulto. Este período dura de uno a tres días en condiciones favorables, y en unas 48 horas, alrededor del 88% de los adultos emerge (Méndez y colaboradores, 1996).

Morfológicamente, los adultos de *Ae. aegypti* son pequeños (menos de 5 milímetros), de color oscuro, con un diseño característico de color blanco plateado, en forma de lira sobre la parte superior del tórax (mesonoto) y con bandas blancas en las patas. Los machos se diferencian de las hembras por ser más pequeños y por tener antenas más plumosas. (Nelson, 1986 y Martínez, 1987).

Los períodos de mayor actividad hematofágica de esta especie ocurren en las horas iluminadas del día. Investigaciones realizadas en Trinidad mostraron que el 92.2% de las hembras picaron durante el día, con dos períodos de actividad máxima: al amanecer, entre 6:00 a.m. y 7:00 a.m. y antes del atardecer, entre 5:00 p.m. y 6:00 p.m. (Chadee 1988). Estos hallazgos parecen ser consistentes con investigaciones similares realizadas en otros países.

Finalmente, en el país se ha estudiado la susceptibilidad de *Ae. Aegypti* a insecticidas. En diferentes regiones del país se ha encontrado resistencia de este mosquito a diversos insecticidas: permetrina, lambdacihalotrina, deltametrina, propoxur, malatión, DDT y fenitrotión (Solís 2000).

## 10. Vectores transmisores de la Filariasis Linfática en República Dominicana

El mosquito *Culex quinquefasciatus* Say (Diptera: Culicidae) es el vector más importante de filariasis linfática en República Dominicana debido al estrecho contacto que mantiene con los humanos y porque su actividad hematofágica es nocturna y coincide con el momento de la circulación periférica de las microfilarias en los humanos. De siete zonas que la OMS (1985) identificó como de transmisión endémica de filariasis linfática por *Wuchereria bancrofti* periódica, esta especie de mosquito está presente en seis.

Para poner en práctica acciones efectivas de control de vectores en el manejo de la filariasis linfática, un objetivo básico tiene que ser reducir el contacto de las poblaciones humanas expuestas con poblaciones del vector *Culex quinquefasciatus*.

*Culex quinquefasciatus* es el mosquito más abundante dentro de las viviendas investigadas durante las encuestas de xenomonitorio realizadas en la región suroeste de República Dominicana en el año 2004. Por ejemplo, en el Batey Siete, una localidad donde se ha determinado que existe la transmisión de filariasis linfática, el 78% de las viviendas, resultaron positivas a adultos de este mosquito. Mientras que en el barrio Pueblo Nuevo de la misma provincia se determinó que en un 82% de las viviendas había mosquitos adultos de esta misma especie.

En trabajos de xenomonitorio realizados en el marco del Programa de Eliminación de Filariasis Linfática, desde principios del año 2000, se han encontrado especímenes naturalmente infectados con filarias de la especie *Wuchereria bancrofti*. En el estómago de algunas hembras alimentadas de este mosquito se han encontrado microfilarias, mientras que en otras se han encontrado larvas L2 y L3 de *Wuchereria bancrofti*.

Esta especie de mosquito está muy ligada a las poblaciones humanas con una calidad de vida deprimida, que tienen dificultad para el drenaje de aguas servidas, así como para el adecuado manejo y disposición de los desechos sólidos. La lucha contra las larvas de este mosquito es una de las tareas más importantes para controlar su abundancia.

*C. quinquefasciatus* es considerada una especie predominantemente antropofílica y es el mosquito del género *Culex*, asociado con mayor frecuencia al hábitat humano urbano y rural. Esta especie se ha relacionado con la transmisión de filarias como *Wuchereria bancrofti*, del virus del Nilo occidental y de los virus causantes de la encefalitis de San Luis y la encefalitis equina venezolana, entre otros. En áreas donde no hay riesgo de transmisión de agentes patógenos por parte de esta especie, constituye un problema de salud pública debido a la alergia ocasionada por su picadura y a las molestias causadas por las altas densidades de población alcanzadas.

Los estadios inmaduros se desarrollan preferiblemente en depósitos de agua y los criaderos son variados, constituidos por aguas con un alto grado de contaminación, abundante contenido de materia orgánica, con detritos en proceso de fermentación (drenajes, plantas de tratamiento de aguas servidas y residuales), así como en ambientes sombreados, lénticos (lagos, lagunas, esteros y pantanos) o semióticos (pequeños ríos y arroyos sin mucho caudal), cercanos al ambiente domiciliario. Se han encontrado larvas de esta especie colonizando recipientes artificiales, como tanques y barriles con agua, tinacos y cisternas.

Su ciclo de vida en un ambiente cálido es de 10 a 14 días (Tonn 1963). Los adultos son de tamaño mediano y la probóscide es oscura, con palpos cortos. Las patas tienen escamas oscuras con reflejos desde un color bronceado a un azul-verde metálico.

Los adultos se localizan durante el día en lugares de reposo de animales como gallineros, cobertizos de ganado o en las viviendas humanas. Presentan una actividad nocturna, con el pico de ovoposición unas pocas horas después del atardecer y el de alimentación unas horas después del crepúsculo (Beehler et al. 1993; Schneider et al. 1988).

# 11. Manejo integrado de vectores

El manejo integrado de vectores (MIV) es una estrategia para definir la oportunidad en la toma de decisiones, así como también la armonización de diferentes métodos y tácticas de control para eliminar o reducir el riesgo de transmisión de las enfermedades transmisibles por vectores sin afectar la salud y el medio ambiente. Una estrategia de MIV incluye los siguientes componentes:

1. **Diagnóstico:** constituye la línea de base de la distribución y la abundancia del vector en el área de interés, así como su relación con los componentes bióticos y abióticos del entorno.
2. **Sistema de vigilancia:** sirve para determinar los umbrales de densidad críticos para la toma de decisiones como son umbral de daño y umbral de acción.
3. **Estrategia de control:** reducir o interrumpir el contacto humano vector, reducir la esperanza de vida del vector, reducir el riesgo de transmisión, combinar algunas de las primeras.
4. **Tácticas de control:** cada estrategia lleva un conjunto de tácticas adecuado a la dinámica de transmisión de cada enfermedad.

El enfoque del MIV tiene en cuenta la infraestructura y los recursos sanitarios disponibles e integra las medidas que hayan resultado eficaces, ya sean químicas, biológicas o ambientales. El MIV también promueve un abordaje integrado y eco sistémico al control de las enfermedades. Éste procura mejorar la eficacia en función de los costos, la gestión ecológica y la sostenibilidad del control de los vectores.

Son componentes esenciales del MIV, el desarrollo de una vigilancia entomológica que provea información oportuna para la toma de decisiones y el conocimiento cabal de las diversas alternativas de control de los vectores transmisores de enfermedades.

# 12. Vigilancia entomológica

## (Según SINAVE)

La vigilancia entomológica es un proceso continuo de recolección, tabulación, análisis e interpretación de información sobre algunos aspectos de la biología y bionomía de los vectores para la toma de decisiones relativas a su control regular y contingencia.

Para coordinar y normatizar las distintas actividades de vigilancia entomológica, el sistema de salud tiene profesionales y auxiliares de entomología y técnicos capacitados en el control de vectores, con asiento en la División de Entomología y Control de Vectores, así como una infraestructura técnica y logística adecuada, un subsistema de información en el SINAVE, que garantizan el logro de objetivos, calidad técnica y consistencia de los resultados.

### Propósito de la Vigilancia Entomológica

Aportar información que, según el SINAVE, permita seleccionar acciones pertinentes para prevenir y controlar la transmisión de enfermedades transmisibles por vectores.

#### Objetivos de la Vigilancia Entomológica, según el SINAVE

- Determinar la distribución y abundancia de los vectores en las localidades;
- Ubicar, identificar, demarcar y caracterizar los criaderos positivos de larvas de mosquitos vectores;
- Vigilar los cambios de comportamiento, como los hábitos de picadura, reposo y adaptación a nuevos sitios de cría de los vectores;
- Vigilar la susceptibilidad de los vectores a los insecticidas de uso y alternativos en salud pública;
- Seleccionar las medidas de control más adecuadas en las localidades priorizadas para intervención;
- Monitorizar y evaluar las intervenciones de control que se implementan en las localidades de estudio.

## 12.1 Vigilancia Entomológica en Malaria, según el SINAVE

El enfoque para la vigilancia entomológica en malaria se inscribe dentro de la estrategia para la toma de decisiones en el control racional de vectores de malaria en la región de las Américas, consignado en el Anexo 5 de dicha estrategia, que fue discutida y revisada en Bogotá en el mes de diciembre del año 2010 por técnicos de la mayoría de los países de la región (OPS, 2010).

En ese aspecto, la vigilancia entomológica para malaria en República Dominicana está orientada a levantar información sistemática en localidades priorizadas, de acuerdo a la carga de casos de los últimos dos años. De esta manera se establece un vínculo táctico entre la información sobre vigilancia epidemiológica y las acciones de vigilancia entomológica que guiarán la respuesta de prevención y control de la transmisión de esta enfermedad.

En República Dominicana, primero se escogen las provincias de acuerdo a la cantidad de casos que aportan al sistema. Dentro de éstas, se seleccionan los municipios que presentan una mayor carga malárica y, dentro de estos, se identifican los focos maléricos.

Dentro de esos focos se levanta la información sobre vigilancia entomológica que permite seleccionar y realizar, de manera oportuna y eficaz, las acciones de control de vectores pertinentes.

La vigilancia entomológica en malaria aporta información sobre los siguientes elementos:

- Caracterización de localidades de acuerdo a la cantidad y el tipo de criaderos positivos, características geográficas y socioeconómicas y variables climáticas;
- Caracterización de criaderos;
- Densidad de larvas;
- Densidad de mosquitos capturados en reposo;
- Hábitos hematofágicos y de reposo;

- Tasa de picadura con cebo humano protegido;
- Índice de paridad;
- Eficacia de los insecticidas de uso y alternativos;
- Tiempo de acción residual del rociado de las paredes;
- Eficacia de las actividades de control;
- Susceptibilidad de vectores a insecticidas;
- Monitoreo y evaluación de las actividades de prevención y control de vectores.

### **12.1.1 Propósito de la Vigilancia Entomológica en Malaria**

Producir información de base que contribuya a generar un enfoque adecuado de la estrategia de control, técnicas apropiadas para ejecutar las actividades, dando seguimiento a la calidad y efectividad de las medidas de prevención, así como a la eficacia de las medidas de control.

A continuación, se describen en detalle las actividades entomológicas para la medición de los parámetros e indicadores que serán usados en la selección y evaluación de las intervenciones de control de vectores.

De acuerdo a la OPS y colaboradores (2010), dos momentos se destacan para estas actividades de campo y laboratorio:

- Estudio entomológico de línea de base
- Monitoreo entomológico y operacional (observaciones regulares)

### **12.1.2 Estudio entomológico de línea de base**

Las localidades donde se realizan esta caracterización y evaluación entomológica son seleccionadas entre las localidades objeto de control vectorial en malaria en el área de influencia del equipo local. Las actividades entomológicas y las intervenciones son parte de las actividades regulares del programa de control. Cuando se hace la evaluación entomológica inicial, la localidad tiene que haber sido caracterizada con la información epidemiológica y social, y con los datos históricos entomológicos disponibles.

El estudio de línea de base (primer estudio entomológico de la localidad, aunque esta haya sido intervenida antes) consiste en la caracterización entomológica de la localidad y la definición de las variables y los indicadores que servirán de referencia para las futuras evaluaciones, según el SINAVE. La información generada contribuirá con la caracterización y definición de los focos maléricos.

Con los registros de las actividades de campo y la información complementaria obtenida en el laboratorio se alimentará el sistema de vigilancia entomológica (subsistema del SINAVE).

Los procedimientos de campo que se aplicarán para el levantamiento de los datos que servirán como punto de referencia entomológica son los siguientes:

- Caracterización del área o entorno.
- Ubicación de los criaderos.
- Caracterización de los criaderos y colecta larvaria.
- Captura intradomiciliaria en reposo.
- Captura sobre humano protegido (CSHP) intra y peridomiciliares.
- Estructura de edad en la población de mosquitos.

### **12.1.3 Caracterización del área o entorno**

Incluye la medición de variables sociodemográficas, geográficas, epidemiológicas y climáticas (si hay facilidad) del área de estudio, tales como número de habitantes y número de viviendas del área; actividades productivas de los lugareños; datos epidemiológicos de los últimos tres años y agrupación de las viviendas con respecto a los criaderos, entre otras variables.

### **12.1.4 Registros de criaderos**

Después de la caracterización del entorno se buscarán los lugares de cría de los vectores involucrados en la transmisión. Para ubicar geográficamente los criaderos se toman los puntos de coordenadas utilizando un sistema de posicionamiento global (GPS por sus siglas en inglés), con el cual se recorre el perímetro del criadero para determinar el área. Con estos datos de coordenadas se pueden construir mapas que permitan el

acceso rápido a los criaderos reconocidos y que vinculen la ocurrencia de los casos con los criaderos, proporcionando una visión panorámica de la dinámica de transmisión. De igual manera, estos datos deben ser usados para alimentar el SINAVE..

### **12.1.5 Caracterización de los criaderos y colecta larvaria**

Los criaderos deben ser caracterizados mediante el llenado de la ficha entomológica de criaderos para alimentar al Subsistema Nacional de Vigilancia Entomológica del SINAVE.

El personal que llene la ficha entomológica de criaderos debe dotarse de los equipos y el material necesario para determinar las variables físico-químicas de los criaderos.

Para medir el Ph pueden utilizarse cintas colorimétricas u otros Peachímetros. Para la medición de la temperatura se utilizan termómetros sumergibles que permitan medir la temperatura del agua del criadero.

La dirección y la velocidad del viento se miden con un anemómetro, colocándolo a dos (2) metros de altura del suelo, en un lugar abierto y alejado de árboles, rocas y otros obstáculos naturales o artificiales, cercano al sitio de colecta.

## **Colecta larvaria**

En cada uno de los criaderos identificados se deben coleccionar larvas y pupas para la identificación de las especies que cohabitan en el cuerpo de agua y la determinación de la densidad larvaria.

El procedimiento implica la elección de las estaciones de colecta a orillas del criadero (una estación por cada cinco (5) metros del perímetro). En criaderos muy grandes que excedan de 100 metros del perímetro total aproximado se elegirá un máximo de 10 estaciones en total, distribuidas en forma equitativa, de donde se tomarán las muestras con un cucharón (*dipper*) de 12.6 cm de diámetro.

Cada estación corresponde a un área de un metro cuadrado aproximadamente (un metro de largo por un metro de ancho). Los adofelinos se

deben buscar en los sitios de esta área que tengan vegetación o en cualquier punto dentro de la misma, priorizando la orilla.

La colecta larvaria debe realizarse durante el día. Para explorar el criadero se escogen lugares cerca de la orilla, donde la corriente de agua sea nula o casi nula, y preferentemente donde exista vegetación marginal, flotante o emergente.

El evaluador se acercará cuidadosamente a la orilla del criadero, ya que cualquier movimiento en el agua provocará que las larvas y pupas se vayan al fondo del mismo.

Posteriormente se depositará el agua en una bandeja o se dejará en el mismo cucharón para observar cuidadosamente la presencia de larvas, a fin de no pasar por alto los primeros estadios larvales. Se registrará en la ficha entomológica de criaderos, la cantidad de larvas por cucharonada en el espacio correspondiente a la estación indicada dentro del cuadro.

En caso de que se considere necesario llevar las larvas al laboratorio, las larvas se trasladarán del cucharón o la bandeja hasta un frasco debidamente rotulado, utilizando para esto una pipeta.

### **Los indicadores finales serán:**

- La pasividad del criadero a larvas de anofeles. Se determina indicando la cantidad de caladas que resultaron positivas a estos culícidos, con referencia al total de caladas ejecutadas.
- Densidad de larvas por calada. Este procedimiento se explica más abajo.

## **Transporte de larvas y pupas vivas al laboratorio**

Para su transporte al laboratorio, todas las muestras recolectadas de cada criadero particular se deben mantener en bolsas, frascos o viales correctamente etiquetados o rotulados con un marcador de tinta permanente. La etiqueta debe incluir los datos más importantes como la fecha de captura, ubicación del criadero, iniciales del recolector y el número de muestra.

Para prevenir que las larvas se afecten por la exposición a calor extremo o por el movimiento producido durante el transporte, los frascos o viales deben ser colocados en una nevera de playa con bolsas frías. Cuando se transportan larvas y pupas en distancias largas, la nevera de playa debe abrirse cada dos (2) hora para airear las muestras y evitar que se agote el oxígeno. También debe asegurarse que hay un espacio de 1-2 cm de aire por encima de la superficie de agua dentro de cada recipiente para permitir que respiren las larvas y las pupas.

En algunas ocasiones es preciso llevar agua del criadero en otro recipiente, especialmente si las larvas serán utilizadas en pruebas de susceptibilidad (pues habrá que conservarlas hasta que emerjan los adultos).

## Conservación de las larvas en el laboratorio

En el laboratorio, las larvas son identificadas, contadas y conservadas para análisis posteriores. Si para evaluaciones posteriores se requiere conservar las larvas muertas, esto puede lograrse colocándolas en agua caliente (de 50°C a 70°C) o por ahogamiento en etanol absoluto. Luego de muertas, las larvas pueden ser conservadas en etanol al 70-80% o en etanol al 80%, más glicerina al 2%. Si se utiliza agua caliente, primero se debe vaciar el agua del frasco o vial, siendo cuidadoso de que las larvas muertas permanezcan en el mismo, y luego agregar el etanol o el etanol más glicerina y cerrarlo.

## Estimación de índices de larvas

Las encuestas larvarias proporcionan información sobre algunos aspectos bio-ecológicos de las especies de mosquitos. También son utilizadas para evaluar el impacto de las medidas de control vectorial, al comparar las densidades de las larvas y el área del criadero, antes y después de la implementación de la intervención.

La estimación de la densidad larvaria es compleja, ya que requiere la estandarización de los esfuerzos de muestreo. Por ejemplo, esto puede implicar realizar el mismo número de inmersiones o caladas en cada área de criadero y utilizar dippers (cucharones) del mismo tamaño. Esto

puede ser difícil en el campo, ya que los criaderos pueden variar bastante en tamaño y forma. Para sobrepasar estas limitaciones se pueden requerir estrategias de muestreo y dispositivos más elaborados para estimar las densidades de las larvas.

Cuando se cumplen las condiciones correctas de muestreo, un indicador sencillo para estimar la cantidad de larvas de un criadero es el **Índice de Densidad Larvaria (IDL)**, que se calcula por conteo directo de la cantidad de caladas positivas por criadero, haciendo siempre referencia al total de caladas ejecutadas (ejemplo: 12 caladas positivas de 40 caladas totales). También para estimar la cantidad de larvas de un criadero, otro indicador útil es el **Índice de Densidad Larvaria (IDL)**, que se calcula dividiendo el total de larvas observadas entre el total de caladas o cucharonadas.

**Índice de Densidad Larvaria (IDL) = Total de larvas/número de cucharonadas**

Otro indicador útil es el Índice de Criaderos de Mosquitos (ICM), que se obtiene mediante la siguiente fórmula:

$$\text{ICM} = \text{TLP} \div \text{NC} \times \text{BP}$$

Donde:

**TLP** = número total de larvas y pupas recolectadas

**NC** = número total de caladas o cucharonadas realizadas

**BP** = número de estaciones o áreas de criaderos muestreadas

**Criaderos Positivos por Localidad (CPL)**. Este indicador se utiliza para conocer el riesgo de una localidad relacionado con la producción de mosquitos. Este es un indicador que se debe producir mensualmente en localidades prioritarias o en focos maláricos. Se produce con el consolidado de todas las fichas de criaderos encontrados en una localidad.

### 12.1.6 Captura intradomiciliaria en reposo

Este procedimiento se realiza dentro de las viviendas para determinar la densidad de mosquitos adultos capturados en reposo. Los mosquitos serán colectados en la noche en la hora de mayor actividad y a las seis

de la mañana. Cuando en esas mismas viviendas se hace Captura Sobre Humano Protegido (CSHP), la captura en reposo se debe hacer en días diferentes a esta actividad.

En cada localidad seleccionada para captura intradomiciliaria en reposo deben ser estudiadas al menos seis casas para obtener una muestra representativa. La casa debe ser examinada en su totalidad o si es muy grande deberá buscarse habitación por habitación al menos por 30 minutos. Se debe prestar atención especial a las habitaciones donde las personas durmieron la noche anterior.

Con la ayuda de una linterna se buscan mosquitos en las paredes o en el techo, debajo y detrás de los muebles, dentro de jarrones o recipientes grandes y debajo de las camas. La búsqueda debe realizarse de manera sistemática, comenzando desde la puerta principal y buscando hacia la izquierda moviéndose en el sentido de las manecillas del reloj dentro de la casa.

Los mosquitos son capturados utilizando aspiradores manuales o aspiradores mecánicos de baterías y se colocan en un vaso plástico tapado con tela de tul, con una perforación para introducirlos. Se usará un recipiente diferente para cada casa. Cada recipiente debe ser claramente rotulado con el número de referencia que tiene premarcado el formulario de Captura en Reposo (ENT-CR) localizado en el extremo superior derecho y resaltado en letras rojas. Los formularios ENT-CR deben contar con la siguiente información: Provincia, municipio, sección localidad o barrio; dirección de la vivienda (calle y número); fecha y hora de la observación y colecta, tipo de pared predominante (madera, cemento, zinc, etc...) y el total de mosquitos colectados. También debe consignarse si la vivienda ha sido rociada, la fecha de la última intervención y el insecticida utilizado.

En la columna de observaciones debe consignarse el tiempo gastado en minutos en la evaluación de la vivienda, así como otras características de interés como presencia de pintura reciente, número de personas y/o animales que durmieron en las habitaciones durante la noche anterior a la colecta, etc. Finalmente, el funcionario que realiza la captura deberá firmar con su nombre y cargo. Asimismo, debe firmar el supervisor responsable de la actividad.

Los mosquitos capturados deben ser colocados en una nevera portátil (caja térmica o nevera de playa) para su transporte al laboratorio, donde serán identificados y registradas otras variables, (paridad, por ejemplo).

### **La captura intradomiciliaria en reposo proporciona la siguiente información:**

- Las especies de mosquitos presentes en el interior de las viviendas y la proporción de los mosquitos que reposan en el interior de la casa.
- La densidad de los mosquitos que reposan en el interior, generalmente expresada como el número de mosquitos en reposo, por recolector, por hora.
- Los cambios estacionales de la densidad de mosquitos en reposo en el interior de las viviendas.
- Los cambios en la proporción de mosquitos que reposan en el interior después de la aplicación de insecticidas dentro de las casas.

### **Mantenimiento de los mosquitos vivos en el campo y durante el transporte**

Se deben tomar precauciones para mantener a los mosquitos vivos luego de su captura y durante el transporte. Para mantenerlos en buenas condiciones se recomiendan las siguientes medidas:

- Prepare una solución de miel de abejas al 10% mezclando 1 ml de miel de abejas en 10 ml de agua ó 10 ml de miel de abejas en 100 ml de agua. También puede utilizarse una solución azucarada del 5 al 8%, mezclando de 5 a 8 gramos de azúcar crema y completando hasta 100 ml de agua.
- Humedezca copos de algodón en la solución de miel de abejas o azucarada, exprima cualquier exceso de la solución azucarada y coloque el copo de algodón sobre las tapas de los vasos que contienen los mosquitos.
- Coloque los vasos conteniendo los mosquitos en una nevera de playa o en una caja.

- Cubra los vasos con una toalla húmeda y mantenga la toalla húmeda hasta que los mosquitos sean transportados al laboratorio.
- Asegúrese que mantiene los mosquitos en un lugar libre de contaminación por insecticidas y lejós de las hormigas.
- Antes de transportar, coloque papel periódico u otro material entre los vasos para minimizar el movimiento y evitar que se maltraten.

### **12.1.7 Captura Sobre Humano Protegido (CSHP) intra y peri domiciliaria**

Desde los inicios de la vigilancia entomológica, las capturas directas de los mosquitos que se posan en las personas para picar suministran información importante sobre la densidad de mosquitos adultos y el riesgo de transmisión. Sin embargo, se reconoce que cuando una persona se expone a ser picado, implica un riesgo incrementado para la ocurrencia de una enfermedad transmitida por los mosquitos que lo pican. Para reducir el riesgo de infección de las personas que realizan las colectas se ha adoptado el concepto de “capturas sobre humano protegido” (CSHP) que contempla las siguientes medidas:

- Proteger los pies y las piernas de la persona expuesta con medias negras,
- Tener disponibilidad oportuna de diagnóstico y tratamiento eficaz para malaria,
- Obtener el consentimiento informado de la persona expuesta antes de realizar el procedimiento y,
- Evitar, en la medida de lo posible, que los mosquitos piquen, capturándolos tan pronto se posen sobre la persona expuesta.

Las capturas sobre humano protegido (CSHP) incluyen un equipo de dos o más personas. Para la realización del procedimiento se seleccionarán seis casas en el sector donde haya más concentración en el número de casos en la localidad. En cada vivienda seleccionada se capturarán mosquitos en el interior y de su exterior.

Se deberá elegir preferentemente una casa que tenga más de una habitación, de manera que los residentes puedan dormir en una habitación, mientras la persona encargada de la captura utilice otra. Si es posible, esta habitación será aquella en la que normalmente duerman los residentes.

En el peri domicilio, el colector deberá ubicarse a unos 10 metros alrededor de la vivienda seleccionada. Preferiblemente, la persona que servirá como cebo humano protegido para capturas en el exterior se situará fuera de la misma vivienda, que se seleccionó para la captura en el interior.

El procedimiento se inicia cuando el técnico que sirve de carnada expone sus piernas entre el tobillo y la rodilla, mientras se encuentra sentado en el interior o en el exterior de la vivienda. Este técnico deberá mantenerse tan quieto como le sea posible con el fin de atraer a los mosquitos y que estos se posen a picar, ya que cualquier movimiento voluntario o involuntario puede alejarlos.

Una vez que el técnico que sirve de carnada expone sus piernas protegidas con medias negras, el técnico que sirve de colector se deberá mantener muy pendiente para capturar rápidamente cualquier mosquito que se pose utilizando un aspirador o capturador manual de insectos. No es necesario dejar que los mosquitos piquen o se alimenten.

Tan pronto un mosquito es capturado debe colocarse dentro de un vaso cubierto con una red o tul. Se usará un vaso para depositar todos los mosquitos capturados durante cada hora de colecta, escribiendo en cada vaso la hora correspondiente a la captura. Esto permitirá contar cuántos mosquitos fueron recolectados en cada hora de la noche y poder posteriormente ordenarlos según especies, casas, días y horas de recolección.

Los colectores cambiarán de lugar cada hora debido a la posible variación individual en el atractivo de estos como carnada humana para los mosquitos, y a las consideraciones éticas concernientes a la posibilidad de una infección accidental de malaria. Las colectas serán realizadas durante la noche completa, estableciendo dos turnos de dos técnicos cada uno. Las colectas del primer turno se llevarán a cabo entre las seis de la tarde y las doce de la noche, y las del segundo entre las doce de la noche y las seis de la mañana.

Los colectores generalmente estarán bajo tratamiento profiláctico con anti-maláricos para prevenir la posible aparición de la enfermedad. Además, debe haber disponibilidad de acceso al tratamiento con medicamentos de malaria efectivos en el caso que algunos de los recolectores sufran malaria.

Se usarán recipientes diferentes para cada captura identificando si fue dentro de la vivienda (intradomiciliaria) o en los alrededores de la misma (peri domiciliaria). Cada recipiente debe ser claramente rotulado con el número de referencia que tiene pre marcado el formulario de Determinación de Tasa de Picadura (ENT-TP) localizado en el extremo superior derecho y resaltado en letras rojas. Los formularios ENT-TP deben contar con la siguiente información: Provincia, municipio, sección localidad o barrio; dirección de la vivienda (calle y número); fecha, hora de inicio y de finalización de la CSHP y el total de mosquitos colectados en cada hora. También debe consignarse si la vivienda ha sido rociada, la fecha de la última aplicación y el insecticida utilizado.

En el caso de la CSHP, en el peri domicilio se deben consignar también en el formulario ENT-TP algunos factores ambientales como la humedad relativa, temperatura ambiente, así como la presencia de lluvia, viento y luz de luna.

En la columna de observaciones pueden anotarse otros datos de interés que considere el evaluador y, finalmente, el funcionario que realiza la captura deberá firmar con su nombre y cargo. El supervisor responsable de la actividad también debe firmar.

El objetivo de la captura intradomiciliaria en reposo y la CSHP intra o peri domiciliaria es determinar el comportamiento del vector, la actividad hematofágica, la tasa de picadura, el nivel de antropofilia y la densidad poblacional de ese momento, datos que permitirán las mediciones básicas para la construcción de los indicadores que, a su vez, brindarán orientación sobre la selección y la evaluación de intervenciones contra las formas adultas del vector.

Es preciso tomar las medidas, antes descritas, recomendadas para el mantenimiento de los mosquitos vivos durante el trabajo de campo y mientras son transportados hasta el laboratorio de entomología.

## Recomendaciones importantes durante la captura con cebo humano

- No fumar ni beber alcohol mientras se procede a las capturas;
- No capturar junto a una fogata o lámpara de gas queroseno;
- Cambiar cada hora a la persona que se utiliza como cebo humano, con el fin de reducir al mínimo las diferencias que puedan existir en su atractivo para los mosquitos;
- No utilizar ningún tipo de aceite, ungüento, perfume, crema o loción, ya que pudiese actuar como repelente de los mosquitos.

## Equipo para capturas de mosquitos en reposo y con cebo humano

El equipo necesario consiste en tubos aspiradores, linternas, vasos plásticos con cubierta de malla o tul, algodón, banditas de goma (gomitas), jaulas de mosquitos, neveras de playa o cajas como contenedores, cloroformo y toallas o papel toalla.

### Cómo usar el tubo aspirador o capturador manual

- Con la boquilla en su boca, sostenga el tubo abierto a una distancia de 1-2 cm del mosquito.
- Mueva el extremo del tubo cerca del mosquito y al mismo tiempo aspire fuerte y rápidamente de forma que el mosquito quede dentro del tubo.
- Coloque su dedo en el extremo del tubo para prevenir que el mosquito escape.
- Con su dedo todavía en esta posición aproxime el tubo al orificio en la malla o tul que cubre el vaso. Remueva su dedo y rápidamente introduzca el tubo en el orificio.



- Sople suavemente a través de la boquilla de forma que el mosquito sea transferido al vaso, al mismo tiempo golpee levemente el tubo con su dedo para mover a los mosquitos que estén reposando.
- No colecte más de cinco mosquitos en un tubo aspirador antes de transferirlos al vaso.

### 12.1.8 Otros tipos de capturas implementadas para la colecta de adultos

La captura de los mosquitos puede hacerse también mediante dispositivos denominados trampas. Las más usadas son las siguientes:

**Trampas de luz:** Este método de colecta utiliza la luz como atrayente. En esta colecta se capturan machos y hembras además de otros insectos. Esta trampa se puede utilizar en el intra domicilio, peri domicilio y extra domicilio y se puede trabajar toda la noche o por un determinado número de horas. Ésta se cuelga a una altura de 1.8 metros. Los especímenes son transportados al laboratorio para su identificación. Con este método no se pueden determinar los niveles de antropofilia.

**Trampas Shannon:** Este método usa también el cebo humano protegido como atrayente dentro de la trampa; es más utilizado para captura de insectos pequeños. Se usa en ambientes peris domiciliarias y extra domiciliarias. Con este método se puede medir el nivel de antropofilia de las especies colectadas. Los especímenes son transportados al laboratorio para su identificación.

## 12.2 Determinación de los hábitos del mosquito adulto

El propósito de la captura de los mosquitos adultos, sea esta en reposo, con cebo humano protegido o con el uso de trampas, es determinar las especies de los mosquitos involucrados en la transmisión de malaria y los hábitos de dichas especies. Esta información es esencial para la selección de las alternativas de control vectorial que serán utilizadas en las áreas endémicas o en riesgo. Los hábitos de los mosquitos adultos y la forma de calcular sus indicadores se definen a continuación: Endofilia, Exofilia, Endofagia y Exofagia. Igualmente, horario de picadura y densidad de adultos.

## 12.3 Vigilancia Entomológica en Filariasis Linfática

La vigilancia entomológica ligada a la filariasis (o filariosis) linfática procura diagnosticar la transmisión de la enfermedad en áreas de baja prevalencia, monitorear la transmisión en áreas intervenidas con la administración masiva de medicamentos (AMM) y producir información básica para guiar la respuesta en el control de vectores en aquellos lugares intervenidos que se muestran refractarios a la estrategia de AMM, a través de las siguientes acciones:

- Caracterizar las localidades dentro de las áreas, que son focos de transmisión, en los aspectos socioeconómicos y de acuerdo a la cantidad de criaderos positivos.
- Vigilar la transmisión de la enfermedad mediante la realización de encuestas de xenomonitorio.
- Capturar mosquitos en reposo dentro de las viviendas.
- Vigilar la densidad de larvas en los criaderos.
- Dar pautas sobre posibles medidas de manejo del medio para controlar los criaderos de *Culex quinquefasciatus*.
- Vigilar la eficacia de los mosquiteros impregnados con insecticidas en las localidades centinela, de acuerdo a los criterios del Programa Nacional de Eliminación de Filariasis Linfática.

### Xenomonitorio

Para la vigilancia de la transmisión de la filariasis linfática se utilizan las encuestas de xenomonitorio. Los procedimientos para realizar el xenomonitorio en filariasis linfática son los siguientes:

1. Se seleccionan 100 casas en un área reconocida como sitio centinela por el Programa de Eliminación de Filariasis Linfática;

2. Se visitan las casas un día antes para obtener el consenso de los residentes de las viviendas a ser encuestadas;
3. Se determinan las coordenadas de la vivienda utilizando un dispositivo de GPS;
4. Se hacen colectas de mosquitos dentro de las viviendas a las seis de la mañana, utilizando redes entomológicas de barrido, aspiradores y escobillas construidas con nervaduras de foliolos de hojas de cocotero. También se puede hacer la colecta de los mosquitos usando un aspirador electrónico llamado Prokopac, aspirador con motor eléctrico que funciona con una batería;
5. Los especímenes capturados se introducen en vasos parafinados, debidamente rotulados y tapados con tela de tul, y con un algodón humedecido con solución azucarada al 10%. Para su transporte al laboratorio, estos vasos se colocan en posición vertical en una neverita portátil, a la cual se le ha colocado una capa de hielo en el fondo, seguida por una toalla, encima de la cual se colocan los vasos y luego otra toalla húmeda encima de los vasos;
6. En el laboratorio se realiza la clasificación de los mosquitos por especie y por sexo, y las hembras según estén alimentadas o no. Para estudios moleculares, las hembras se secan en una plancha caliente para un secado lento;
7. En caso de disección de las hembras para extraer los parásitos e identificar directamente las microfilarias se procede a separar el tórax y el abdomen de cada mosquito, colocándolo en un portaobjetos, con una gota de solución salina, para su observación en el microscopio con un lente de 40x;
8. Se realiza un registro de los resultados, tanto con los mosquitos sometidos a la reacción en cadena de la polimerasa (PCR, por sus siglas en inglés) como con los que son macerados, lo que permite comparar los métodos.

## 12.4 Determinación de la paridad

La paridad es un indicador de la edad fisiológica de las hembras de los mosquitos. Se determina disecando los ovarios de las mosquitas capturadas. Este indicador proporciona información sobre las poblaciones de mosquitos de mayor edad fisiológica que han tenido por lo menos una ovipostura (paridas); así como de las poblaciones jóvenes que no han puesto huevos (núlparas). Ver Figuras No. 1 y No. 2 más adelante (tomadas del “Manual para la vigilancia y el control del paludismo en Mesoamérica”. Instituto Nacional de Salud Pública de México, INSP/OPS/PNUMS/GEF.2008).

La paridad se relaciona con la capacidad de alimentación y reproducción del vector; por lo tanto, las poblaciones de mosquitos con mayor longevidad tienen más probabilidades de transmitir enfermedades. Las tasas de paridad elevadas denotan mayor riesgo de transmisión, lo cual condiciona que se inicie, mantenga o prolongue la aplicación de métodos de control de mosquitos adultos. El descenso de la tasa de paridad es un indicador de la efectividad e impacto alcanzados sobre la población adulta de mosquitos en control. Se hace con los mosquitos capturados en reposo con diferentes técnicas de capturas (captura en reposo, sobre humano protegido, trampas BG Centinel, Prokopack y otras). El índice de paridad se calcula dividiendo el número de paridas, entre el total de hembras disecadas por 100.

### Procedimiento para extraer los ovarios del mosquito

Las hembras a examinar se colocan en un frasco al que se introduce un algodón impregnado con cloroformo para dormirlas. También pueden ser dormidas introduciendo el vaso que contiene los mosquitos en el freezer de una nevera normal (-4 grados Celsius) por 10 minutos.

Luego de dormidas, las hembras se colocan sobre el portaobjetos del microscopio estereoscópico; se quitan las alas y se le pone una gota de solución salina fisiológica (ClN a 0.9%). Si no se dispone de solución salina fisiológica se puede utilizar agua destilada. Mientras sostiene el tórax, con el bisel de una aguja hipodérmica de las que se usan para aplicar

insulina, realice una pequeña incisión entre los segmentos abdominales siete y ocho. Hale su extremo y sepárelo del resto del cuerpo con otra aguja sostenida en la mano derecha. Junto a los segmentos desprendidos se observa el par de ovarios.

Corte a través del oviducto común y separe los ovarios del resto del espécimen. Transfiera los ovarios a una gota de solución salina fisiológica (CLIN a 0.9%) o agua destilada en otra lámina y déjela secar. Examine al microscopio los ovarios usando el objetivo de 10x, y si es necesario confirme usando el objetivo de 40x.

### **Determinación de la edad fisiológica**

Existen dos métodos de determinación de la edad fisiológica: **Detinova** y **Polovodova**.

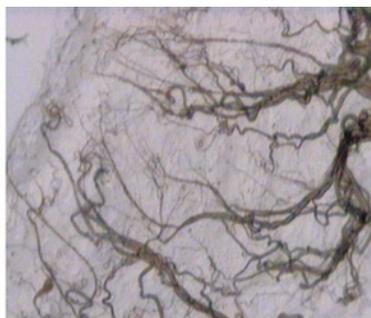
#### **1. Método de Detinova**

El método se basa en la observación microscópica de las traqueolas que rodean los ovarios. En las hembras nulíparas se presentan las traqueolas enrolladas, mientras que en las paridas se observan distendidas (Ver Figura No. 1). Con este método no se conoce el número de veces que la hembra ha puesto huevos, sólo se puede saber si la hembra es nulípara o parida.

**Figura No. 1 Apariencia de los ovarios de hembras nulíparas y paridas**



*Nulípara*



*Parida*

Completado el procedimiento, los datos se consignarán en el formulario “Estudio de Paridad” (ENT-EP), en el cual se colocan los datos de localización: provincia, municipio, sección, localidad, barrio y la fecha correspondiente al día de realización del estudio de paridad.

A continuación, se colocará el número de identificación de colecta que corresponde al número secuencial de formulario de captura de los mosquitos, independientemente del método usado para la misma (en reposo, con cebo humano protegido, con trampas Shannon o de Luz). De igual modo, se completará la información relativa a la fecha y hora de la captura, el método de la colecta y si esta fue realizada en el interior de la vivienda (intra domiciliario) o en los alrededores de la misma (peri domiciliario). Posteriormente, se escribirá la fecha (día y mes) de la disección, y la cantidad de hembras paridas y nulíparas por cada especie vectora.

Finalmente, se anotarán en la columna de observaciones otros datos que se consideren de interés; y se consignará la firma del funcionario responsable del estudio de paridad (nombre y cargo), así como el nombre y cargo del supervisor inmediato que otorga su aprobación al procedimiento.

## 12.5 Susceptibilidad de los vectores a los insecticidas

A consecuencia del número limitado de plaguicidas que pueden ser usados para enfrentar vectores de importancia en la salud pública, la resistencia a estos productos es una gran preocupación en la lucha anti vectorial. La Organización Mundial de la Salud ha informado que ha sido documentada la resistencia generalizada a plaguicidas comunes, por lo cual resulta de gran trascendencia para aumentar la vida útil de los insecticidas disponibles el uso selectivo y prudente de los compuestos existentes, y, por otro lado, la existencia de una vigilancia periódica de la susceptibilidad de los vectores a estos compuestos.

Se reconoce que las medidas de control químico o biológico sólo podrán ser efectivas en su rol de disminución de las poblaciones de los vectores, en la medida en que su efectividad sea comprobada. Este hecho hace necesaria la realización de estudios de campo y de laboratorio para verificar sus niveles de eficacia y detectar oportunamente la presencia de resistencia a los plaguicidas.

El Comité de Acción contra la Resistencia a los Insecticidas (IRAC, por sus siglas en inglés) ha definido la resistencia como “la reducción en la susceptibilidad de una población de plagas y se evidencia mediante repetidas fallas en la efectividad de un producto, disminuyendo las expectativas de control al ser usado a la dosis recomendada para la plaga y donde las fallas por almacenamiento del producto, aplicación y factores climáticos poco frecuentes pueden ser eliminados”.

Vargas, Olivares y Ubillo, en su documento intitulado “Manejo Integrado de Resistencia (MIR) y selectividad de plaguicidas”, señalan que el fenómeno de la resistencia a plaguicidas está vinculado a la coevolución de las especies, proceso en el cual los organismos resistentes sobrevivieron a través del tiempo a la acción de sustancias químicas que defienden a las plantas contra los herbívoros. Esto indica una capacidad intrínseca de las especies de adaptarse a los factores de selección, promotores de resistencia.

Del mismo modo los citados autores explican que, “como todo proceso evolutivo de selección, la resistencia requiere de cuatro componentes para expresarse. Primero, la población debe exhibir variación de respuesta al factor de selección, esta variación puede ocurrir como resultado de mutaciones, flujo genético o recombinación sexual. Segundo, una proporción de la población debe morir por causa de la selección (susceptibles). Tercero, los sobrevivientes deben adaptarse al factor de selección (resistentes). Cuarto, debe ocurrir la reproducción de los sobrevivientes, para permitir el paso de este factor genético a las próximas generaciones y aumentar la frecuencia del gen portador de la resistencia en las siguientes generaciones”.

De esta explicación se infiere que el factor que con mayor frecuencia ha provocado el desarrollo de la resistencia a los plaguicidas ha sido el uso de productos químicos, en ocasiones indiscriminado e incorrectamente aplicado.

La vigilancia de la susceptibilidad de los vectores a los plaguicidas es transversal a todas las enfermedades transmisibles por vectores (ETV) que requieren de medidas para su control químico. En ese sentido, en República Dominicana el sistema de vigilancia de la susceptibilidad de los insectos a los insecticidas incluye los vectores de malaria, dengue, zika, chikungunya, filariasis y otras ETV, cuyos vectores sean insectos.

La ejecución de este sistema de vigilancia de la resistencia es responsabilidad del Laboratorio de Entomología del Ministerio de Salud Pública, ubicado en el Departamento de Prevención y Control de Enfermedades Transmitidas por Vectores y Zoonosis.

### **12.5.1 Mecanismos de resistencia**

Existen diferentes mecanismos a través de los cuales los insectos vectores pueden hacerse resistentes a los insecticidas:

**Resistencia metabólica.** Es el mecanismo más común de resistencia y ocurre debido a la producción por parte de los vectores de enzimas que metabolizan algunos componentes de la estructura química de los plaguicidas, degradándolos a compuestos que no les afectan. Este mecanismo de resistencia puede manifestarse mediante la presencia de monooxigenasas (que principalmente degradan a los piretroides, y con menor frecuencia al DDT y algunos organofosforados); esterasas (que afectan predominantemente la estructura de los organofosforados, así como algunos carbamatos y piretroides); y transferasas de glutatión S (que caracterizan la resistencia al DDT).

**Resistencia al lugar de acción.** Es el segundo mecanismo más común de resistencia y consiste en cambios en la estructura del sitio o al número de sitios donde el plaguicida causa toxicidad sobre el insecto. Generalmente, los insecticidas actúan en un sitio específico del insecto, habitualmente en el sistema nervioso (piretroides, organofosforados y carbamatos). El sitio de acción puede ser modificado por razas resistentes impidiendo la acción del insecticida. Como resultado, el insecto no será controlado mediante la aplicación de un plaguicida o sólo se afectarán los insectos más susceptibles.

**Resistencia a la penetración.** Este mecanismo de resistencia se produce en un amplio rango de insecticidas. Consiste en una baja absorción del plaguicida debido a la modificación en la cutícula o en el tracto digestivo del insecto. Esta reducción en la penetración del insecticida se traduce en una menor absorción de la toxina que contiene el insecticida en el cuerpo del insecto comparado con las poblaciones susceptibles.

**Resistencia de comportamiento.** Es el menos importante de los mecanismos. Consiste en la pérdida de susceptibilidad por un cambio en el comportamiento del insecto frente a los repetitivos programas de control. Esta habilidad puede producirse mediante un estímulo dependiente o independiente. El primero se evidencia cuando una plaga evita el contacto con la zona tratada con plaguicida (repelencia) y el estímulo independiente ocurre cuando la plaga abandona la zona tratada con el plaguicida hacia un área sin residuos (irritancia).

**Resistencia cruzada.** Sucede cuando un mecanismo de resistencia, además de permitir la pérdida de susceptibilidad de un insecto a un plaguicida, confiere resistencia contra otros plaguicidas con el mismo modo de acción. El caso típico corresponde al DDT y a los piretroides que a pesar de pertenecer a diferentes grupos químicos comparten el mismo modo de acción, pues ambos actúan sobre la velocidad de los canales iónicos quedando la membrana nerviosa alterada (efecto Knock Down o volteo). El desarrollo de la resistencia al volteo se produce por la expresión del gen Kdr.

Resistencia múltiple. Los diferentes mecanismos pueden combinarse produciendo resistencia a plaguicidas de diferentes grupos químicos o modos de acción. Un ejemplo corresponde a la mosca doméstica que es resistente a plaguicidas organofosforados, carbamatos y piretroides.

### **12.5.2 Métodos para determinar la susceptibilidad/resistencia a los insecticidas**

Independientemente del método utilizado resultará necesario conseguir los mosquitos adultos o las larvas para poder realizar las pruebas de susceptibilidad.

En el caso de los mosquitos adultos, previo a la realización de las pruebas, se deben conseguir mosquitos adultos capturados en las localidades objeto de la evaluación. Bajo ninguna circunstancia se deben realizar estas pruebas con mosquitos capturados en otras localidades, municipios o provincias.

En caso de que existan dificultades para conseguir la cantidad de mosquitos adultos requeridos para la realización de las pruebas, tenemos otras alternativas:

- Colectar larvas de los criaderos locales, las cuales se llevan al laboratorio colocándolas en bandejas para seguimiento y alimentación. Las larvas que se convierten en pupas son colocadas diariamente en jaulas de adultos para que cuando emerjan los mosquitos estén atrapados en las mismas. Los adultos son entonces alimentados con solución azucarada y mantenidos en cohortes de tres a cinco días después de la emergencia para ser utilizados en las pruebas de susceptibilidad.
- Alternativamente se pueden capturar hembras alimentadas y grávidas utilizando las técnicas antes descritas de captura de adultos. Estas hembras serán alimentadas con solución azucarada para que pongan huevos y esperar a que se desarrollen las etapas de larvas y pupas. Los adultos de la próxima generación (F1) serán utilizados para las pruebas.
- Colectar huevos por el método de ovitrampas.

Existen diversos métodos para medir la susceptibilidad o resistencia de los vectores a los insecticidas, en ambiente de campo y en laboratorio. Los principales son:

- Prueba de susceptibilidad con papeles impregnados (OMS).
- Prueba de susceptibilidad con el método de la botella (CDC).
- Pruebas de susceptibilidad de larvas.

### **Criterios para establecer resistencia al temefos por concentración discriminante:**

Si al concluir la evaluación del efecto larvicida, en al menos cinco de las ocho réplicas de tratamiento con concentración discriminante de temefos, se determina una mortalidad corregida de larvas igual o mayor al 5% se considerará que la población de mosquitos en estudio ya ha desarrollado algún grado de resistencia al larvicida.

Cuando el ensayo de concentración discriminante antes descrito indica que la población de mosquitos en evaluación ha desarrollado algún grado de resistencia es recomendable determinar la concentración le-

tal 50% del Temefos (producto técnico) sobre larvas de la población de mosquitos evaluada y sobre larvas de la cepa susceptible de referencia, a los fines de establecer el factor de resistencia.

Para tal fin se usa una técnica similar a la descrita para aplicación de concentración discriminante, pero en vez de usar una sola concentración de temefós como tratamiento se utilizan cinco concentraciones diferentes de temefos. Estas pruebas especiales sólo deberán realizarse en el laboratorio de entomología del nivel central.

### **Determinación de Grado de Resistencia (GR) al larvicida**

El grado de resistencia (GR) es cuantas veces más concentración de temefos se necesita para matar el 50% de la población de larvas resistentes respecto a la que se requiere para matar el 50% de la población de larvas susceptibles.

El GR se obtiene de dividir la concentración letal al 50% en las larvas resistentes entre la concentración letal al 50% en las larvas susceptibles, de acuerdo a la siguiente ecuación:

$$GR = CL_{50}R / CL_{50}S,$$

### **12.5.3 Evaluación inicial en localidades centinela para el monitoreo de la disminución de la susceptibilidad**

En cada localidad/área centinela se realizarán las siguientes actividades iniciales:

- Usando las dosis diagnósticas estandarizadas para la región, realizar curvas de mortalidad para las especies principales y los insecticidas en uso (líneas de base).
- Cuando se confirme la resistencia, realizar estudios en localidades vecinas para delimitar la extensión del foco de resistencia.
- Antes de decidir la rotación de un insecticida, verificar que ya no es eficaz en campo, previo aseguramiento de la calidad del insecticida, la dosificación y calidad del rociado.

- Implementar actividades rutinarias de monitoreo con una periodicidad anual mediante el método de la botella (CDC).
- Para obtener la línea de base de susceptibilidad de las diferentes especies vectoras a los insecticidas en uso, alternativos y DDT, se determinarán las variaciones temporales en el desplazamiento de la línea de mortalidad para las poblaciones de vectores principales en las áreas de vigilancia, mediante el uso de las dosis diagnósticas de referencia.
- Se sugiere confirmar la resistencia con el método de la OMS para las mismas poblaciones evaluadas en situaciones donde se registren consistentemente desviaciones a la derecha de la curva de mortalidad (reducción en la susceptibilidad).

Además, se requiere caracterizar los mecanismos de resistencia, utilizando primero la prueba de la botella con sinergistas y las pruebas bioquímicas de acuerdo con los protocolos del CDC y la OMS, para lo cual se puede solicitar apoyo a los laboratorios de referencia nacionales y regionales. Con el fin de contribuir al desarrollo de las pruebas moleculares de vigilancia de la resistencia se recomienda remitir ejemplares de especímenes resistentes al laboratorio del CDC.

#### **12.5.4 Análisis de la información sobre la vigilancia de la susceptibilidad-resistencia**

El análisis de la información sobre la vigilancia de susceptibilidad-resistencia se refiere a la determinación de las variaciones temporales en la susceptibilidad de poblaciones de vectores en las localidades/áreas centinela, medidas como desviaciones hacia la derecha en la curva de mortalidad en el método de la botella.

Si bien se considera que la vigilancia de la resistencia a los insecticidas debe ser coordinada desde el nivel central, el análisis y la interpretación de la información debe realizarse en conjunto con los equipos locales, quienes deben tener acceso regular a la información. La estrategia, por lo tanto, contemplará un mecanismo de retroalimentación al equipo local que participó en la realización de las pruebas y la difusión entre los equipos de campo en el resto del área endémica.

La OMS (1995) ha estandarizado los siguientes criterios de resistencia a insecticidas en tres categorías, según la mortalidad a la dosis expuesta, a las 24 horas.

**Tabla 1: Criterios de Resistencia a Insecticidas según OMS (1995)**

Categoría	% de mortalidad
Susceptible	98-100
En vigilancia	80-97
Resistente	< 80

### 12.5.5 Manejo Integrado de la Resistencia a los insecticidas (MIR)

El Sistema de Manejo Integrado de la Resistencia es ejecutado en República Dominicana por la Unidad de Evaluación Biológica de Plaguicidas del Departamento, y tiene cuatro componentes:

1. Diagnóstico de la resistencia
2. Sistema de vigilancia de la resistencia
3. Estrategia de manejo de la resistencia
4. Tácticas para manejar la resistencia.

El **diagnóstico de la resistencia** está basado en el primer estudio de este fenómeno que se realiza en sitios centinela de las diferentes provincias del país. Los sitios centinela son seleccionados de acuerdo a la frecuencia de intervenciones químicas que haya tenido con respecto a las otras localidades.

El **sistema de vigilancia de la resistencia** consiste realizar un estudio de este fenómeno cada dos años en las respectivas áreas centinela de cada provincia. Las provincias pueden tener sitios centinela en cada municipio, de acuerdo a las condiciones de presión con plaguicidas de cada uno.

La vigilancia de la resistencia se realiza con el método de las botellas del CDC y, cuando se diagnostica resistencia en la población de mosquitos

de un sitio centinela, ésta se confirma realizando bioensayos con el método de la OMS. Si con éste método resulta también resistente se registra la resistencia al plaguicida correspondiente para dicho sitio centinela.

Una vez registrada la resistencia a un plaguicida en un lugar determinado se procede a evaluar la eficacia de dicho insecticida en ese lugar. Si el insecticida aún es eficaz, no debe usarse en el lugar a menos que sea por motivo de una emergencia.

### **La estrategia de manejo de la resistencia a insecticidas tiene como meta:**

1. Prevenir el desarrollo de resistencia a insecticidas en mosquitos del territorio nacional.
2. Controlar la resistencia a insecticidas en lugares priorizados.

### **Las tácticas de manejo de la resistencia son:**

1. Evitar la aplicación de un plaguicida de manera generalizada en una ciudad o en todo el país.
2. Procurar los insecticidas usados para el control de la transmisión de una enfermedad sólo se apliquen donde haya transmisión de la enfermedad.
3. Priorizar la eliminación del riesgo con respecto a tener que controlar el daño (transmisión).
4. Regular el uso de un plaguicida en áreas con resistencia o amenaza de resistencia al mismo. La regulación puede implicar la eliminación total del uso del plaguicida por un tiempo determinado hasta que se controle la resistencia o limitar su uso.
5. Promover el respeto a las leyes que regulan el manejo de plaguicidas.
6. Publicación de la información sobre la resistencia de los vectores a los plaguicidas.
7. Concientizar a los usuarios sobre el uso correcto de los plaguicidas.
8. Mantener el vínculo entre el Plan Nacional de Manejo de la Resistencia y la Red Americana de Manejo de la Resistencia, siguiendo los lineamientos y protocolos de la OPS/OMS.

## 12.6 Pruebas de eficacia de los insecticidas

Como parte del monitoreo de las intervenciones de control vectorial resulta esencial la valoración de la eficacia del efecto de los insecticidas. Para tales fines existen los siguientes bioensayos o pruebas biológicas:

- Pruebas biológicas en paredes.
- Pruebas biológicas en mosquiteros.
- Pruebas de eficacia del rociado espacial de insecticidas.

### 12.6.1 Pruebas biológicas en paredes

Las pruebas biológicas son procedimientos que permiten valorar la eficacia de un depósito de insecticida sobre los mosquitos adultos en distintas ocasiones a partir de su aplicación en diferentes superficies (paredes, mosquiteros, cortinas impregnadas, etc.) y descubrir así el momento en que se inicia una clara disminución de la actividad del depósito, consecutiva al paso del tiempo, a la absorción o a otros factores.

De manera particular, las pruebas biológicas en paredes pueden realizarse en ambiente de laboratorio para evaluar el nivel de susceptibilidad y el efecto residual de un insecticida antes de la realización de rociado residual intradomiciliario en viviendas ubicadas en áreas de riesgo.

También se realizan pruebas biológicas para vigilar con cierta periodicidad los niveles de residualidad de los insecticidas aplicados en las paredes de las viviendas, como una estrategia de monitoreo que permita identificar disminuciones en su efecto contra los vectores y tomar medidas en consecuencia.

Estas determinaciones también pueden ser usadas para evaluar la calidad de la aplicación del rociado residual de interiores. De modo que si en una localidad se realiza un rociado residual de interiores en viviendas ubicadas en áreas de riesgo, y siendo los mosquitos locales susceptibles al insecticida utilizado y se observara una baja eficacia en las pruebas biológicas en pared, se presume que no se utilizó una buena técnica para el rociado.

En ambiente de laboratorio se utilizan planchas de madera (plywood) como modelo y se calcula la superficie de las planchas y la cantidad de insecticida que será aplicado. Posteriormente con una bomba Hudson-X-Pert, previamente calibrada, se procede a rociar las superficies de las planchas de madera.

Cuando la prueba se hace en ambiente de campo (viviendas que han sido rociadas), la primera prueba para evaluar el insecticida se inicia a los siete (7) días de su aplicación pero estando seca la superficie rociada. La temperatura durante la ejecución de la prueba no debe ser menor a 20°C ni exceder de 30°C.

El procedimiento deberá realizarse utilizando los vectores del área o localidad donde se realizará la intervención; sin embargo, ante dificultades para conseguir vectores locales podrían utilizarse mosquito de otras localidades, siempre y cuando sean de reconocida susceptibilidad al insecticida utilizado.

Los ensayos de eficacia residual de insecticidas, por el método de evaluación biológica de los depósitos de insecticidas en las paredes, independientemente de que sea en el laboratorio o en viviendas rociadas de localidades priorizadas, se realizan según el siguiente procedimiento:

- La prueba se realizará al menos en cuatro viviendas de cada localidad priorizada o centinela. El equipo necesario para el bioensayo consiste en kit de bioensayo que incluye conos plásticos, cinta adhesiva, tubo de succión curvo, tubo de succión recto, cartulina, clavos pequeños, martillo, copos de algodón, vasos desechables con tapa de tul, banditas de goma (gomitas), marcadores, jaula de mosquitos, neveras de playa o cajas, toallas, cronómetro, termómetro e higrómetro.
- En cada tipo de superficie de las paredes o substratos (bloques, cemento, madera, tejamaní, etc.) se eligen como mínimo 10 puntos diferentes para llevar a cabo las pruebas en un mismo día. Estos puntos son determinados a razón de tres puntos en cada casa a las alturas de 0.5; 1.0 y 1.5 metros sobre el nivel del suelo. Es necesario evaluar por separado la actividad de los depósitos de insecticidas sobre cada uno

de los principales tipos de paredes existentes en la localidad. Por cada 10 puntos para pruebas biológicas deben existir por lo menos dos puntos de control.

- En cada punto se colocan los conos estandarizados según recomendación de OMS, revistiendo los bordes del cono plástico con la cinta adhesiva. Posteriormente usando clavos o cinta adhesiva, fije el cono a la superficie rociada (fije diferentes conos a tres alturas correspondientes a 0.5, 1.0 y 1.5 metros del suelo). Clave la cartulina libre de insecticida a la pared y fije los conos plásticos a la misma (para ser usados como controles).
- Usando mosquitos capturados en la localidad, transfiera de 10 a 15 mosquitos hembras recién alimentadas y con sangre en el estómago al interior de cada cono y ponga una pieza de algodón en la boca del cono (use tubos de aspiración diferentes para transferir los mosquitos a los conos control).
- Después de media hora de exposición, cuente el número de mosquitos muertos (o noqueados) al final del periodo de exposición (30 minutos), pero no remueva los mosquitos que parecen muertos, ya que algunos de ellos pueden recuperarse.
- Retire con cuidado los mosquitos de los conos usando tubos de aspiración y transfíralos a vasos desechables independientes y cubiertos con tul debidamente marcados, coloque un algodón húmedo con solución de azúcar al 10% en la tapa del vaso, y ponga los vasos en la nevera de playa, cubriéndolos con toallas húmedas.
- Las condiciones de mantenimiento de los mosquitos después de haber sido expuestos deben ser óptimas y estos deben reposar en un ambiente con una temperatura entre 20°C y 30°C.
- La lectura de la prueba se realiza a las 24 horas, haciendo un conteo de los insectos muertos y supervivientes tanto en los vasos donde se dejaron en reposo los mosquitos expuestos como en los vasos con los mosquitos no expuestos (controles).

- Se calcula el porcentaje de mortalidad y la mortalidad media a partir de los resultados obtenidos en los diferentes puntos (en un mismo tipo de sustrato). Después de los valores reportados de la mortalidad media y entre paréntesis se registran los valores extremos obtenidos con el objetivo de dar a conocer el margen de variación de los resultados. Por ejemplo: “Porcentaje de mortalidad = 68% (20% - 90%)”. Los resultados obtenidos se registran en el formulario “Pruebas biológicas en paredes” (ENT-PBP).
- Si la mortalidad de los controles es entre 5% y 20% se corrige la mortalidad media mediante la Fórmula de Abbott, descrita anteriormente:  
**% de mortalidad en los mosquitos expuestos - % de mortalidad en los controles x 100 (100 - % de mortalidad en los controles).**
- Si la mortalidad de los controles es superior al 20%, la prueba se considera no válida y deberá realizarse nuevamente, previa la investigación y corrección de las causas de la mortalidad en los controles.

Después de la evaluación del efecto residual inicial en viviendas de localidades priorizadas o centinelas, las pruebas subsiguientes para su evaluación o valoración residual se realizan en diferentes puntos, con intervalos de 1, 2, 3 y 4 meses después de la intervención de rociado o hasta que se detecte una mortalidad menor al 80%, bajo las mismas condiciones ambientales y horarias con el objetivo de conocer la actividad residual del producto.

### 12.6.2 Pruebas biológicas en mosquiteros

Para determinar la eficacia del insecticida con el que se impregnan los mosquiteros se realizan pruebas biológicas en los mismos, que utilizan una metodología similar a las pruebas biológicas en paredes. A continuación explicamos el procedimiento específico para la evaluación de los mosquiteros.

- Primero, deben seleccionarse las localidades, priorizadas o centinelas donde se vigilará la eficacia de los mosquiteros. De manera aleatoria, se evaluarán al menos cuatro mosquiteros por localidad, tomando solamente un mosquitero por cada casa seleccionada. Se utilizará un mosquitero no impregnado de insecticidas como control.

- El equipo necesario para la prueba consiste en un kit de bioensayo que incluye conos plásticos, cinta adhesiva, tubo de succión curvo, tubo de succión recto, copos de algodón, vasos desechables con tapa de tul, banditas de goma (gomitas), marcadores, jaula de mosquitos, neveras de playa o cajas, toallas, cronómetro, termómetro e higrómetro.
- Las pruebas se realizarán con al menos 50 mosquitos por cada mosquitero, distribuidos en 10 conos con cinco mosquitos cada uno. Los conos se ubicarán a diferentes alturas dos en cada lado del mosquitero y dos en el techo del mismo.
- Los mosquitos, no alimentados con sangre, serán expuestos por tres minutos a los mosquiteros impregnados usando los conos estandarizados de la OMS.
- Como controles serán usados mosquiteros no tratados con insecticidas, en los cuales se colocarán también al menos 50 mosquitos por cada mosquitero, distribuidos en 10 conos con cinco mosquitos cada uno. Estos mosquitos, no alimentados con sangre, también serán expuestos a los mosquiteros no tratados con insecticidas por tres minutos.
- Después de los tres minutos de exposición, retire con cuidado los mosquitos de los conos usando tubos de aspiración y transfíeralos a vasos desechables independientes y cubiertos con tul debidamente marcados, coloque un algodón húmedo con solución de azúcar al 10% en la tapa del vaso, y ponga los vasos en la nevera de playa, cubriéndolos con toallas húmedas.
- Las condiciones de mantenimiento de los mosquitos después de haber sido expuestos deben ser óptimas y estos deben reposar en un ambiente con una temperatura entre 20°C y 30°C.
- El efecto de derribamiento (Knock down) es medido después de 30 minutos post-exposición, contando el número de mosquitos muertos (o noqueados). Tenga cuidado de no retirar del vaso a los mosquitos que parecen muertos, ya que algunos de ellos pueden recuperarse.

- La lectura de la prueba para determinar la mortalidad se realiza a las 24 horas, haciendo un conteo de los insectos muertos y supervivientes tanto en los vasos donde se dejaron en reposo los mosquitos expuestos como en los vasos con los mosquitos no expuestos (controles).
- Se calcula el porcentaje de mortalidad y la mortalidad media a partir de los resultados obtenidos en cada mosquitero impregnado de insecticidas. Al igual que en las pruebas biológicas en paredes, después de los valores reportados de la mortalidad media y entre paréntesis, se registran los valores extremos obtenidos con el objetivo de dar a conocer el margen de variación de los resultados. Los resultados obtenidos se registran en el formulario “Pruebas biológicas en mosquiteros” (ENT-PBM).
- Si la mortalidad de los controles es entre 5% y 20% se corrige la mortalidad media mediante la Fórmula de Abbott, descrita anteriormente:

**% de mortalidad en los mosquitos expuestos - % de mortalidad en los controles x 100 (100 - % de mortalidad en los controles).**

- Si la mortalidad de los controles es superior al 20%, la prueba se considera no válida y deberá realizarse nuevamente, previa la investigación y corrección de las causas de la mortalidad en los controles.

### 12.6.3 Pruebas de eficacia del rociado espacial de insecticidas

Ante la necesidad de utilizar en algunas circunstancias epidemiológicas el rociado espacial de insecticidas para combatir la población de mosquitos adultos, probablemente infectados, es preciso evaluar la eficacia de esta herramienta de control. Debemos tener en cuenta que estas pruebas no constituyen una medida del impacto global del rociado en la población del mosquito vector. Sin embargo, estas pruebas dan una indicación de la dispersión y penetración de las gotas del insecticida y de la mortalidad de las cepas locales al compararse con cepas de referencia susceptibles o con las mismas cepas locales en evaluaciones anteriores.

## El procedimiento a seguir es el siguiente:

- Se seleccionarán las áreas, localidades, priorizadas o centinelas donde se vigilará la eficacia del rociado espacial de insecticidas. De manera aleatoria, se evaluarán al menos cuatro casas por localidad.
- Al escoger las viviendas para colocar las jaulas con mosquitos se prefieren las viviendas de la localidad con paredes construidas en madera, block y cartón piedra. Se explica a los moradores el trabajo que se realizará para garantizar aceptación y apoyo durante la evaluación. Si las viviendas tienen hormigas, se debe buscar alguna medida que evite que estas ingresen a las jaulas.
- La hora recomendada para las pruebas corresponde a la hora de aplicación del insecticida para intervenir la especie de mosquitos que se evalúa (las primeras horas del día y las últimas de la tarde para *Aedes aegypti*, y las horas de la noche para *Anopheles* y *Culex*).
- El equipo necesario para la prueba consiste en jaulas para mosquitos, tubo de succión curvo, tubo de succión recto, copos de algodón, vasos desechables con tapa de tul, banditas de goma (gomitas), marcadores, neveras de playa o cajas, toallas, cronómetro, termómetro e higrómetro.
- Es de vital importancia que las jaulas no se contaminen con el insecticida durante el desarrollo de los trabajos; para lo cual, después de su uso, son lavadas cuidadosamente con detergente, enjuagas y secadas al ambiente.
- Los mosquitos para el bioensayo serán colectados en campo en la misma localidad donde se realizarán las pruebas. Poco antes de la prueba, de 10 a 15 hembras alimentadas con sangre o mantenidas con solución azucarada al 10%, deben transferirse a cada jaula del bioensayo. Las jaulas deben transportarse al campo en cajas protegidas del calor extremo y serán colocadas en cuatro casas (por lo menos) dentro del área del tratamiento. En cada casa serán colocadas dos jaulas en el peri domicilio (fuera de la vivienda) una en el frente y otra en la parte posterior. También se colocarán dos jaulas en el intra domicilio (dentro de la vivienda), una en un lugar expuesto y otra en un lugar

cubierto (detrás de una pared, debajo de una cama, etc...). Una jaula control debe colocarse en un área de la localidad no influenciada por la aplicación del insecticida o ser cubierta con una funda plástica para evitar la exposición.

- A continuación, se realiza una aplicación de rociado espacial de insecticidas utilizando equipos previamente calibrados y los insecticidas que serán evaluados. El rociado espacial puede realizarse con máquinas montadas en vehículos de motor o con máquinas manuales, con neblinas frías o térmicas, o realizarse desde el exterior o al interior de la vivienda. Preferiblemente, el equipo que aplica el rociado espacial de insecticidas debe desconocer que se está realizando la prueba de eficacia, de modo que no ejecute de manera estrictamente correcta la técnica debido a que sabe que está siendo evaluado o que realice una sobre aplicación de los insecticidas.
- Treinta minutos después de la aplicación del rociado espacial de insecticidas (exposición), las jaulas deben retirarse y los mosquitos deben ser transferidos tan rápidamente como sea posible a vasos de recuperación, usando tubos de aspiración y vasos desechables independientes y cubiertos con tul debidamente marcados. Se colocará un algodón húmedo con solución de azúcar al 10% en la tapa del vaso, y los vasos serán transportados en la nevera de playa, cubriéndolos con toallas húmedas.
- Las condiciones de mantenimiento de los mosquitos después de haber sido expuestos deben ser óptimas y estos deben reposar en un ambiente con una temperatura entre 20°C y 30°C.
- La mortalidad en todas las jaulas debe determinarse 24 horas después de la aplicación del rociado, haciendo un conteo de los insectos muertos y supervivientes tanto en los vasos donde se dejaron en reposo los mosquitos expuestos como en los vasos con los mosquitos no expuestos (controles).
- Se calcula el porcentaje de mortalidad y la mortalidad media a partir de los resultados obtenidos en los mosquitos expuestos en cada jaula. Se reportará la mortalidad media y entre paréntesis se registran los

valores extremos obtenidos con el objetivo de dar a conocer el margen de variación de los resultados. Los resultados obtenidos se registran en un informe escrito.

- Si la mortalidad de los controles es entre 5% y 20% se corrige la mortalidad media mediante la Fórmula de Abbott, descrita anteriormente:

**% de mortalidad en los mosquitos expuestos - % de mortalidad en los controles x 100 (100 - % de mortalidad en los controles).**

- Si la mortalidad de los controles es superior al 20%, la prueba se considera no válida y deberá realizarse nuevamente, previa la investigación y corrección de las causas de la mortalidad en los controles.

## 12.7 Monitoreo entomológico y operacional (observaciones regulares)

Se trata de los procedimientos de entomología a ser realizados en las “localidades priorizadas de vigilancia entomológica”, después de las intervenciones, con el objeto de evaluar el resultado de las acciones de control, desde el punto de vista entomológico. Existe una diferencia entre indicadores de impacto y de efectividad.

La evaluación del impacto se refiere al efecto de la intervención en el comportamiento del vector en la población de mosquitos o en el contacto hombre-vector. La evaluación de efectividad se refiere a la mortalidad de los mosquitos medida con pruebas biológicas bajo condiciones controladas.

En los cuadros siguientes se presentan los indicadores para cada tipo de intervención y los procedimientos de campo relacionados. El contexto en el que se enmarca esta evaluación es el de un equipo local de control de vectores que incluya estas actividades en la programación regular de las operaciones de campo. Las intervenciones deben haber sido ejecutadas siguiendo las recomendaciones nacionales y las consideraciones técnicas.

**Tabla 2: Indicadores del Monitoreo Entomológico de las Intervenciones de Control Vectorial**

<b>Monitoreo Entomológico</b>		
<b>Intervención</b>	<b>Indicadores</b>	<b>Procedimientos</b>
<b>Rociado residual intradomiciliario</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Densidad en reposo intradomiciliario</li> <li>- Tasa de picadura intra y peri domiciliaria</li> <li>- % de paridad</li> </ul>	Captura de mosquitos en reposo intradomiciliario y captura sobre humano protegido. Disección de hembras capturadas.
<b>Mosquiteros tratados con insecticidas de larga duración (MTILD)</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Densidad en reposo intradomiciliario</li> <li>- Tasa de picadura intra domiciliaria y peri domiciliaria</li> <li>- % de paridad</li> </ul>	Captura de mosquitos en reposo intradomiciliario en los mosquiteros y capturas sobre humano protegido. Disección de hembras capturadas.
<b>Control de criaderos</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Densidad de larvas en criaderos y densidad de adultos</li> </ul>	Captura sobre humano protegido. Colecta de larvas en estadios I+II y III+IV con cucharón.
<b>Aplicación espacial de insecticidas</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Tasa de picadura intra domiciliaria y peri domiciliaria.</li> </ul>	Captura sobre humano protegido.

**Tabla 3: Indicadores del Monitoreo Operacional de Intervenciones de Control**

<b>Monitoreo operacional</b>		
<b>Intervención</b>	<b>Indicadores</b>	<b>Procedimientos</b>
<b>Rociado residual</b>	Efecto residual	Pruebas biológicas de pared
<b>Mosquiteros tratados con insecticidas</b>	Efecto residual	Pruebas biológicas en mosquiteros
<b>Aplicaciones espaciales</b>	Mortalidad de adultos	Jaulas expuestas y control
<b>Control de criaderos</b>	Cambios en la densidad de criaderos	Determinación de densidad de criaderos

**Tabla 4: Parámetros Metodológicos para la Estandarización de Procedimientos Entomológicos**

Procedimiento	Unidad de Medida (Mínimo)	Número de Colectores	Periodicidad	Número de Mosquitos (Muestra)	Otros Criterios
<b>Captura en reposo (opcional)</b>	6 casas por localidad (2 por día), por media hora durante el pico de mayor actividad del vector y por media hora a las 6 horas después del pico.	2 personas	3 días continuos, 4 veces al año	No aplica	En las mismas casas de la colecta sobre humano protegido, pero no simultáneamente (en días diferentes).
<b>Captura sobre humano protegido</b>	6 casas por localidad (2 por noche en tres días; 12 horas de captura por noche).	4 personas por casa: 1 en el intra domicilio, en el peri domicilio, en dos turnos de 6 horas cada uno.	3 días continuos, 4 veces al año	No aplica	En las mismas casas de la colecta en reposo (en días diferentes)
<b>Disección de mosquitos para determinación de paridad</b>	Material de capturas en reposo y sobre humano protegido	No aplica	Según las actividades de capturas en reposo, con humano protegido (y en las evaluaciones de efecto residual)	Cuando durante las tres noches de colecta se capturan menos de 100 ejemplares se realiza la disección a todos los mosquitos capturados. En cambio, cuando se capturan más de 100 ejemplares queda a criterio del equipo el tamaño de la muestra requerida.	Los ejemplares examinados deben ser representativos de los diferentes horarios de captura

**Tabla 4: Parámetros Metodológicos para la Estandarización de Procedimientos Entomológicos**

Procedimiento	Unidad de Medida (Mínimo)	Número de Colectores	Periodicidad	Número de Mosquitos (Muestra)	Otros Criterios
<b>Pruebas biológicas en pared</b>	3 conos por superficie, ubicados a diferentes alturas (0.5, 1.0 y 1.5 metros) y 3 réplicas por superficie (9 conos por superficie), mínimo en 4 casas.	No aplica	A las 24 horas del rociado y luego mensualmente hasta que la mortalidad sea menor del 80%	10-15 mosquitos por cono	Mínimo 2 controles por cada 9 conos
<b>Pruebas biológicas en mosquiteros</b>	Mínimo 4 mosquiteros por localidad en 4 casas diferentes y 10 conos por mosquitero (2 conos por cada lado del mosquitero tratado con insecticidas ó distribuidos proporcionalmente).	No aplica	Línea de base sin que los mosquiteros tratados con insecticidas hayan sido lavados, y luego cada tres meses (3 días luego de cada lavado), hasta que la mortalidad sea menor del 80%	5 mosquitos por cono (50 mosquitos por mosquitero)	Mínimo 2 controles por los 10 conos (en mosquiteros sin insecticida)

## 12.8 Vigilancia Entomológica en Enfermedades Transmisibles por *Aedes*

En República Dominicana, la vigilancia entomológica en arbovirosis y otras enfermedades transmitidas por vectores tiene como objetivo producir información sobre los riesgos de transmisión de estas enfermedades para adecuar las respuestas de prevención a las condiciones de cada localidad.

**Los indicadores que se toman en cuenta para la información de riesgo de transmisión de enfermedades transmitidas por *Aedes* son:**

- **Índice de Casas:** igual al número de viviendas positivas, dividido entre la cantidad total de viviendas evaluadas y multiplicado por cien. Una vivienda positiva es aquella que tiene, al momento de la evaluación,

por lo menos un criadero positivo a larvas o pupas de *Aedes*; mientras que un criadero positivo es aquel recipiente artificial o natural con agua que por lo menos posee, al momento de la evaluación, un individuo inmaduro de las especies *Aedes aegypti* y/o *Aedes albopictus*.

- **Índice de Casas:** Este índice nos da una idea de la distribución de los mosquitos en la localidad evaluada.

$$\text{Índice de Casas} = \frac{\text{Casas positivas}}{\text{Total de casas evaluadas}} \times 100$$

- **Índice de Breteau:** Es igual al número de recipientes positivos, dividido entre el número total de casas evaluadas y multiplicado por cien. Este índice no es un porcentaje y, por tanto, los resultados no tienen que tener ese símbolo. Permite determinar cuáles son los criaderos más importantes de una comunidad debido a que expresa la cantidad de recipientes positivos por cada 100 casas visitadas. Este índice se puede calcular para cada recipiente en particular y la sumatoria del índice de Breteau de todos los recipientes es igual al índice de Breteau para la comunidad.

$$\text{Índice de Breteau} = \frac{\text{Recipientes positivos}}{\text{Total de casas visitadas}} \times 100$$

- **Índice de Recipientes:** Expresa que porcentaje de recipientes son positivos al momento de la evaluación. También indica la preferencia que tienen los mosquitos con respecto a los recipientes.

$$\text{Índice de Recipientes} = \frac{\text{Recipientes positivos}}{\text{Total recipientes evaluados } V} \times 100$$

A partir de la combinación del efecto de estos tres índices aélicos se calcula el nivel de infestación que expresa el riesgo de que ocurran brotes en una comunidad (Tabla 5).

El nivel de infestación varía del 0 al 9 y se calcula obteniendo el promedio de los valores correspondientes a cada índice aélico (Ind. Casas, Ind. Recipientes, Ind. Breteau) en la columna **del nivel de infestación** (ver tabla Niveles de infestación)

**Tabla 5: Niveles de infestación a partir de la combinación de los tres índices aélicos de uso en República Dominicana**

Nivel de Infestación	Índice de Casas	Índice de Recipientes	Índice de Breteau
0	0	0	0
1	1 – 3	1 – 2	1 – 4
2	4 – 7	3 – 6	5 – 9
3	8 – 17	7 – 9	10 – 19
4	18 - 28	10 -14	20 - 34
5	29 - 37	15 - 20	35 - 49
6	38 - 49	21 - 27	50 - 74
7	50 - 59	28 - 31	75 - 99
8	60 - 76	32 - 40	100 - 199
9	77	41	200

Fuente: Modificada de OMS 1973 en Service 1993, pág. 159.

Este índice de riesgo (nivel de infestación) se utiliza para entender la receptividad que puede tener una unidad geográfica para que se establezca la transmisión de Arbovirosis y otras enfermedades cuyo vector sea *Aedes aegypti* o *Aedes albopictus*.

Los niveles de infestación de las provincias y las áreas de salud se determinan al asumir una interpretación entomológica de la tabla de figuras de densidad<sup>1</sup>. En ese sentido, con el consolidado de encuestas de las direcciones de áreas de salud (DAS) y las direcciones provinciales de salud (DPS) se pueden determinar los **niveles de infestación**. Con estos niveles de infestación se caracterizan las provincias y las áreas de salud para tener una idea de la prioridad de una unidad geográfica sobre la base de los índices de infestación aérea que se pueden ser levantados mediante las encuestas entomológicas (Tabla 5 y Tabla 6).

1. Service M. W.1993. Mosquitos Ecology, Field Sampling Methods. Second Edition. Editora Elsevier Science Publishers LTD. Páginas 157-206.

Para facilitar un mapa de riesgo entomológico y para estratificar según riesgo de transmisión de arbovirosis transmisibles por *Aedes* se utiliza la siguiente escala de colores de acuerdo al nivel de infestación, tomando en cuenta que el nivel 2 (amarillo) es el **umbral de acción** y el nivel 3 (Rojo) es el **umbral de daño** (Tabla 6):

**Tabla 6: Interpretación de riesgo entomológico combinando color con escala de nivel de infestación**

Color	Nivel de Infestación	Interpretación
Blanco	No determinado	Área sin vigilancia
Azul	0	No riesgo
Verde	1	Bajo riesgo
Amarillo	2	Riesgo moderado
Rojo	≥ 3	Alto riesgo

Los datos a partir de los cuales se calculan los índices aélicos se obtienen mediante encuestas entomológicas. La responsabilidad de la realización de las encuestas entomológicas es de los equipos provinciales y de áreas de salud. En el país, el sistema de vigilancia entomológica de arbovirosis tiene establecido la realización de tres encuestas al año, una por cada cuatrimestre.

Se entiende que la última encuesta, realizada al final del año, aportará información entomológica que guiará las acciones de prevención de estas enfermedades transmisibles y así las encuestas subsiguientes servirán para evaluar los trabajos realizados en el trimestre anterior, pero a la vez permitirán trazar metas para el trimestre que transcurre o continúa.

### **Procedimientos para realizar una encuesta entomológica para determinar riesgos de transmisión de arbovirosis vinculadas a *Aedes***

Una encuesta entomológica consiste en realizar un inventario de criaderos de vectores de *Aedes* dentro y fuera de cada casa evaluada. La encuesta entomológica incluye diversos momentos que se detallan a continuación:

1. Determinación del tamaño de la muestra (cantidad de viviendas a ser evaluadas)
2. Selección de las viviendas que serán evaluadas.
3. Adiestramiento del personal.
4. Evaluación de criaderos dentro y fuera de la vivienda.
5. Registro de la información.
6. Supervisión de la encuesta.
7. Procesamiento de datos.
8. Toma de decisiones de prevención y control.

## 1. Determinación del tamaño de la muestra (cantidad de viviendas a ser evaluadas)

Para calcular el tamaño de muestra en encuestas poblacionales se requiere digitar cuatro informaciones:

- a) **La primera es el tamaño de la población** de la cual se seleccionará la muestra, ejemplo: Total de viviendas de la unidad geográfica de interés.
- b) **La segunda es conocer la frecuencia esperada de la variable en estudio**, que es equivalente al valor de “p”. Aquí se debe colocar el índice de casas de la última encuesta entomológica realizada. Cuando se realiza por primera vez o cuando no se conoce el valor de “p”, se asumirá el máximo valor posible (50%).
- c) **La tercera información es determinar el máximo error permitido para las estimaciones.** Normalmente es recomendable trabajar con un máximo error permitido menor o igual a un 5%, y, por último, la cuarta información necesaria es el nivel de significancia estadística que se recomienda sea un mínimo de 95 por ciento.

A modo de ejemplo, se presenta el cálculo del tamaño de la muestra para los barrios que conforman el Área II de Salud del Distrito Nacional, con una asignación de máxima varianza ( $p = 0.50$  y  $q = 0.50$ ), un nivel de confianza de un 95% y un máximo error permitido de un tres por ciento.

El procedimiento estadístico para el cálculo de muestra de una variable cualitativa en una población finita sería como la siguiente fórmula:

$$n = \frac{N * Z^2 * p * q}{d^2 * (N - 1) + Z^2 * p * q}$$

Donde:

$N$  = total de viviendas estimadas en el Área II de Salud: 111,299 viviendas

$Z^2$  = Nivel de confianza, fijado en un 95 % y que equivale a 1.96; es decir en el área bajo la curva normal cuando se permite errar solo 2.5 % en exceso y 2.5 % en defecto.

$p$  = probabilidad en porcentaje de éxito o la proporción esperada (índice de casas de la última encuesta entomológica realizada ( $p = 50\%$ )).

$q$  = Probabilidad de que no ocurra el éxito. Es igual a  $(1 - p)$ , lo que equivale a  $(1 - 0.50 = 0.50)$  cuando se asume el criterio de máxima varianza.

$d$  = Precisión (error máximo admisible en término de proporción) para el caso de las encuestas entomológicas este error puede variar dependiendo de la varianza, de los recursos y del tiempo disponible, pero se recomienda que no sea mayor al 5 por ciento (en este caso se fija en un 3%).

$$n \text{ (muestra)} = \frac{111,299 * (1.96)^2 * 0.50 * 0.50}{0.03^2 * (111,299 - 1) + 1.96^2 * 0.50 * 0.50} = 1,057$$

## 2. Selección de las viviendas que serán evaluadas

A manera de ejemplo se presentan en la Tabla 7 los procedimientos a seguir para distribuir la muestra.

1. Luego de calculado el tamaño muestral, se debe distribuir la cantidad de viviendas que se evaluarán proporcionalmente al tamaño de las unidades geográficas a seleccionar.
2. Con la información del número promedio de personas por hogares que la Encuesta Demográfica y de Salud (ENDESA 2013) sitúa en 4.5, se estima el número de viviendas dividiendo la población total (col. 1) entre 4.5
3. Para estimar el número de manzanas se divide el número de viviendas estimadas (col. 2) entre 35 (número promedio de viviendas por manzana).
4. A continuación, se procede a calcular la proporción de manzanas, dividiendo las manzanas estimadas de cada unidad geográfica (col.3) entre el total de manzanas estimadas.
5. Luego se procede a distribuir el total de viviendas que serán evaluadas (tamaño muestral), en base a la proporción de manzanas que tiene cada unidad geográfica (col. 4). Para ello, registre en la columna titulada muestra (col. 5), el resultado de multiplicar cada una de estas proporciones (col.4) por el total de viviendas que serán evaluadas (1,057 viviendas).
6. Dado que se ha definido evaluar cinco viviendas en cada manzana, finalmente, se calcula el número de manzanas a evaluar (col.6) dividiendo el tamaño de la muestra (col.5) entre cinco (5).

**Tabla 7: Distribución de la muestra a seleccionar y manzanas a evaluar según barrios**  
**Area IV de Salud. Distrito Nacional**

BARRIOS	Población (1)	Viviendas estimadas (2)	Manzanas estimadas (3)	Proporción (4)	Muestra (5)	Manzanas a evaluar (6)
Ens. La Fe	25,392	5,643	161	0.05	53	11
Cristo Rey	66,857	14,857	424	0.13	137	27
La Zurza	24,296	5,399	154	0.05	53	11
Villas Agrícolas	20,690	4,598	131	0.04	42	8
Villa Juana	39,312	8,736	250	0.08	85	17
Villa Consuelo	30,476	6,772	193	0.06	63	13
Ens. Luperón	28,189	6,264	179	0.06	63	13
Capotillo	37,129	8,251	236	0.07	74	15
Simón Bolívar	30,938	6,875	196	0.06	63	13
Gualey	20,689	4,598	131	0.04	42	8
Ens. Espaillat	20,117	4,470	128	0.04	42	8
24 de Abril	2,1558	4,791	137	0.04	42	8
María Auxiliadora	45,969	10,215	292	0.09	95	19
Mejoramiento Social	36,125	8,028	229	0.07	74	15
Domingo Savio	53,109	11,802	337	0.11	116	23
<b>TOTAL</b>	<b>500,846</b>	<b>111299</b>	<b>3180</b>	<b>1</b>	<b>1057</b>	<b>203</b>

Antes de iniciar el proceso de visita y levantamiento de la información de la encuesta es recomendable tener contacto con las autoridades locales o con un representante reconocido de la comunidad que pueda convertirse en un “facilitador” del proceso. De igual manera, se recomienda trabajar con mapas o croquis que podrían ayudar a localizar las manzanas y las viviendas seleccionadas.

Como el tamaño muestral que fue calculado es el número mínimo de viviendas que garantiza la representatividad de la muestra, debe asegurarse que el número de viviendas visitadas se corresponda con el número de viviendas programadas.

Respecto a la cantidad de personal necesario, hay que tener en consideración que un encuestador previamente capacitado, en una jornada de un día de trabajo, evalúa aproximadamente de 20-25 viviendas/día. De acuerdo a este rendimiento, a la cantidad de viviendas a evaluar, a los días establecidos para las visitas y a los recursos disponibles para las mismas, se decidirá el número de encuestadores a utilizar. Por cada grupo de cinco encuestadores se debe disponer de un supervisor de las actividades de campo. Cada supervisor responderá directamente al Coordinador General del Trabajo de Campo.

Se deben escoger las manzanas al azar y seleccionando de manera sistemática las viviendas que serán visitadas y evaluadas.

Si las manzanas son cuadradas o triangulares, se debe asignar un número a cada esquina de la manzana y elegir al azar el número de la esquina por donde se iniciará el muestreo.

Estimado el número de viviendas de la manzana, este se divide entre cinco (5) para determinar cuántas viviendas habrá entre las elegidas para muestreo (intervalo de selección), secuencialmente se sortea al azar la primera vivienda y las subsiguientes corresponden al número de la primera más el número correspondiente al intervalo de selección.

Cuando el personal esté en la manzana seleccionada, se debe iniciar en una esquina y a partir de la misma recorrer la manzana en el sentido de las agujas del reloj (hacia la derecha). Si la vivienda que le tocó evaluar

está cerrada o las personas están renuentes (no están de acuerdo con la visita y la evaluación), se deberá visitar la vivienda ubicada inmediatamente a la izquierda. Si también resulta cerrada o renuente, elegir entonces la de la derecha, manteniendo fijo el intervalo de selección.

En la visita a edificios de apartamentos, el procedimiento es similar al de una casa independiente, considerándose a cada departamento como una vivienda individual. No se deben incluir establecimientos comerciales como hoteles, colegios, clubes, casas de pensión, locales públicos, bares, talleres, gasolineras, iglesias, colmados, etc.

Cuando las encuestas correspondan a lugares rurales o áreas urbanas marginales, donde no estén definidas las manzanas, se procederá a identificar la zona más densamente poblada de la unidad geográfica de análisis y luego hacer las encuestas de forma más dispersa garantizando que cada punto cardinal esté representado en la encuesta.

### 3. Adiestramiento del personal

Antes de realizar las visitas domiciliarias es preciso capacitar a todas las personas involucradas en dichas visitas (coordinadores, encuestadores, supervisores, choferes, etc.). Recuerde que la posibilidad de contar con información confiable y de calidad para la vigilancia entomológica inicia con una buena recolección de la información en las visitas domiciliarias. Por ello, el entrenamiento del personal constituye un elemento clave para este proceso.

Algunos elementos claves que deben ser incluidos en las capacitaciones se señalan a continuación:

- Objetivos de la actividad: vigilancia o control;
- Funciones y responsabilidades de los encuestadores y supervisores;
- Reconocimiento geográfico de las áreas a evaluar;
- Criterios para la selección de las manzanas y las viviendas que se visitarán;

- Uso de los formularios donde se consignará la información colectada;
- Revisión de los materiales necesarios para la actividad (formularios de la encuesta, linternas, lápices, goteros grandes y pequeños, carpetas, frascos, bolsas, mochilas, etiquetas, cintas adhesivas, marcadores indelebles, etc.);
- Distribución de los encuestadores asignados a cada supervisor;
- Cobertura esperada por cada día de trabajo;
- Metodología de supervisión y uso de los instrumentos de supervisión.

#### 4. Evaluación de criaderos dentro y fuera de la vivienda

Al llegar a una vivienda, el encuestador, debidamente identificado, debe saludar con cortesía a quien lo recibe en la vivienda y solicitará hablar con una persona adulta. Presentarse e informar que está haciendo un estudio de los mosquitos que transmiten el dengue, chikungunya y zika y otras enfermedades transmitidas por *Aedes*.

Antes de entrar a una vivienda, el encuestador debe asegurarse que la autorización de ingreso a la misma esté dada por un adulto, mentalmente competente. En todo caso, la visita y la evaluación debe hacerse con el acompañamiento de un integrante de la familia con el fin de sensibilizarlos sobre las medidas de prevención y control de estos vectores.

En el interior de la vivienda se debe iniciar la inspección en los baños, cocinas, sala-comedor, buscando depósitos con agua (floreros, tarros, tanques y otros recipientes para almacenamiento de agua, etc.). El interior de la vivienda debe ser inspeccionado en su totalidad, en caso contrario no se considera como casa evaluada.

Igualmente, en el exterior de la vivienda se requiere identificar todos los depósitos que tengan o puedan contener agua (jardín, patio, callejones, etc.) y el peridomicilio cercano. Si la casa se encuentra en una esquina se deberá inspeccionar también el área lateral de la misma.

Además, se deberá revisar las canaletas, tanques o tinacos ubicados en el techo de la casa, así como los recipientes desechados sobre los techos.

El encuestador que realiza la inspección domiciliaria debe anotar toda la información que se genera durante la visita en el formulario de la Encuesta Entomológica Nacional (ENT-EEN) correspondiente que se detalla más adelante.

## 5. Registro de la información

En cada vivienda elegida para ser evaluada se debe llenar el formulario de encuestas entomológicas para *Aedes* (ENT-EEN), que se incluye en el anexo de este manual. Los encuestadores deben estar capacitados en el correcto llenado de este formulario.

Este formulario permite levantar datos sobre la cantidad de recipientes con agua que hay en las viviendas visitadas. Con un signo de suma (+) se señalan los recipientes que tienen larvas o gusarapos de *Aedes aegypti* o *Aedes albopictus*, y con un signo de resta (-) los que no tienen los estadios inmaduros de las mencionadas especies de mosquitos.

## 6. Supervisión de la encuesta

Los supervisores deben hacer dos tipos de supervisiones, la directa y la indirecta. La supervisión directa consiste en que el supervisor, sin avisar a los evaluadores y de manera aleatoria, visitará una vivienda donde el evaluador está realizando la encuesta entomológica y observará su desempeño durante la visita y evaluación domiciliaria. De esta manera, ante errores en la técnica de inspección de la vivienda, en el llenado de los instrumentos o en las recomendaciones de medidas de prevención y control, sean corregidos inmediatamente.

La supervisión indirecta consiste en que el supervisor, sin el acompañamiento del encuestador, debe visitar el 10% de las viviendas visitadas por cada encuestador (una de cada diez) en cada día de trabajo para verificar que se hizo la visita y realizará nuevamente la inspección de la vivienda, confirmando la información registrada en los instrumentos.

Por otro lado, todos los formularios producto de las viviendas visitadas por los encuestadores durante una jornada diaria de trabajo, serán entregados a los supervisores al finalizar la misma, quienes revisarán uno por uno estos instrumentos asegurándose de su correcto llenado.

Para facilitar el trabajo de los supervisores, la información registrada en los formularios como la dirección de la vivienda, el número de recipientes inspeccionados, recipientes positivos y otros, deberá ser clara y detallada para cada vivienda visitada. Asimismo, todas las casas inspeccionadas deberán presentar los vistos domiciliarios, que consisten en una etiqueta adhesiva que debe ser pegada en parte anterior y superior de la puerta principal. En esta ficha se anotará el nombre del encuestador y la fecha de la visita.

La División de Entomología y Control de Vectores del Departamento podrá realizar auditorías a las encuestas entomológicas realizadas por las direcciones provinciales de Salud y las direcciones de Áreas de Salud. Estas auditorías incluirán entrevistas con el personal involucrado (coordinador de la encuesta, supervisores y encuestadores), así como visitas de supervisión indirecta a las viviendas visitadas por los encuestadores y/o los supervisores.

## 7. Procesamiento de la información

Los datos recolectados en las visitas domiciliarias realizadas en todas las viviendas programadas, según el cálculo del tamaño muestral, serán agrupados por cada unidad geográfica (barrio o sector, municipios y provincias).

Utilizando el formulario para resumen de encuestas entomológicas se describen la cantidad de recipientes y otros criaderos y cuántos de ellos se encontraron positivos a larvas (gusarapos) o pupas de *Aedes aegypti* o *Aedes albopictus*. Con esta información se calculan los índices entomológicos para estos vectores (índice de casas, índice de recipientes e índice de Breteau y el nivel de infestación para cada unidad geográfica), consolidando posteriormente la información por municipio y para toda la provincia.

A continuación, se presenta el formulario resumen de encuestas entomológicas:

Provincia

Municipio

Distrito Municipal

Barrio o paraje

Criaderos	No. Recipientes	Recipientes Positivos	Indice %	Breteau
Tanques de cemento	59	4	7	0
Tanques de metal	546	32	6	2
Tanques plásticos	2234	36	2	3
<b>TOTAL DE TANQUES</b>	<b>2839</b>	<b>72</b>	<b>3</b>	<b>6</b>
Floreros	595	0	0	0
Latas	51	1	2	0
Cubos	2401	2	0	0
Cisternas	19	0	0	0
Gomas	98	3	3	0
Piletas	12	0	0	0
Tinajas	0	0	#¡DIV/0!	0
Bromelias	133	2	2	0
Galones	2023	7	0	1
Botellas	344	0	0	0
Otros	329	1	0	0
<b>TOTAL</b>	<b>8844</b>	<b>88</b>	<b>1</b>	<b>7</b>

Casas evaluadas	Casas positivas	Indice de casas	Breteau	Nivel infestación
1297	57	4	7	2

## 8. Toma de decisiones de prevención y control

La mayor utilidad de la realización de las encuestas entomológicas es que la información que se recoge sirve para programar las actividades de intervención dirigidas a disminuir los niveles de infestación de los mosquitos transmisores de Arbovirosis.

Para este fin, la información de los indicadores entomológicos (índice de casas, índice de recipientes e índice de Breteau) consolidada para unidad geográfica, se constituye en una herramienta diagnóstica, no sólo de los niveles de infestación, sino también del peso específico de determinados criaderos. Así, cuando en determinada unidad geográfica la caracterización de los criaderos responsables de los mayores niveles de infestación corresponda predominantemente a los recipientes utilizados en almacenamiento de agua para el consumo de la vivienda (tanques 55 galones), se debe realizar una jornada inicial de aplicación de larvicidas (Temefós, BTi, otros) y como medida de sostenibilidad promover la conducta antes descrita de “*Cloro untado y Tanque Tapado*”.

Cuando, por el contrario, la mayoría de los criaderos positivos corresponde a los enseres tirados en jardines, patios, callejones, techos, solares baldíos, aceras, vertederos, etc., las medidas que se recomiendan son actividades masivas de eliminación de estos criaderos o “descacharrización”. Otras condiciones pueden darse, pero las decisiones y acciones para reducir los niveles de infestación siempre estarán vinculadas a los diferentes criaderos positivos que las encuestas indiquen.

Como las encuestas entomológicas se realizan tres veces al año, luego de la programación y ejecución de un plan de intervenciones en un grupo de barrios o localidades priorizadas, la siguiente encuesta entomológica aportará información para el monitoreo y la evaluación de las actividades del plan de intervenciones ejecutado, permitiendo de esta manera continuar y mantener las estrategias exitosas, así como mejorar y modificar las lecciones aprendidas.

Las comunidades con nivel de infestación por debajo de dos (2) deben ser estimuladas por la Dirección de Áreas o Dirección Provincial de Salud a mantener el bajo riesgo de transmisión. En aquellos lugares en que el nivel

de infestación sea superior a dos (2) se consideran en alerta roja. Estas unidades geográficas deben ser priorizadas mediante acciones que ayuden a bajar el nivel de infestación hasta los límites que garanticen la seguridad de la población.

Cuando los niveles de infestación se mantengan por debajo de dos, entonces se entiende que *Aedes aegypti* está siendo sacado de las viviendas. En este momento de la lucha con el vector se activan otros métodos de vigilancia entomológica que informen sobre la distribución y abundancia de *Aedes* en la unidad geográfica. Las ovitrampas son útiles en estos casos porque obtienen información de abundancia y distribución de los mosquitos que se están criando fuera de las viviendas. Esto permitirá realizar acciones de búsqueda y caracterización de criaderos en áreas baldías, solares, instituciones públicas y privadas, cementerios, entre otros.

## Vigilancia Entomológica con Ovitrapas

La vigilancia de *Aedes* con ovitrampas permite inferir la densidad poblacional de mosquitos que han obtenido sangre para poner sus huevos. La vigilancia con ovitrampas requiere la creación de una estructura de personas con responsabilidad con respecto a la distribución y seguimiento de las mismas, colección de los papeles o cartones de colección de huevos y conteo de éstos. Además, debe haber una unidad de tecnología para el manejo de la información entomológica que generan las ovitrampas.

En República Dominicana se está instaurando, con apoyo del CDC-Tephinet, una plataforma informática que facilita el registro y distribución de la información en tiempo real.

Cuando los niveles de infestación están por debajo del umbral de daño (menos que tres) se ha logrado el control de la producción de mosquitos en los hogares. En estos casos la vigilancia entomológica con ovitrapa informa sobre la producción de mosquitos en criaderos que están fuera de los hogares. Por eso es recomendable mantener la vigilancia entomológica determinando los niveles de infestación y el uso de las ovitrampas. Otras técnicas se pueden usar para levantar informaciones puntuales de diagnóstico situacional de *Aedes* durante las evaluaciones o levantamientos entomológicos.

## 9. Vigilancia Entomológica en Filariasis Linfática

La vigilancia entomológica ligada a la filariasis (o filariosis) linfática procura diagnosticar la transmisión de la enfermedad en áreas de baja prevalencia, monitorear la transmisión en áreas intervenidas con la administración masiva de medicamentos (AMM) y producir información básica para guiar la respuesta en el control de vectores en aquellos lugares intervenidos que se muestran refractarios a la estrategia de AMM, a través de las siguientes acciones:

- Caracterizar las localidades dentro de las áreas que son focos de transmisión, en los aspectos socioeconómicos y de acuerdo a la cantidad de criaderos positivos.
- Vigilar la transmisión de la enfermedad mediante la realización de encuestas de xenomonitoreo.
- Capturar mosquitos en reposo dentro de las viviendas.
- Vigilar la densidad de larvas en los criaderos.
- Dar pautas sobre posibles medidas de manejo del medio para controlar los criaderos de *Culexquinquefasciatus*.
- Vigilar la eficacia de los mosquiteros impregnados con insecticidas en las localidades centinela, de acuerdo a los criterios del Programa Nacional de Eliminación de Filariasis Linfática.

# 13. Control de Vectores

Las acciones de control de vectores tienen como objetivo prevenir y controlar la transmisión de las enfermedades que éstos transmiten. Por ello, las medidas de intervención que se utilicen para el control vectorial deben ser seleccionadas luego de un proceso de análisis de la dinámica de transmisión de la enfermedad específica, sus patrones de distribución y la priorización de focos en áreas y localidades endémicas.

Se recomienda actuar según el paradigma de Manejo Integrado de Vectores, bajo el cual es posible incorporar a la estrategia de control cualquier recurso táctico que contribuya a reducir, directa o indirectamente, el contacto de los humanos con los vectores. Bajo esta estrategia, las medidas de control vectorial que se implementen deben ser sensibles a las necesidades que la población percibe, de modo que sean aceptadas desde el punto de vista social y cultural. También estas medidas deben ser sostenibles, costo efectivas, y deben provocar el menor impacto posible al medio ambiente.

En el caso de los mosquitos vectores de enfermedades, el control puede estar dirigido a los estadios inmaduros o a los adultos.

Las principales medidas de control de vectores se resumen a continuación:

- Control de mosquitos inmaduros**
- Control de huevos
  - Control físico o manejo del medio ambiente
  - Control biológico
  - Control químico
  - Control natural.

## **Control de mosquitos adultos**

- Rociado espacial de insecticid
- Rociado residual de interiores
- Uso de mosquiteros impregnados de insecticidas
- Uso de mallas protectoras y cortinas impregnadas
- Uso de repelentes.

La definición y los procedimientos a seguir en cada una de estas medidas serán detallados en relación a las estrategias recomendadas en cada enfermedad específica.

## **13. Control de Vectores en Malaria**

En República Dominicana, las acciones de control vectorial en malaria están dirigidas a disminuir la densidad y la esperanza de vida de los mosquitos adultos y a interceptarlos para impedir su contacto con los humanos.

Para reducir la densidad de mosquitos adultos es de primer orden controlar las larvas en los criaderos, siempre que éstos sean viables para el control. Manteniendo los sitios de cría controlados se logra disminuir la abundancia de mosquitos en los hogares.

### **13.1.1 Control de larvas**

Control físico o manejo del medio ambiente:

En malaria, el manejo del medio ambiente o control físico de larvas constituye un reto para los programas locales de control de vectores con participación de la comunidad.

Se denomina modificación del medio ambiente a cualquier transformación física de la tierra, el agua o la vegetación de los criaderos (reales o potenciales) para prevenir el desarrollo de las formas inmaduras o eliminarlas en forma permanente o temporal. Las actividades

de modificación del medio ambiente de mayor impacto son: drenaje de charcas, lagunas temporales por drenaje inadecuado, áreas pantanosas; además del rellenado de lagunas, charcos y terrenos inundados.

También se ha utilizado la limpieza y el desyerbo de las márgenes u orillas de los criaderos (canales, arroyos y cañadas).

Las ventajas de los métodos de modificación del medio ambiente radican en que son medidas duraderas, eficientes y eficaces. Además del efecto sinérgico sobre otras enfermedades producidas por la acumulación de agua, promueven el involucramiento y la participación de la comunidad en la solución a sus problemas de salud. Sin embargo, criaderos naturales extensos requiere un alto costo inicial en mano de obra, equipos e insumos. En ocasiones también resulta complejo el mantenimiento y la vigilancia periódica de grandes extensiones de agua.

Como en ocasiones, las larvas de anófeles y *Culex* cohabitan en ciertos criaderos, las medidas de modificación del medio ambiente adoptadas en tales criaderos de infestación mixta, servirán como acciones de prevención y control de malaria, filariasis linfática, en áreas de riesgo para estos padecimientos.

## Aplicación de larvicidas

Los estadios inmaduros de vectores que viven en cuerpos de agua permanente o semipermanente pueden ser controlados mediante la aplicación de sustancias que producen la muerte de las larvas o imposibilitan su desarrollo hasta convertirse en mosquitos adultos. Estas sustancias son denominadas larvicidas.

El monitoreo de la efectividad de los larvicidas se medirá mediante evaluaciones sucesivas y periódicas de los criaderos larvario. Hecho esto, se vigilará la eficacia de los larvicidas a través de la búsqueda y captura de mosquitos adultos.

## Control biológico

El uso de organismos depredadores de larvas y la aplicación de soluciones con microorganismos entomopatógenos, o productos tóxicos de éstos últimos, son consideradas medidas de control biológico.

### Uso de Peces larvívoros y otros organismos

El uso de peces que se comen las larvas de los mosquitos (larvívoros) fue una de las primeras medidas de control biológico empleadas contra los vectores de enfermedades. Sin embargo, no todas las especies de peces tienen las características requeridas para garantizar un control efectivo en los criaderos.

Se recomienda sólo usar especies de peces propias de la región en donde se utilizarán como control biológico de larvas. Las especies de peces que han mostrado una mayor eficacia como consumidores de larvas de los mosquitos vectores de enfermedades son el pez mosquito (*Gambusia affinis*) y el pez Guppy (*Poecilia reticulata*).

La utilización de peces larvívoros resulta más exitosa cuando los criaderos son producidos por el hombre (estanques, cisternas, canales o sistemas de riego). Su uso es autosostenible, siempre que se adapten al criadero y se reproduzcan apropiadamente. Tienen un bajo costo de introducción y mantenimiento, y no se requieren equipos para su aplicación. También son inocuos para el ambiente y permiten que los animales y humanos puedan consumir el agua del criadero en caso de ser necesario.

Cuando se requieren resultados inmediatos, el uso de los peces larvívoros tiene sus desventajas. Una de ellas son las dificultades en el acceso y transporte hasta los sitios de cría, pero igualmente incluyen la necesidad de lograr una elevada cobertura con otras medidas anti larvárias. Tales peces presentan lentitud en el proceso de adaptación y reproducción (1 a 2 meses). A esto hay que agregarle la no aceptabilidad cultural de algunas comunidades.

Otros depredadores de larvas utilizados para control de formas inmaduras de mosquitos, con menor eficacia, son algunos nemátodos entomopatógenos (*Romanomermis culicivorax* y *Romanomermis iyengari*), copéodos entomófagos y las formas acuáticas de otros insectos como Libélulas y *toxorhynchites*.

## Uso de biolarvicidas

Las mejores alternativas de control biológico son el uso de biolarvicidas a base de las bacterias *Bacillus thuringiensis israelensis* (Bti) y *Bacillus sphaericus*.

Estas bacterias producen toxinas que al ser ingeridas por las larvas de mosquitos y de simúlidos provocan un nivel de toxicidad letal para estas formas inmaduras. Estas bacterias son los únicos entomopatógenos que se desarrollan de manera industrial y se utilizan de forma extensiva en muchos países. La Organización Mundial de la Salud recomienda el uso de estos dos biolarvicidas por su eficacia para la eliminación de larvas de mosquitos.

La utilización exitosa de productos basados en estas bacterias depende de elegir una formulación adecuada a la biología y el hábitat de la especie de mosquito que se desea controlar.

### ***Bacillus thuringiensis israelensis* (Bti)**

*Bacillus thuringiensis* es una bacteria que se encuentra en la naturaleza, específicamente en el suelo, en pequeñas cantidades. Esta bacteria produce toxinas que afectan de manera específica a las larvas de los mosquitos de diferentes especies, entre éstas, *Anopheles albimanus*, *Aedes aegypti* y *Culex quinquefasciatus*, que son vectores de enfermedades de importancia en salud pública.

Bit es un compuesto inocuo para peces, animales superiores y seres humanos en dosificaciones normales y, según la formulación usada, puede usarse en agua potable (prestando debida atención a contaminantes microbianos que pueden estar presentes en el producto formulado) o para el riego de cultivos de alimentos.

Actúa de forma rápida produciendo una mortalidad elevada en las larvas, sobre todo en las larvas jóvenes. Presenta una efectividad baja sobre larvas maduras y no es efectivo en pupas y adultos. Su acción se produce dentro de 24 a 48 horas después de la aplicación. Su persistencia en el medio acuoso es corta, solamente de 15 a 60 días (revisión de literatura), ya que no es capaz de reproducirse en los criaderos. Por tanto, es necesario realizar frecuentes aplicaciones para prevenir aumentos rápidos de las poblaciones larvarias.

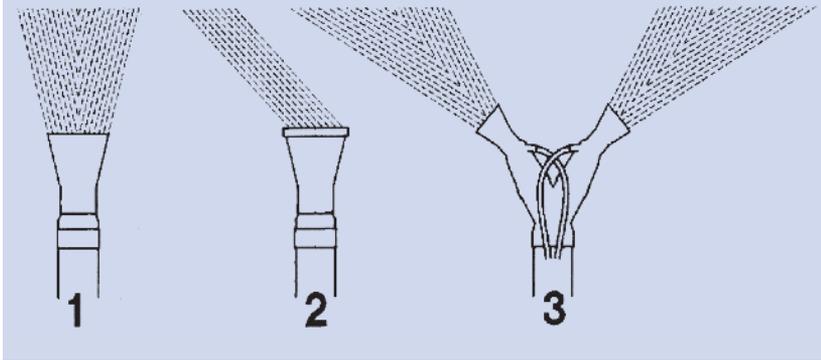
En el país, la aplicación de Bti generalmente se hace utilizando moto mochilas y utilizando un producto formulado que contiene 1.20 peso por volumen de ingrediente activo equivalente a una potencia de 1200 UTI. La dosis recomendada por el fabricante es de 500 a 1000 mililitros por hectárea, lo que equivale a 0.1 mililitro del producto formulado por cada metro cuadrado de superficie del criadero. Sin embargo, debido a resultados de evaluaciones y a la variabilidad en el pH del agua de un criadero a otro, en República Dominicana se aplica un ml del producto formulado en líquido por cada metro cuadrado. Si el producto de esa misma concentración (1200 unidades internacionales) está formulado en sólido (polvo, gránulos, briquetas, entre otros), se aplica un gramo de producto por cada metro cuadrado de criadero. Se pueden usar otras formulaciones de Bti que estén disponibles y al alcance del país siempre que en su uso se cumpla con las recomendaciones técnicas de la OMS.

El primer paso para proceder a aplicar el larvicida es calcular las dimensiones, en metros cuadrados, de cada uno de los criaderos que serán tratados. Como generalmente se tratarán más de un criadero se puede preparar cada motomochila de acuerdo a la siguiente dosis que resulta suficiente para cubrir un máximo de 1000 metros cuadrados de superficie de los criaderos.

Calculadas las dimensiones, se debe medir un litro (1000 mililitros) de Bti y se completa con agua hasta la marca de enrase de cuatro galones que tiene la motomochila. De este modo, tendremos una solución en la motomochila que contiene un volumen de cuatro galones, lo que equivale a 15.14 litros o lo que es lo mismo 15,140 mililitros. En ese volumen se encuentra disuelto 1000 mililitros de Bti.

Si se utiliza la motomochila Ciffarelli serie L3, con el grifo en la posición uno (1) (ver figura 2 con las diversas posiciones de la boquilla de expulsión de la motomochila) y con el motor encendido al número máximo de revoluciones, expulsará un volumen de aplicación de 400 mililitros por minuto.

**Figura 2: Posiciones de la boquilla de expulsión de la motomochila**



En base al volumen de la solución de Bti preparada en la motomochila y su capacidad de expulsión, los aplicadores deben utilizar la siguiente tabla para el cálculo de la cantidad de la solución de Bti requerida y el tiempo necesario para tratar cada criadero de acuerdo a su superficie en metros cuadrados.

TAMANO DEL CRIADERO EN METROS CUADRADOS	CANTIDAD DE SOLUCIÓN DE APLICACIÓN			TIEMPO NECESARIO PARA CUBRIRLO (MINUTOS)
	GALONES	LITROS	MILILITROS (CC)	
50	0.2	0.757	757	2
100	0.4	1.514	1514	4
150	0.6	2.271	2271	6
200	0.8	3.028	3028	8
250	1	3.785	3785	9
300	1.2	4.542	4542	11
350	1.4	5.299	5299	13
400	1.6	6.056	6056	15
450	1.8	6.813	6813	17
500	2	7.57	7570	19
550	2.2	8.327	8327	21
600	2.4	9.084	9084	23
650	2.6	9.841	9841	25
700	2.8	10.598	10598	26
750	3	11.355	11355	28
800	3.2	12.112	12112	30
850	3.4	12.869	12869	32
900	3.6	13.626	13626	34
950	3.8	14.383	14383	36
1000	4	15.14	15140	38

Fuente: Departamento de Prevención y Control de Enfermedades Transmitidas por Vectores y Zoonosis.

Esto quiere decir que si vamos a tratar un criadero que tiene una superficie aproximada de 500 metros cuadrados se utilizarán dos galones (7.57 litros o 7570 mililitros) de la solución de Bti y el tiempo en cubrir esta superficie será aproximadamente 19 minutos.

### ***Bacillus sphaericus***

El *Bacillus sphaericus* (Bs) es una bacteria formadora de esporas y cristales de proteínas tóxicas, que es patógena para las larvas de mosquitos *Anopheles* y *Culex*. Es importante mencionar que la larva del mosquito transmisor del dengue no es susceptible a esta bacteria, por lo que no se utiliza para control del *Aedes*.

El Bs tiene características similares a las de Bti actuando sobre las larvas, con un mayor efecto sobre las larvas jóvenes y mostrándose inocuo para los animales vertebrados de sangre caliente, los anfibios, peces u otros insectos acuáticos o de tierra. A diferencia del Bti, su acción larvicida es lenta produciendo una alta mortalidad en las primeras 72 a 96 horas después de la aplicación.

Las formulaciones del larvicida pueden ser sólidas, como gránulos, en cuyo caso se aplican sin disolver o bien en presentación de polvo mojable para disolverse en agua; también se presentan en formulaciones líquidas que pueden aplicarse sin diluir, como suspensiones, o diluirse en agua.

En República Dominicana, las presentaciones de mayor uso son en polvo mojable (PM). La aplicación se hace usando motomochilas o bombas de presión con una dosificación de 0.2g por metro cuadrado, según etiqueta de producto formulado. Las formulaciones de Bs deben manejarse y preservarse siguiendo las instrucciones de la etiqueta del envase.

## **Control químico**

En República Dominicana, el control químico de larvas de mosquitos *Anopheles* se lleva a cabo con Piriproxifen. El piriproxifen se utiliza en formulación granulada al 0.5 % y se aplica a dosis de 0.5 gramos por metro cúbico en el tratamiento de criaderos de anofeles. Hay otras opciones de fórmulas como son espinosina, diflubenzuron. Independientemente

de cual sea la sustancia, su uso tiene que estar condicionado a que no se afecten especies diferentes a las larvas de los mosquitos. Por eso no deben ser aplicados a ríos, manglares o arroyos, donde viven otros artrópodos que no deben ser controlados junto a los mosquitos. Estas sustancias se aplican para evitar que las larvas de mosquitos alcancen el estado adulto. Su dosificación y uso debe estar ajustada a las recomendaciones de la OMS y a lo que permitan las condiciones sobre la base del respeto al medio ambiente.

## Control natural

Las sustancias naturales que tienen efecto larvicida, como el extracto de algunas plantas, se conocen como insecticidas naturales y su uso es conocido como control natural. El uso de insecticidas naturales se está ampliando en los últimos tiempos. Aun no se usan en República Dominicana.

### 13.1.2 Rociado espacial de insecticidas (OMS 2003)

Se utiliza cuando hay transmisión evidente, con el propósito de reducir la densidad de los mosquitos adultos infectados. Para que el rociado espacial sea efectivo se debe aplicar durante las horas de actividad hematofágica. Para *Anopheles*, la aplicación debe hacerse durante tres días consecutivos y luego repetir esas tres, cada 8 días, hasta que el equipo que realiza la vigilancia epidemiológica activa y pasiva no encuentre casos nuevos.

El efecto esperado del rociado espacial es interceptar los mosquitos durante el vuelo, reduciendo su esperanza de vida y la probabilidad de transmisión de la enfermedad. El rociado espacial se aplica principalmente en neblinas frías (insecticida diluido en agua y rociado a presión o a través de un caudal importante de viento). Para este rociado se utilizan insecticidas en formulaciones que se pueden diluir en agua.

También se aplica rociado espacial en neblinas térmicas (insecticida diluido en aceite y aplicado en forma de humo, cuando pasa la mezcla a través de un tubo caliente. En el cual se sublima el solvente y se condensa al contacto con el aire al salir, haciendo que las pequeñas gotas de insecticida floten, usando el humo como vehículo o propelente). En este caso

el insecticida más usado en República Dominicana es malatión formulado al 96%, diluido al 4% en gasóleo (gasoil), pero también se ha aplicado Pirimifos Metilo, diluido en gasóleo al 2%.

Cuando se utilizan termo nebulizadores manuales se pueden aplicar formulaciones diluidas en agua, produciéndose una neblina térmica clara y poco visible, debido a que las gotas de insecticida flotan en vapor de agua. Esta modalidad de neblinas térmicas está adquiriendo auge, debido a que en su costo no influye el alto precio de los combustibles.

El rociado espacial también se aplica en un volumen ultra bajo (formulación de insecticida, aplicada pura a presión, en gotas de 10 a 20 micras de diámetro) con una máquina de nebulización en frío.

**Tabla 8: Algunos insecticidas apropiados para la nebulización en frío o caliente en la lucha contra los mosquitos**

<i><b>Producto</b></i>	<i><b>Dosis de ingrediente activo (g/ha)</b></i>
<b>Organofosfatos</b>	
fenitrotión	250–300
malatión	112–600
metil pirimifos	250
<b>Piretroides</b>	
ciflutrín	1–6
deltametrín	0.5–1.0
lambda-cihalotrín	1.0
permetrín	5–10
resmetrín	2–4

### 13.1.3 Factores que influyen en la eficacia del rociado espacial

#### Velocidad del viento

La velocidad del viento tiene una influencia enorme en la distribución de las gotitas y su choque con los insectos. En la mayoría de las situaciones se necesita un a velocidad del viento de 1-4 metros por segundo (alrededor de 3,6-15 km/h) para arrastrarlas gotitas desde la línea de desplazamiento. No se debe pulverizar cuando su velocidad sea superior a 15km/h. La velocidad del viento se puede medir utilizando un anemómetro manual.

El tipo de terreno y de vegetación influye en los movimientos del aire y, en consecuencia, en la distribución de las gotitas. En un terreno despejado con vegetación relativamente escasa se puede obtener un frente de pulverización efectivo mayor que en las zonas urbanas, donde la obstrucción de los edificios altera las corrientes de aire. La penetración de las gotitas en las viviendas depende del diseño de la casa y de que haya ventanas, puertas y conductos abiertos.

En los medios urbanos, la trayectoria depende del trazado de las calles; sin embargo, puede no corresponderse con la anchura efectiva del frente de pulverización. Puede ser necesario aumentar el volumen de aplicación para compensar la menor penetración de las gotitas en las zonas con vegetación. Por motivos prácticos, la mayoría de los fabricantes consideran un frente de pulverización de 50 metros como base para calcular las tasas de aplicación recomendadas.

#### Dirección del viento

Al establecer la trayectoria de la pulverización con el equipo montado en un vehículo se ha de tener en cuenta la dirección del viento para aprovechar al máximo su distribución en toda la zona sometida a tratamiento.

#### Efectos de la temperatura

El suelo se calienta por la acción directa de la luz solar y debido a ello el aire asciende. La pulverización en espacios abiertos a mediodía se desaprovechará en su mayor parte, porque las gotitas tenderán a ir hacia

arriba en lugar de desplazarse horizontalmente. En condiciones ideales se necesita una inversión, es decir, que haya aire más frío más cerca del suelo. Esto suele suceder por la mañana, una vez que la temperatura del suelo ha disminuido durante la noche, pero también es posible por la tarde, cuando se pone el sol y comienza a descender la temperatura del suelo. Con la inversión, las gotitas pulverizadas se desplazan hacia el suelo. Las características ideales para la pulverización en el suelo y desde avionetas se pueden observar en el humo que sale de las chimeneas o de los incendios o se pueden controlar mediante generadores de humo.

## Horario de tratamiento

Es fundamental el conocimiento local de las horas de actividad máxima de vuelo de las especies destinatarias para garantizar que los tratamientos sean efectivos en la medida posible cuando se realiza rociado espacial para controlar vectores de la malaria, se debe tomar en cuenta las horas pico en que llegan a picar los mosquitos.

## Calibración del equipo

Cada insecticida tiene unas propiedades físico-químicas y una efectividad biológica determinadas. Los fabricantes de insecticidas recomiendan porcentajes de dosis diferentes para situaciones específicas y especies concretas. Por consiguiente, se debe calibrar cada máquina para garantizar que distribuya el volumen correcto de insecticida.

La tasa de aplicación de la máquina (volumen distribuido por unidad de tiempo) dependerá de la velocidad del vehículo (o la velocidad a pie o el tiempo por casa/vivienda con el equipo portátil), la anchura efectiva del frente de pulverización (metros) y el volumen de la preparación química, según la recomendación del fabricante (litros por hectárea, incluidos los excipientes).

### 13.1.4 Rociado residual de intra domiciliario

En las localidades que han sido caracterizadas como rociables, si la transmisión permanece aún después de dos ciclos de rociado espacial, se realiza un rociado residual en las viviendas de la localidad, siguiendo las instrucciones

de la OMS establecidas en el manual de operaciones de rociado residual intra domiciliario para controlar y eliminar la transmisión de paludismo (RRI) (OMS 2000). También se aplica esta intervención de manera preventiva en las localidades que presentan brotes estacionales o relacionados con la actividad agrícola periódica que se da en diferentes regiones del país.

En las localidades donde la ocurrencia de un caso puede darse en cualquier lugar, el rociado residual se aplica en todas las viviendas de la localidad, tratando de mantener una cobertura igual o superior al 80%, mientras que en las localidades que presentan casos en áreas específicas, el rociado se realiza de manera focalizada.

Los insecticidas elegibles para ser utilizados en esta intervención son primero evaluados en cuanto a su efectividad para matar mosquitos anofeles en la localidad a intervenir y luego de la intervención se evalúa el efecto residual del producto con pruebas biológicas de pared. La elegibilidad de los insecticidas depende en gran medida de que estén en la lista de productos recomendados por el Esquema de Evaluación de Pesticidas de la OMS (WHOPES, por sus siglas en inglés). (Referencia, Manual de Operaciones de Rociado Residual Intra Domiciliario para Controlar y Eliminar la Transmisión del Paludismo, RRI).

**Tabla 9: Insecticidas recomendados por la OMS para el rociado residual intra domiciliario para control de los vectores de malaria**

<i>Insecticide compounds and formulations</i> <sup>1</sup>	<i>Class group</i> <sup>2</sup>	<i>Dosage (g a.i./m<sup>2</sup>)</i>	<i>Mode of action</i>	<i>Duration of effective action (months)</i>
<i>DDT WP</i>	OC	1-2	contact	>6
<i>Malathion WP</i>	OP	2	contact	2-3
<i>Fenitrothion WP</i>	OP	2	contact & airborne	3-6
<i>Pirimiphos-methyl WP, EC</i>	OP	1-2	contact & airborne	2-3
<i>Pirimiphos-methyl CS</i>	OP	1	contact & airborne	4-6
<i>Bendiocarb WP, WP-SB</i>	C	0.1-0.4	contact & airborne	2-6
<i>Propoxur WP</i>	C	1-2	contact & airborne	3-6
<i>Alpha-cypermethrin WP, SC</i>	PY	0.02-0.03	contact	4-6
<i>Alpha-cypermethrin WG-SB</i>	PY	0.02-0.03	contact	up to 4
<i>Bifenthrin WP</i>	PY	0.025-0.05	contact	3-6
<i>Cyfluthrin WP</i>	PY	0.02-0.05	contact	3-6
<i>Deltamethrin SC-PE</i>	PY	0.02-0.025	contact	6
<i>Deltamethrin WP, WG, WG-SB</i>	PY	0.02-0.025	contact	3-6
<i>Etofenprox WP</i>	PY	0.1-0.3	contact	3-6
<i>Lambda-cyhalothrin WP, CS</i>	PY	0.02-0.03	contact	3-6

Chlorfenapyr 240 SC: las evaluaciones actuales de Chlorfenapyr SC (grupo de clase: pirrol) están disponibles en el informe de la 16ª reunión del Grupo de Trabajo WHOPEs, 22-30 de julio de 2013 y el informe de la 17ª reunión del Grupo de Trabajo WHOPEs, 15-19 de septiembre de 2014 (ambos informes están disponibles en: <http://who.int/whopes/resources/en/>).

**Nota:** Las recomendaciones de la OMS sobre el uso de plaguicidas en la salud pública son válidas ÚNICAMENTE si están vinculadas a las especificaciones de la OMS para su control de calidad. Las especificaciones de la OMS para plaguicidas para la salud pública están disponibles en la página principal de la OMS en Internet en <http://www.who.int/whopes/quality/en/>.

1-CS = suspensión en cápsula;

EC = concentrado emulsionable;

SC = suspensión concentrado;

SC-PE = concentrado de suspensión mejorado con polímero;

WG= gránulos dispersables en agua;

WG-SB = gránulos dispersables en agua, bolsas selladas solubles en agua;

WP = polvo humectable;

WP-SB = polvo humectable en bolsas selladas solubles en agua.

2-OC = organoclorados;

OP = organofosforados;

C = carbamatos;

PY= piretroides.

### 13.1.5 Uso de mosquiteros impregnados con insecticida

El uso de mosquiteros impregnados se utiliza en República Dominicana respondiendo, especialmente, al paradigma del manejo integrado de vectores (MIV), en combinación con el rociado residual de insecticidas.

El uso de estos mosquiteros sirve como medida de sostenibilidad del control de la transmisión de malaria que se logra con el rociado residual, debido a que el efecto de éstos puede permanecer mucho más tiempo después de la intervención con los insecticidas residuales. Además, su utilización ayuda a cubrir en gran medida las viviendas donde las personas son renuentes a aceptar el rociado de sus casas.

También, los mosquiteros impregnados de insecticida se utilizan en localidades donde no es viable realizar el rociado residual, por la razón que fuese. Un ejemplo pueden ser los lugares donde las viviendas tengan paredes con pinturas de aceite, en las que si se hiciera el rociado habría que usar formulaciones diferentes a los estándares, que por lo general no tienen el efecto residual deseable.

Igual que el rociado residual de insecticidas, el uso de mosquiteros impregnados debe alcanzar una cobertura igual o superior al 80% en las localidades donde cualquier vivienda tiene probabilidad de aportar casos de malaria. Pero en aquellos barrios o parajes que presentan áreas específicas donde históricamente ha ocurrido la transmisión de casos, la distribución de mosquiteros impregnados de insecticida puede focalizarse en el área de transmisión.

## 13.2 Control de Vectores de las Arbovirosis

Las acciones para el control de los vectores de las arbovirosis están dirigidas a disminuir la abundancia de mosquitos *Aedes* spp., adultos dentro de las viviendas y de las instituciones laborales, educativas, recreativas y religiosas, donde se congregan personas de diferentes áreas y de condiciones epidemiológicas variables.

Para lograr ese efecto es necesario controlar la fase inmadura del mosquito, a través de la eliminación o tratamiento de los recipientes de agua que pueden ser colonizados por esta especie o por *Aedes albopictus*, vectores que transmiten los virus del dengue, chikungunya y zika y otras arbovirosis.

**La estrategia de respuesta para el control de los vectores del dengue, chikungunya y zika se enfoca en dos momentos:**

1. Cuando no hay casos aparentes.
2. Cuando hay casos con síntomas aparentes.

En el momento en que no hay casos aparentes, las metas de las medidas de control de vectores deben ser:

1. Reducir los niveles de infestación.

Para lograr esta meta se tienen que realizar las siguientes acciones:

- a. Tratar con larvicida todos los recipientes que no puedan ser eliminados. El tratamiento de los recipientes se hace normalmente con temefós granulado al 1%, aplicado en dosis de 20 gramos por cada 200 litros de agua. También se puede aplicar *Bacillus Thurigiensis israelensis* (BTI), en dosis de tres mililitros por cada 200 litros de agua. Igualmente se contempla el uso de piriproxifeno granulado al 0.5%, a razón de un (1) gramo por cada metro cúbico de agua en el criadero, según la información del fabricante.
- b. Eliminar todos los desechos sólidos que puedan acumular agua de lluvia (cucharros, tiestos, neumáticos y otros) que se encuentren en los patios de las viviendas y de las instituciones públicas, privadas o sin fines de lucro, así como en áreas no habitadas de la comunidad, como solares, parques, sabanas, orillas de cañadas, entre otros.
- c. Visitas educativas a todas las viviendas de los barrios o parajes priorizados. Cada casa es visitada cuatro veces, utilizando el mismo mensaje educativo. Debe hacerse una visita cada semana hasta completar cuatro. Las personas que las hacen deben ser educadores o comunicadores sanitarios, que expliquen a los habitantes de las viviendas cuáles son sus criaderos de mosquitos y cómo tienen que actuar para mantenerlos libres de gusarapos o larvas.

## 13.3 Control de los mosquitos inmaduros

### 13.3.1 Control de huevos

Sólo aplica para los huevos de *Aedes aegypti* en recipientes artificiales. Los criaderos representados por recipientes no útiles se pueden eliminar, mientras que en el caso de los tanques de 55 galones, los huevos se pueden eliminar cepillando las paredes internas o untándoles cloro y dejando que éste actúe por 15 minutos antes de llenarlos con agua o simplemente dejando el tanque tapado después de la untada, si no se va a reabastecer de agua.

El control físico de las larvas de *Aedes aegypti* consiste en eliminar los recipientes viables para la cría de éstas, mediante jornadas de “descacharrización” con participación comunitaria. La eliminación de un recipiente puede implicar su destrucción, perforación o simplemente voltearlos y colocarlos de manera que no acumulen agua de lluvia o de desecho.

### 13.4 Control de mosquitos adultos

El control de mosquitos adultos en salud pública tiene como objetivo primordial detener y prevenir la transmisión de ETV, mediante la eliminación de los imagos que se han infectado con parásitos, que adquirieron por haber picado a una o más personas enfermas o con parásitos en su sangre, capaces de iniciar el ciclo extrínseco en los mosquitos. Esta acción es requerida para detener brotes o epidemias en localidades o barrios y para evitar que a partir de los casos primarios se expanda la transmisión a niveles importantes.

En República Dominicana, la eliminación de los mosquitos adultos se hace mediante la aplicación de insecticidas en neblinas frías o térmicas mediante el rociado espacial. Se aplican **neblinas frías** con máquinas portátiles (P-1 o motomochila) dentro de las viviendas que presentan los casos sospechosos o confirmados, y de las que están adyacentes a las viviendas con casos sospechosos.

También se aplican **neblinas frías** con equipos pesados montados en vehículos, en las calles o caminos de los barrios o parajes, cubriendo un área de algunos 500 m alrededor de los casos.

Las **neblinas térmicas** se aplican con dos tipos de máquinas (portátiles y pesadas), pero no se recomienda que se apliquen dentro de las viviendas debido al riesgo de que ocurran accidentes.

El rociado espacial persigue eliminar los mosquitos adultos para reducir la densidad de los mosquitos infectados e infectivos. Se realiza durante tres días consecutivos y se repite ese ciclo cada ocho días hasta que se detenga la incidencia de casos en el barrio o paraje. Esta actividad se realiza en horas de la mañana, entre las seis y las siete. Presenta el inconveniente de que las viviendas generalmente están cerradas y el producto no penetra a

las viviendas; por tanto, estas actividades de control deben hacerse cuando los habitantes de la comunidad hayan sido sensibilizados para que abran las puertas y ventanas al momento de la intervención. También se realiza en horas de la tarde, a partir de las 4:00 p.m.

***No es recomendable aplicar el rociado espacial después de las nueve de la mañana ni antes de las cuatro de la tarde, porque la temperatura alta genera una corriente de aire ascendente que eleva el insecticida.***

Entre los factores climáticos que pueden dificultar el rociado espacial están la alta temperatura del medio ambiente, la velocidad del viento, la lluvia, la luz solar, entre otros.

Las recomendaciones de uso de insecticidas para el rociado espacial se pueden encontrar en la guía práctica de WHOPES (WHO 2003).

**Figura No. 3. Equipos portátiles para rociado espacial**



### 13.5 Control de Vectores en Filariasis Linfática

Las medidas dirigidas a controlar los vectores de filariasis linfática tienen como propósito prevenir o controlar la transmisión de la enfermedad. En consecuencia, se toman medidas integradas dirigidas a reducir la abundancia de los mosquitos vectores, mediante el control de los criaderos, así como medidas que impidan a los vectores adultos su contacto con los humanos de manera directa o para reducir su esperanza de vida, mediante barreras físicas o químicas, o la combinación de ambas.

### 13.5.1 Control de criaderos

Los lugares de cría de mosquitos en las diferentes localidades deben ser caracterizados de acuerdo a las variables del formulario de caracterización de criaderos (véase el Anexo 4- Formularios), para que cada localidad tenga un informe consolidado de éstos.

Los criaderos de *Culex quinquefasciatus*, en zonas receptoras a la transmisión de filariasis linfática, están casi siempre relacionados con problemas de drenaje de aguas servidas. En ese sentido, las acciones deben ir orientadas a transformar el ambiente en la comunidad a los fines de que las acumulaciones de agua puedan ser manejadas para evitar la crianza de mosquitos en el mediano plazo.

### Participación comunitaria en el control de vectores en filariasis linfática

La comunidad tiene que estar informada y educada sobre la enfermedad para que se involucre en las acciones de control de *Culex* spp. Este punto de participación comunitaria debe incluirse en el control de los otros vectores como herramienta hacia la sostenibilidad del manejo integrado de vectores.

### 13.5.2 Control del contacto entre mosquitos y humanos

Para lograr este impacto se usan las siguientes medidas:

- a. Promoción del uso de mosquiteros.
- b. Promoción del uso de mosquiteros impregnados con insecticida.
- c. Promoción del uso de mallas en puertas y ventanas.

### 13.5.3 Control de molestias

Las molestias que ocasionan los mosquitos se controlan mediante la reducción de la abundancia de éstos. En este sentido, el primer paso es involucrar a la comunidad en cada uno de las siguientes acciones:

1. Caracterizar los criaderos de las especies que molestan.
2. Eliminar o tratar los criaderos de los mosquitos encontrados.
3. Hacer intervenciones con rociado espacial durante las horas del día en que las molestias sean más intensas.
4. Dar seguimiento y controlar las condiciones que determinan la abundancia de los mosquitos molestos para prevenir que vuelvan a ser una molestia en el futuro.

#### **13.5.4 Uso de repelentes**

Los repelentes pueden aplicarse ya sea directamente en la piel (en forma de crema, loción o aerosol) o en las prendas de vestir. Además, el uso de repelentes es sólo una medida de protección individual que puede recomendarse como complemento del uso de mosquiteros y métodos de protección en el hogar.

En las comunidades con molestias de mosquitos, los repelentes pueden ser usados por las personas después del anochecer, antes de acostarse bajo el mosquitero o porque tienen que quedarse al aire libre durante parte de la noche.

Las personas que padecen malaria, que no han sido tratadas con medicamentos gametocidas, pueden ser protegidas con repelentes durante la noche si llegan a presentar las formas sexuales del parásito.

También pueden usarse repelentes durante el día si los mosquitos que amenazan la salud y tranquilidad de las personas tienen hábitos diurnos.

En momentos de brotes de dengue pueden usarse repelentes de mosquitos en las personas que están presentando fiebre, a fin de evitar que los mosquitos adquieran el virus circulante de ellas.

# 14. Aspectos Operacionales

## 14.1 Seguridad del operador

La seguridad del operador y el ambiente es una prioridad absoluta cuando se adopta cualquier medida de control con mayor hincapié a aquella que involucre uso de químicos. Los diferentes tipos de aplicación de insecticidas para la lucha contra los vectores conllevan riesgos diferentes en su aplicación. Éstos deben evaluarse claramente en cuatro niveles diferentes.

## 14.2 Seguridad de la población a ser protegida

El riesgo (señalar los riesgos de intoxicación, envenenamiento, alergia, irritación de ojos etc.) que corre la población dependerá de las probabilidades de entrar en contacto con materiales tratados o contaminados. Esto puede variar desde la aplicación de un larvicida al agua que podría usarse para consumo, hasta el contacto potencial con una pared rociada o un suelo contaminado (en el caso del rociamiento de interiores con insecticida de acción residual).

También existe la posibilidad de que ocurra una sobredosis accidental, por lo que deben adoptarse todas las medidas de protección, información, educación y comunicación que sean necesarias para que la población pueda tomar las debidas precauciones y evitar una contaminación peligrosa.

## 14.3 Seguridad en el almacenamiento y transporte

La seguridad en el almacenamiento y transporte incluye no sólo la seguridad de los que manipulan los envases de insecticida, sino también la prevención de accidentes que pueden dar lugar a la contaminación de las personas, los alimentos o el ambiente.

## 14.4 Seguridad del personal de control de vectores

Los operadores deben tener equipos de protección y ropa adecuada, según el insecticida que se utilice; por ejemplo, cascos, cubiertas faciales, anteojos protectores, guantes y botas, y tener dos conjuntos de ropa de trabajo (overoles).

Las medidas de precaución básicas para la prevención de una contaminación son:

- Lavarse las manos y la cara después de haber manipulado el insecticida;
- No comer, beber y fumar durante el trabajo, excepto después de lavarse y antes de reanudar el trabajo;
- Fijar el número de horas de trabajo según el riesgo de exposición y no excederse;
- Lavar diariamente los trajes de protección y los cascos.
- Tomar una ducha al final de cada día de trabajo es particularmente importante cuando se ha estado trabajando con insecticidas organofosforados;
- Si se usan respiradores, ajustarlos bien alrededor de la nariz y la boca. Hay que lavarlos y secarlos bien luego de su uso. Además, cambiar los cartuchos diariamente, siempre que se obstruyan;
- El vehículo y la bioseguridad que este necesita para su utilización en la actividad.

Malatión, permetrina, cipermetrina, deltametrina y lambdacialotrina son los insecticidas más usados en República Dominicana para el control de vectores.

## 14.5 Protección del ambiente

Las aplicaciones de insecticidas en forma de nebulizaciones térmicas y frías, a volumen ultrabajo, para la lucha contra los mosquitos, en general tienen muy poco efecto sobre el medio ambiente si se aplican los criterios pertinentes. No obstante, se debe tener cuidado para evitar aplicaciones cerca de envases de agua donde haya peces o áreas donde haya apiarios.

En ese sentido, se recomienda que no se realicen tales aplicaciones directamente en colecciones de agua y apiarios, y se mantenga una barrera de 100 m sin tratar para prevenir la muerte de los peces y de las abejas. Se debe recomendar a los dueños de los domicilios que cubran los tanques que contienen peces y las jaulas con aves domésticas durante las aplicaciones.

# 15. Bibliografía

**Bown, D. N, J. R Rios, C. Frederickson, G. Ángel Cabañas 1986.** Biología y Ecología de *Anopheles albimanus* Wiedemann en Centroamérica. American Mosquito Control Association Vol 2. Páginas 90 a 101.

**Cox, Jonathan; Anderson, John F; Fikrig, Erol 2006.** Identification of differentially regulated mosquito proteins-potential targets against flaviviruses. The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene. Vol. 75(5). November 2006. Abstract book, 55<sup>th</sup> Annual meeting. Página 70.

**CDC/OPS.** Preparación y respuesta ante la eventual introducción del virus Chikungunya en las Américas. Washington, D.C.: OPS, © 2011

**Escobar, José Pablo.** Vigilancia vectorial desde un Servicio Seccional de Salud. Memorias Seminario Taller Nacional. Dengue: Manejo clínico epidemiológico y del vector. Medellín, Octubre 19 y 20 de 1989.

**Instituto Nacional de Salud, Ministerio de la Protección Social de Colombia.** Documento Estructuración y Desarrollo de las Unidades Básicas de Entomología en las direcciones seccionales y distritales de salud. Red Nacional de Entomología. Bogotá, D.C., 2002.

**Instituto Nacional de Salud Pública de México.** Manual para la vigilancia y el control del paludismo en Mesoamérica. INSP/OPS/PNUMS/GEF. 2008.

**Ministerio de Salud de Argentina.** Enfermedades infecciosas. Dengue. Diagnóstico de Dengue. Guía para el equipo de salud, 4ta. Edición, año 2015.

**Ministerio de Salud de Colombia.** III Reunión de Investigadores Colombianos en Malaria y otras Enfermedades Tropicales. Ministerio de Salud. Dirección de Campañas Directas. Rionegro (Antioquia), marzo 21-22-23 de 1992.

**Ministerio de Salud de Colombia.** Plan estratégico para la descentralización. 1993. Documento de trabajo, Descentralización de Campañas Directas. Bogotá, D.C. Octubre de 1993.

**Ministerio de Salud de Colombia.** Guía Integral de Manejo de las Enfermedades Transmitidas por Vectores. Módulo 4. Colombia. 1996.

Ministerio de Salud de Colombia. Unidad Administrativa Especial de Campañas Directas. Documento interno, Epidemiología del Dengue en Colombia, 1995.

**Ministerio de Salud de Costa Rica.** Chikungunya. Protocolo de Vigilancia y Manejo Clínico. Julio 2014. Costa Rica.

**Ministerio de Salud de República Dominicana.** Guía para el diagnóstico, manejo y prevención de la malaria. MSP/CENCET, República Dominicana, septiembre 2011

**Ministerio de Salud de República Dominicana.** Guía para manejo clínico del Dengue MSP/CENCET. República Dominicana, 2014.

**Ministerio de Salud de República Dominicana.** Guía de manejo clínico para la infección por el virus Chikungunya. Santo Domingo, República Dominicana, mayo 2014

**Organización Panamericana de la Salud.** El Control de las Enfermedades Transmisibles en el Hombre. Duodécima Edición, 1975.

**Organización Panamericana de la Salud (OPS/OMS).** Dengue: Guías para la atención de enfermos en la Región de las Américas. Segunda edición, 2015

**Organización Mundial de la Salud.** Pulverización de Insecticidas en el Aire para la Lucha Contra los Vectores y las Plagas de la Salud Pública - Guía práctica, 2003.

**PAHO y Colaboradores 2010.** Estrategia para la Toma de Decisiones en Control Racional de Vectores de Malaria en la Región de las Américas. Documento técnico realizado con los países de la región Amazónica en 2005 - 2006 y revisado en las reuniones regionales de entomología de Guayaquil, Ecuador, agosto de 2008 y de Bogotá, Colombia, diciembre de 2010.

**Pérez, Omayda; Rodríguez, Jinnay; Bisset, Juan A.; Leyva, Maurin; y otros 2004:** Manual de Indicaciones Técnicas para Insectarios. Ciudad de la Habana, Editorial Ciencias Médicas. 59 páginas.

**Rossi, Gustavo C. y Almirón, Walter R.:** Clave Ilustrada para la identificación de larvas de mosquitos de interés sanitario encontradas en criaderos artificiales en la Argentina. Serie Enfermedades Transmisibles. Fundación Mundo Sano.

**Solarte, Yezid, Mem Inst Oswaldo Cruz,** Río de Janeiro, Vol. 91(2): 141-146, Mar./Apr. 1996. Man-biting Activity of *Anopheles (Nyssorhynchus) albimanus* and *An. (Kerteszia) neivai* (Diptera: Culicidae) in the Pacific Lowlands of Colombia

**World Health Organization.** Tropical Diseases. Progress en Research, 1989-1990. UNDP/World Bank/WHO Special Programme for Research and Training in Tropical Diseases (TDR). Geneva, 1991.

**World Health Organization.** Manual on practical entomology in malaria. Part II, Methods and techniques. Geneva: World Health Organization, WHO Offset Publication 13 1975b.

**World Health Organization 2002.** Manual for indoor residual spraying.

**World Health Organization 2003.** Space spray application of insecticides for vector an public health pest control. A practitioner´s guide. WorldHealth Organization. Geneva. Communicable Disease Control, Prevention and Eradication. Who Pesticides Evaluation Scheme (WHOPES). 65 páginas.

# 16. Anexos

**Anexo 1:** Prueba de susceptibilidad con papeles impregnados (OMS).

**Anexo 2:** Procedimiento de aplicación de la concentración discriminante de Temefós sobre larvas:

**Anexo 3:** Procedimiento para el Rociado Residual

**Anexo 4:** Formularios del Sistema de Información Entomológica

# Anexo 1

## Prueba de susceptibilidad con papeles impregnados (OMS).

La OMS ha elaborado un kit para la vigilancia de la resistencia a los insecticidas en los vectores de enfermedades (Documento Técnico “WHO/CDS/CPE/PVC/2001.2”. [Título original en inglés “Supplies for monitoring insecticide resistance in disease vectors: procedures and conditions”]).

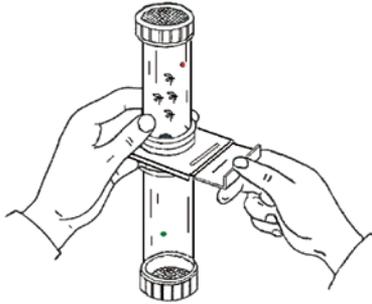
### Composición del kit:

- Tubos plásticos de 125 mm de altura y 44 mm de diámetro interno:
  - Tubos para exposición de mosquitos al insecticida (con marca roja);
  - Tubos de reposo (con marca verde):
    - 2 para control.
    - 5 para ensayos previos y observación posterior a la exposición.
- 6 soportes para los tubos plásticos con orificio de 20 mm.
- 12 clips.
- Pinzas.
- 2 capturadores de succión.
- Hojas de papel blanco (12 x 15 cm) para forrar el interior del tubo de espera.
- Hojas de papel blanco (12 x 15 cm) impregnadas solamente con el solvente utilizado para las sustancias a ser examinadas.
- Papeles impregnados con los insecticidas que serán evaluados.
- Formularios.

## Procedimiento:

1. Insertar en cada tubo de observación (marca verde) un papel blanco limpio, enrollado en forma cilíndrica para cubrir la pared interna del tubo y con uno o dos clips sujetar el papel.

*Tubo de observación*



*Tubo de exposición*

2. Colocar los tubos en las unidades de soporte.
3. Colocar con un aspirador manual en cada tubo de observación de 15 a 25 hembras de la población de mosquitos a ser evaluada, previamente alimentadas con sangre.
4. Esperar una hora y observar si hay mosquitos muertos o dañados que deban ser sustituidos.
5. Recubrir los tubos de exposición (marca roja) con el papel impregnado con el o los insecticidas que se desean evaluar y sujetarlos con un clip.
6. Colocar dentro del tubo de control una hoja de papel impregnado sólo con solvente (sin insecticida) y sujetar con el clip.
7. Acoplar los tubos con marca verde (observación) y los que tienen marca roja (exposición), a través del soporte para los tubos plásticos, abriendo totalmente la guillotina entre ellos para poder trasladar los adultos de un tubo a otro.

8. Con leves soplos, los mosquitos son transferidos hacia el tubo que contiene el papel impregnado con el insecticida al cual deberán ser expuestos. Tan pronto todos los mosquitos hayan sido transferidos a los tubos de exposición o control, debemos desconectar el tubo de observación con marca verde.
9. Dejar los mosquitos en los tubos de exposición/control colocados verticalmente (parados) durante un período de una hora en condiciones de iluminación difusa, humedad entre 80% y 90% y temperatura adecuada (entre 20 y 30°C). Los papeles impregnados con insecticidas y los papeles de control pueden ser adquiridos en la OMS, visitando su página: web (*Suppliesformonitoringinsecticideresistanceindiseasevectors-WHO/CDS/CPE/PVC/2001.2*).
10. La concentración y el tiempo de exposición pueden variar en casos particulares informados en la bibliografía; por ejemplo, cuando se usa Fenitrothion los mosquitos deben dejarse en exposición por dos horas.
11. Para cada concentración y tiempo de exposición, el ensayo deberá ser repetido en cuatro (4) réplicas y contar con un igual número de controles.
12. Después del tiempo de exposición, se acopla nuevamente el tubo de observación (marca verde) y los mosquitos son nuevamente transferidos en la misma forma, soplando en sentido inverso hacia este tubo inicial (observación).
13. Desconectar el tubo de exposición (insecticida) o de control.
14. Los mosquitos deben ser dejados en los tubos de observación colocados verticalmente (parados) por 24 horas, en un ambiente controlado a temperatura entre 20°C y 30°C, y a humedad relativa entre 80% y 90%.
15. Se coloca sobre el tubo de observación, un trozo de algodón humedecido con agua azucarada al 10% para alimentar a los mosquitos.
16. Al final del período de observación de 24 horas se cuentan los mosquitos muertos expuestos y controles, considerando como tales todos aquellos incapaces de volar.

17. La tasa de mortalidad de los controles se obtiene dividiendo el número total de mosquitos muertos entre el total de mosquitos evaluados en el tubo de controles, y multiplicando este cociente por 100.
18. La tasa de mortalidad de los expuestos se obtiene dividiendo el número total de mosquitos muertos entre el total de mosquitos evaluados en el tubo de exposición, y multiplicando este cociente por 100.
19. Cuando la mortalidad en los controles se encuentra entre un cinco y un 20% se debe corregir con la fórmula de Abbott, que se ha explicado anteriormente. Cuando la mortalidad de los controles es menor que 5% no es necesario hacer esta corrección.
20. Si la mortalidad de los controles fuese superior a 20%, entonces deberá repetirse la prueba, evaluando y corrigiendo antes de la repetición las posibles causas de la mortalidad de los controles.
21. Registrar los datos en el formulario “Prueba OMS” (ENT-OMS), utilizando un formulario para cada repetición.

**Los criterios de interpretación de esta prueba según OMS son:**

- |                                |  |
|--------------------------------|--|
| <b>a) 98 - 100% mortalidad</b> | Susceptible (SS).<br>Puede continuarse el uso del insecticida,   |
| <b>b) 80 - 97% mortalidad</b>  | Posible Resistencia o Verificación r equerida (VR). Debe repetirse el ensayo. Si se corrobora un porcentaje dentro de este rango debe colocarse el insecticida en vigilancia con pruebas periódicas al menos una vez al año. |
| <b>c) &lt; 80% mortalidad</b>  | Resistente. Tomar medidas de Manejo Integrado de Resistencia (MIR)   |

Es preciso destacar que la prueba de susceptibilidad de las especies vectoras a los insecticidas utilizando papeles impregnados tiene un gran valor como herramienta diagnóstica de la susceptibilidad o resistencia a

los insecticidas. Sin embargo, ante especies con menos de 80% de mortalidad (resistentes) deben realizarse pruebas confirmatorias bioquímicas o moleculares, las cuales además identificarán el mecanismo a través del cual se genera esta reducción o pérdida de la susceptibilidad a un determinado insecticida.

### **Prueba de susceptibilidad con el método de la botella (CDC)**

El doctor William Brogdon, de los Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades de los Estados Unidos de América (CDC), desarrolló un método simplificado para la determinación de la resistencia a los insecticidas utilizando botellas de vidrio impregnadas con insecticidas.

Para la realización de la prueba se utilizan frascos de vidrio (Botellas de Wheaton) de boca angosta (3 cm de diámetro) y de 250 ml de capacidad. Se utiliza el insecticida en estudio en grado técnico disuelto en acetona o en etanol. Se prefiere este último debido a la facilidad de adquirirse.

### **Preparación de las soluciones de insecticidas (Soluciones stock)**

Las soluciones se preparan de forma tal que la concentración final de la impregnación corresponda a la menor concentración que noquea o voltea el 100% de los mosquitos en un período de tiempo entre 30 y 60 minutos (Dosis diagnóstica). En cada país o región se realizará este ensayo con los insecticidas de mayor uso, para lo cual será necesario establecer la concentración adecuada que voltee el 100% de los mosquitos en un lapso de entre 30 y 60 minutos. Las soluciones de insecticidas (soluciones stock) deben almacenarse en la nevera (no en el freezer) a una temperatura promedio de 4°C.

Un grupo de entomólogos de la Red Latinoamericana de Control de Vectores recomienda como referencia las siguientes dosis para algunos insecticidas de uso en la región:

<b>Ingrediente Activo</b>	<b>Concentración/Botella</b>
Malathion	474 µg/botella
Fention	800 µg/botella
Diclorvos, Naled	25 µg/botella
Permetrina	43 µg/botella
Permetrina (cis-trans 95:5)	15 µg/botella
Resmethrin	30 µg/botella
d-Phenothrin	22 µg/botella
Ciano-piretroides (deltametrina y cipermetrina)	25 µg/botella.

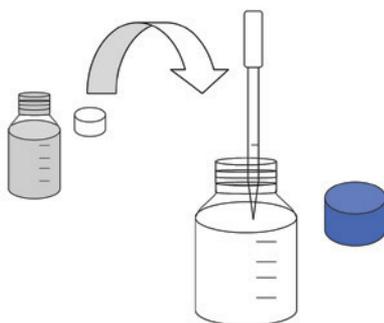
A continuación, se detalla el procedimiento para la preparación de las botellas para la evaluación de las dosis diagnósticas, la técnica de la realización del bioensayo que incluye los criterios de mortalidad y el lavado de las botellas.

### **Preparación de las botellas para la evaluación de las dosis diagnósticas**

1. Asegúrese que las botellas estén limpias, libres de polvo y de cualquier otro residuo.
2. Ponga las botellas a secar abiertas en un horno para secado de vidrio durante 20 minutos o al aire libre durante 1 ó 2 horas según el clima de la región para que estén completamente secas al momento de la impregnación.
3. Saque del refrigerador (4°C) la solución stock del insecticida a probar para que vuelva a la temperatura ambiente. Mézclelo suavemente.
4. Prepare la cantidad de botellas impregnadas que necesitará para su trabajo de campo (4 botellas para el insecticida y una botella control). Si alguna botella tiene partículas en las paredes o rastros de humedad, SUSTITUYALA por otra.



5. Registre EN LA BOTELLA Y EN LA TAPA: Nombre del insecticida, concentración del insecticida en la botella (ug/botella) y fecha.
6. Tome una pipeta plástica o jeringa y márkela con el nombre del insecticida y la concentración de la solución stock que usará.
7. Con la pipeta plástica correspondiente, tome un (1) ml de la solución stock e introdúzcalo en la botella. Tápela inmediatamente y continúe con las otras botellas rotuladas con igual concentración.



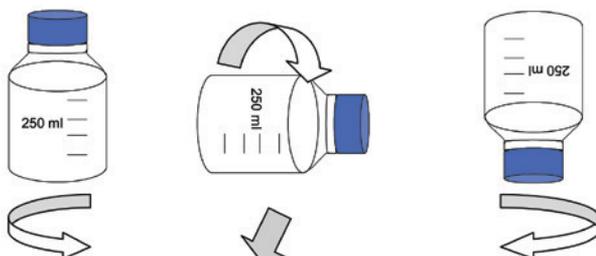
Esta pipeta será de uso exclusivo para esa dosis. Reemplace la pipeta cuando no esté seguro de la dosis a la cual corresponde o se deteriore. También puede medir el mililitro con jeringas o pipetas de vidrio

8. Prepare también la botella control de la prueba tomando una de las botellas separadas para este fin. Introduzca sólo un ml de etanol absoluto, con la pipeta marcada para este uso. Cuide de NO contaminar el etanol absoluto usado para los controles.

- Refrigere nuevamente la solución stock, bien cerrada y protegida de la luz.

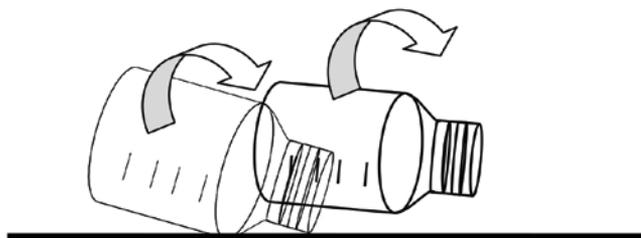


9. Tape las botellas e inicie el proceso de impregnación del interior de la botella. Primero realice con la botella movimientos circulares, luego acuéstela y suavemente esparza la solución a través de sus paredes. Voltee la botella para impregnar el interior de la tapa y sus alrededores. Finalmente ruede la botella sobre una superficie de un lado para el otro.

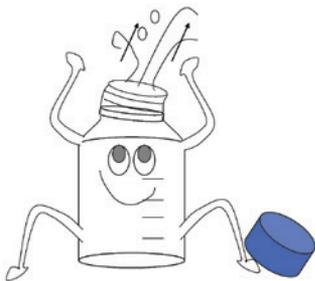


- Realice esta actividad con sus compañeros de trabajo para asegurar que cada botella quede uniformemente cubierta.

10. Cuando note que ha disminuido la cantidad de solución ó después de algunos minutos en el paso anterior, destape las botellas y continúe rodándolas hasta lograr la evaporación total del etanol.



- Detenga el proceso para observar si se forma un pozo de etanol en la base de la botella. Si aún observa etanol continúe rodando las botellas destapadas durante el tiempo que sea necesario.
11. Deje las botellas destapadas y acostadas sobre una superficie segura durante toda la noche para asegurar que se sequen bien. Además, cúbralas con un paño o papel para protegerlas de la luz.
  12. Al día siguiente tápelas y guárdelas en un lugar oscuro, como un cajón o gabinete hasta el momento de su uso.



- Si impregnó con más de un insecticida o dosis AL TAPAR LAS BOTELLAS, SIEMPRE VERIFIQUE QUE LA TAPA CORRESPONDE A LA MISMA CONCENTRACION Y TIPO DE INSECTICIDA DE LA BOTELLA.

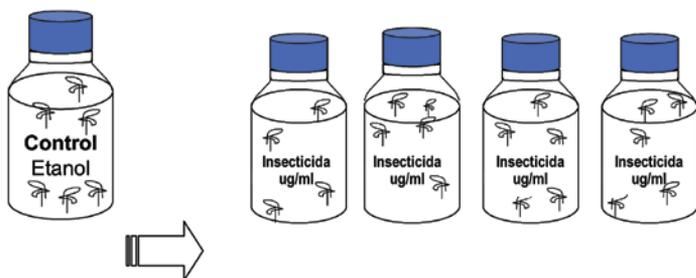
La estabilidad del insecticida en las botellas se deteriora con el tiempo. Cuando son impregnadas con organofosforados puede usarlas durante máximo dos días post-impregnación. Las botellas impregnadas con piretroides pueden ser usadas hasta cinco días.

Si contó con abundante número de mosquitos en la captura, puede realizar más pruebas usando estas botellas en el mismo día. Entre prueba y prueba DEBE DEJAR LAS BOTELLAS DESTAPADAS MINIMO MEDIA HORA para asegurar que estén bien secas.

*Deje las botellas “respirar” entre una prueba y otra.*

## Realización del bioensayo con botellas

1. Disponga en fila las botellas con su tapa sin enroscar sobre ellas para hacer más ágil la introducción de los mosquitos.
2. Aspire suavemente un grupo de 25 mosquitos hembras NO ALIMENTADAS o alimentadas con solución azucarada al 10% y llévelas al interior de la botella colocando el extremo final del capturador en la parte media de la botella donde se debe soplar con cuidado hasta que las hembras sean liberadas. Durante este paso se debe evitar el maltrato y escape de mosquitos cubriendo la boca de la botella o colocando rápidamente la tapa.
3. Con adiestramiento y práctica, el paso anterior se reducirá a uno o dos minutos por botella. Como en una réplica debe abastecer cinco botellas, por lo general se determinará como tiempo cero el momento de echar los mosquitos en la quinta botella. Inicie por la botella control y luego las botellas con la(s) dosis diagnóstica, así evitará contaminar con insecticida la botella control. Para realizar las lecturas de la mortalidad siga el mismo orden que tuvo al meter los mosquitos en las botellas.



4. Revise rápidamente si algún mosquito murió durante el proceso de transferencia y registre el dato. Este número es importante, porque se deberá restar del total de mosquitos al final de la prueba.



5. Inicie la observación de la mortalidad registrando el número de “muertos” en la planilla cada 15 minutos

#### **Criterios de mortalidad: se consideran muertos**

- Los mosquitos que caen y no se recuperan
  - Los mosquitos con postura defectuosa, con alas abiertas y patas torcidas que NO regresan a su postura normal durante la observación.
  - Los mosquitos que vuelan en espiral y chocan
  - Ayúdese observando el comportamiento de los mosquitos de la botella control.
6. Recuerde registrar los datos solicitados por el encabezado de la planilla, los cuales identifican la prueba. Tales como localidad, municipio, departamento, fecha, especie, insecticida y número de la réplica.
  7. Al laboratorio de referencia Departamento deben remitirse:
    - El formato de registro de resultados de la prueba
    - Los viales con los mosquitos de cada botella rigurosamente marcados (vivos/muertos por botella) y preservados.

Cuando la captura en campo no resulta suficiente para realizar las cuatro botellas durante la misma noche, puede reducir el número de botellas a probar (mínimo dos por noche y siempre con un control) hasta completar el número requerido en un tiempo no mayor a una semana.

#### **Para tener en cuenta**

- La dosis diagnóstica es la dosis más efectiva para detectar la resistencia.
- Una dosis demasiado baja dará como resultado una falsa detección de resistencia.

- Una dosis demasiado alta ocultará la resistencia.
- Las poblaciones que se evalúen se compararán directamente con una población susceptible usada como referencia. Para el caso de Anofelinos se realizará la línea-base con la población de mosquitos de una localidad sin presiones por rociamientos con insecticidas. Las líneas base para *Aedes aegypti* se realizarán con la cepa Rockefeller.
- En la mayoría de las poblaciones colectadas en el campo existen tanto mosquitos susceptibles como mosquitos resistentes.

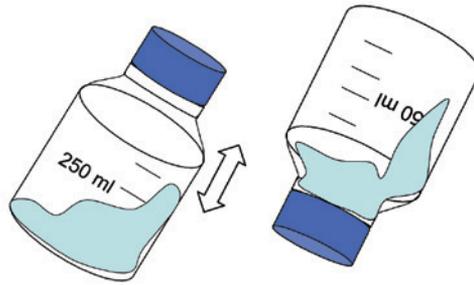
## Materiales

- Botellas transparentes de 250 ml. Tapa de rosca de de vidrio autoclavable.
- Cinta de enmascarar y marcador para rotular botellas, tapas y pipetas.
- Etanol absoluto (con alto grado de pureza) para las botellas controles.
- Paño o papel para cubrir las botellas durante su secado.
- Soluciones Stock de los insecticidas en botellas ámbar.
- Pipetas plásticas, de vidrio o jeringas para medir 1 ml.
- Reloj o cronómetro.
- Lápiz, copias de las planillas de registro.
- Aspirador y Jaula con mosquitos.

## Lavado de las botellas

### Materiales

- Etanol de uso general, 96%.
- 2 poncheras (una para el lavado de las botellas control y otra para las botellas impregnadas).
- Guantes de caucho y bata.
- Jabón para lavado de vidrio (alconox) o jabón de polvo corriente. No utilice hipoclorito.
- Capturador y mosquitos vivos para la prueba de lavado.
- Garrafa plástica para acumular los desechos tóxicos.



Una vez “vencidos” los días de uso de la botella impregnada debe lavarlas muy bien antes de su reimpregnación.

Inicie el lavado de las botellas dos días antes de cuando necesite utilizarlas.

Separe y marque cinco botellas que usará de control. SIEMPRE para que sean lavadas y almacenadas APARTE de las demás botellas.

### **Procedimiento:**

1. Enjuáguelas con etanol tres veces, agitando las botellas una a una y renueve el etanol en cada enjuague.

Puede usar etanol 96% de uso común para este propósito. NUNCA PARA PREPARAR SOLUCIONES CON INSECTICIDAS. No desarte este etanol con residuos de insecticidas por la cañería, recójalo en una garrafa debidamente marcada con el nombre de los compuestos y gestione su descarte en la dependencia que maneja los desechos tóxicos de la secretaría de salud o del hospital en su localidad.

2. Lave las botellas con agua caliente y jabón.
3. Renueve el jabón y déjelas “en remojo” toda la noche. (Si utiliza alcohol disuelva una papeleta en 10 litros de agua).
4. Enjuague a chorro de agua por lo menos 10 veces.
5. Deje las botellas en agua limpia aproximadamente una (1) hora
6. Retire las botellas del agua y permita que sequen hasta su totalidad al aire libre donde NO se empolven. Si cuenta con un horno para secado de vidrio puede dejarlas hasta 4 horas.

7. Compruebe el buen lavado de las botellas: Seleccione cinco botellas al azar e introduzca en ellas mosquitos los cuales deben seguir vivos durante las siguientes tres horas. Si los mosquitos caen o mueren inicie nuevamente el proceso de lavado con todo el lote de botellas.

## Registro de los resultados

Los datos relativos a la mortalidad de los mosquitos durante el ensayo se registrarán en el formulario “Susceptibilidad a insecticidas con método CDC-Botella” (ENT-CDC). En dicho formulario se llenarán los datos generales de la localización (provincia, municipio, sección, localidad o barrio), utilizando un formulario para cada insecticida evaluado. A continuación, se identificará el insecticida evaluado, la fecha de impregnación de las botellas y la cantidad de veces que se han usado para evaluaciones. También se registrará la temperatura y la humedad relativa durante la prueba.

La primera medición de la mortalidad de los mosquitos en cada una de las botellas impregnadas y la botella control (cinco botellas por cada insecticida) se registrará a los 10 minutos, y la siguiente a los 15 minutos desde la colocación de los mosquitos en las botellas. A partir de la segunda se realizarán mediciones seriadas cada 15 minutos (30, 45, 60, 75, 90, 105 y 120 minutos). El ensayo se levanta cuando se mueran todos los mosquitos en las cuatro botellas; si a los 120 minutos no se han muerto todos los mosquitos, el ensayo se dará por terminado en ese momento, independientemente del número de mosquitos que queden vivos.

## Análisis de los datos

La mortalidad total se calculará contando el total de mosquitos muertos a los 120 minutos (de acuerdo a los criterios de mortalidad descritos anteriormente) en las cuatro botellas impregnadas con cada insecticida específico evaluado, dividiendo este número entre el total de mosquitos expuestos a ese insecticida específico, y multiplicando ese cociente por 100.

Cuando la mortalidad en la botella control (aquella que no está impregnada con el insecticida) es menor del 5%, el porcentaje de mortalidad será válido.

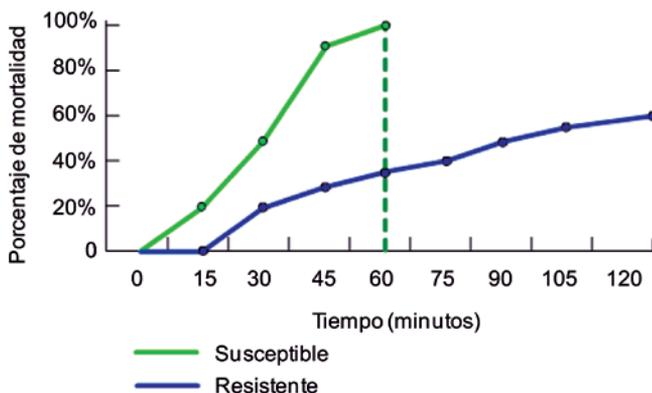
Si la mortalidad en la botella control está entre 5 y 20% se corrige el porcentaje de mortalidad obtenido utilizando la fórmula de Abbott. En este caso, primero a la mortalidad originalmente observada en las cuatro botellas impregnadas con el insecticida evaluado se le resta la mortalidad observada en la botella control. Luego, esta diferencia se divide entre 100 menos la mortalidad observada en la botella control. Finalmente, el cociente obtenido se multiplica por 100.

$$\frac{\% \text{ de mortalidad en las botellas impregnadas} - \% \text{ de mortalidad en la botella control} \times 100}{(100 - \% \text{ de mortalidad en la botella control})}$$

Si la mortalidad en la botella control es mayor de 20% se debe repetir el ensayo, identificando y corrigiendo la causa de esta mortalidad.

## Curva de mortalidad/tiempo

Como la mortalidad observada en las cuatro botellas impregnadas con el insecticida específico se registran a los 10, 15, 30, 45, 60, 75, 90, 105 y 120 minutos, con esos datos se construye un gráfico mortalidad/tiempo. Este gráfico, se puede hacer en Excel o utilizar un software especializado para estadísticas como SPSS.



*Modificada y traducida del CDC, Evaluating mosquitoes for insecticide resistance Web-Based instruction.*

La notable importancia de la construcción del gráfico mortalidad tiempo es que permite comparar mediciones basales de la susceptibilidad de los insecticidas, con mediciones periódicas que permitan ir viendo como la curva se desplaza hacia la derecha y hacia abajo, es decir se alcanza una menor mortalidad y en un tiempo mayor que los niveles basales, lo que significa que el insecticida evaluado está perdiendo efectividad y la especie de mosquito evaluada se está haciendo resistente a dicho insecticida.

La curva mortalidad tiempo también permite calcular la mortalidad mediana o tiempo de volteo al 50%, que se define como el tiempo necesario para observar un 50% de caída o volteo (equivalente a mortalidad) en la población de mosquitos expuesta al insecticida. El parámetro TV50 se calcula utilizando los softwares como SPSS, EPA probit análisis, Microprobit 3.0, o programas similares.

Del mismo modo, comparando curvas mortalidad tiempo con diferentes dosis de insecticidas se puede calcular la dosis diagnóstica de un insecticida, definida como la dosis más baja del insecticida a la que el 100% de los mosquitos mueren en el menor tiempo. Esta dosis se debe utilizar en todos los ensayos realizados posteriormente con ese insecticida y con esas especies de mosquitos.

## Uso de cepas de comparación

Como todos los bioensayos de resistencia, los datos obtenidos con el método de la botella (CDC) necesitan compararse con estudios similares realizados con mosquitos provenientes de cepas susceptibles. En el caso de *Aedes aegypti*, se utiliza como susceptible la cepa Rockefeller y para los anófeles se utilizan como referencia cepas obtenidas de áreas donde no se han realizado acciones de control vectorial.

Un límite de resistencia para cada insecticida es determinado estableciendo el tiempo mínimo para el cual todos los mosquitos de la colonia susceptible mueren. Si hay mosquitos sobrevivientes por encima de este tiempo límite se interpreta que estos sobrevivientes son un indicador de la proporción de la población que tiene resistencia. Ej. Si todos los mosquitos de la colonia de referencia susceptible mueren antes de los 75 minutos cuando son expuestos a fention con 800 µg/botella. Cualquier

mosquito de esa misma especie que, en un bioensayo de una población capturada en campo, sobreviva por encima de los 75 minutos se considera que tiene algún grado de resistencia.

## Pruebas de susceptibilidad de larvas

En el control de las fases inmaduras de los mosquitos se han utilizado diversos métodos. La aplicación de larvicidas químicos implica el riesgo de que las especies desarrollen resistencia a estas sustancias, por lo que deben desarrollarse pruebas de vigilancia de la susceptibilidad a estos productos. Los larvicidas más utilizados en el control de inmaduros en el país son Temefós y Piriproxifen.

Para los ensayos con productos larvicidas se pueden utilizar larvas colectadas en los criaderos de las áreas donde será evaluada la susceptibilidad o criadas en el laboratorio a partir de adultos colectados en las áreas a evaluarse. Las larvas deberán tener alrededor de cuatro milímetros, correspondiendo al estadio III tardío o IV temprano, aproximadamente cuatro días después de la eclosión.

Como se ha mencionado anteriormente, los larvicidas químicos usados en el país son temefós (O,O,O'O'-tetrametil-O,O'-tiodi p-fenilen difosforotionato) y piriproxifen. El temefos es el larvicida más usado en las Américas para larvas de *Aedes aegypti*, habiéndose notificado casos de resistencia a esta molécula en algunos países de la región.

El efecto larvicida puede medirse por Concentración Discriminante Concentración Letal 50% ( $CL_{50}$ ) o por Concentración Discriminante Concentración Letal 99% ( $CL_{99}$ ). La  $CL_{50}$  es la concentración de insecticida que mata al 50% de una población de insectos expuesta a un tóxico. La Concentración Letal 99% ( $CL_{99}$ ) es la concentración de insecticida que mata al 99% de una población de insectos expuesta a un tóxico. Estas concentraciones se miden utilizando parámetros estadísticos indicadores de efecto tóxico que se obtienen por interpolación en una gráfica concentración versus mortalidad.

Un Comité de Expertos de la Organización Mundial de la Salud (1975), con el fin de establecer una concentración que se espera mate todos los individuos susceptibles, adoptó como criterio utilizar la  $CL_{99}$  determinada sobre una población susceptible de la especie de insectos en evaluación.

# Anexo 2

## Procedimiento de aplicación de la concentración discriminante de Temefos sobre larvas:

- Se preparan 12 recipientes o vasos descartables con capacidad para 50 ml, con 25 ml de agua destilada o agua corriente que haya estado en reposo en el recipiente por 24 horas, colocando en cada uno 20 ó 25 larvas en estadio III tardío o IV temprano.
- Inmediatamente se preparan 12 recipientes con capacidad de 400/500 ml, colocando en los mismos 224 ml de agua destilada o agua corriente que haya estado en reposo en el recipiente por 24 horas. La forma y el tamaño del recipiente debe permitir que el agua alcance una altura no menor a 2.5 cm.
- Los recipientes deben tener las anotaciones de control y tratado respectivamente, teniendo los expuestos el nombre del producto en evaluación (en este caso temefós), su concentración y una numeración secuencial (Ej. 1,2,3...).
- Para una prueba completa, se deben separar cuatro recipientes para control y ocho para expuestos. La concentración de temefós internacionalmente reconocida como discriminante es de 0.012 mg/ml.
- En los recipientes con capacidad de 400/500 ml marcados como controles, se introduce utilizando una pipeta y por debajo de la superficie del agua, un ml de etanol grado técnico.
- Se prepara una solución alcohólica de temefós mezclando 30 mg de este larvicida en grado técnico (98%) en 10 mililitros de alcohol. En cada uno de los recipientes con capacidad de 400/500 ml marcados como tratados se coloca un ml de esta solución, la cual da una concentración final de 0.012 mg/ml correspondiente a la concentración discriminante en los recipientes tratados.

- Finalizada la introducción del alcohol y el alcohol más el temefos, se agita el contenido de los recipientes con una varilla de cristal durante 30 segundos (tenga cuidado de no usar la misma varilla en los recipientes tratados y en los recipientes controles).
- Después de un período de reposo de 15 a 30 minutos de preparadas las soluciones para el ensayo, transfiera las larvas de mosquitos que están en los 12 recipientes pequeños juntamente con los 25 ml de agua, en los 4 recipientes con capacidad de 400/500 ml marcados como controles y en los 8 marcados como tratados.
- Se mantienen todos los recipientes en un ambiente de laboratorio a  $28 \pm 2^{\circ}\text{C}$  y fotoperíodo 12:12 horas (12 horas de luz y 12 horas de oscuridad). Después de 24 horas de exposición, se realiza el conteo de larvas muertas y moribundas (no pueden nadar normalmente) en todos los recipientes. Las larvas moribundas se contabilizan como muertas.
- Se registra también el número de larvas que se hayan convertido en pupas durante el ensayo. Para realizar los cálculos de porcentaje de mortalidad se debe descontar el número de pupas encontradas en los recipientes tratados y controles al total de larvas. Si en los controles más del 10% de las larvas pasan al estadio de pupas o se registra más del 20% de mortalidad, la prueba es considerada inválida y deberá ser repetida.
- Si la mortalidad de los controles está entre 5% y 20% tenemos que corregir por la Fórmula de Abbott el porcentaje de mortalidad de las larvas tratadas.

# Anexo 3

## Procedimiento para el Rociado Residual

- Revisar el equipo antes de iniciar la operación de rociado. Una bomba aspersora en malas condiciones puede dar resultados pobres u ocasionar una sobredosificación.
- Antes de emplear un insecticida, utilizar agua limpia para garantizar que el equipo opere apropiadamente y no gotee. Vestir ropa de protección adecuada.
- Preparar el insecticida de acuerdo a las instrucciones del fabricante. El insecticida se puede mezclar por separado en otro recipiente y verter la mezcla en la bomba aspersora.
- Informar al jefe de familia sobre el programa de rociado y el propósito del mismo, dándole tiempo para preparar y desocupar la vivienda.
- Los moradores DEBEN salir de la vivienda antes del rociado. Las habitaciones ocupadas por personas enfermas que no puedan moverse NO deberán rociarse.
- Sacar de la casa todos los artículos domésticos, incluyendo agua, alimentos, utensilios de cocina y juguetes. Mover y cubrir o sacar los muebles de manera que se facilite el acceso para el rociado de las paredes. Los artículos que no puedan ser retirados deberán cubrirse.
- Después de que la vivienda esté preparada, el rociador debe revisar la para ver si todos los objetos fueron removidos de las paredes. El rociador procede a rociar los aleros alrededor de la vivienda, luego entra al interior, cierra la puerta y aplica a la parte posterior de la puerta. Terminado este proceso, inicia el rociado que se aplica en franjas verticales de 75 cm de ancho, superponiendo las franjas por 5 cm, a una distancia de lavarilla a la pared de 45 cm. La velocidad del rociado debe ser de un metro por cada 2.2 segundos; es decir, 4.5 segundos por cada pared de dos metros de alto y la bomba debe ser presurizada a 55 psi de presión, con una descarga de 850 ml/m. Comienza del techo al

piso, utilizando un movimiento hacia abajo hasta completar una franja y dando un paso lateral hacia la derecha hasta completar la habitación. Luego pasa a las demás habitaciones y realiza el proceso anterior, cubriendo también alrededor de dos metros del techo de todas las habitaciones. Luego pasa a la cocina y cubre los utensilios que no se pueden sacar, los alimentos y los recipientes con agua. Luego de terminada la cocina, se dirige al baño o letrina si está fuera de la vivienda. Para terminar, completará el formulario con los datos de los habitantes, el tipo de rociado, las cargas consumidas y colocará una señal en la pared del frente con tiza o con una etiqueta adhesiva que especifique el insecticida utilizado, la fecha y número del rociador.

- Después de concluir el día de trabajo, despresurizar el tanque y vaciar cualquier residuo de insecticida; limpiar el tanque siguiendo las instrucciones del manual.

## Medidas de precaución

No comer, beber o fumar durante el procedimiento de aplicación. Lavarse las manos y la cara con agua y jabón después del rociamiento y antes de comer, fumar o beber.

### Ropa de protección

La absorción de insecticida ocurre principalmente a través de la piel, los pulmones y la boca. Debe utilizarse la vestimenta específica de protección, de acuerdo a las instrucciones de seguridad de la etiqueta del producto:

1. Gorra o casco de ala ancha (protege cabeza, cara y cuello de las gotas del rociado).
2. Gafas protectoras o caretas (protegen cara y ojos contra la lluvia del rociado).
3. Cubreboca o mascarilla (protege nariz y boca de partículas llevadas por el aire de la lluvia del rociado).
4. Uniforme de mangas largas (mantener el pantalón fuera de las botas).
5. Guantes de hule.
6. Botas



# Anexo 4

## Formularios del Sistema de Información Entomológica



**Ministerio de Salud Pública y Asistencia Social**  
**Departamento de Prevención y Control de**  
**Enfermedades Transmitidas por Vectores y Zoonosis**



**MINISTERIO DE SALUD PÚBLICA Y ASISTENCIA SOCIAL**  
**DEPARTAMENTO DE PREVENCIÓN Y CONTROL DE ENFERMEDADES TRANSMITIDAS POR VECTORES Y ZOONOSIS**  
 DIVISION DE ENTOMOLOGIA Y CONTROL DE VECTORES  
 SISTEMA DE INFORMACION ENTOMOLOGICA  
 PRUEBA BIOLOGICA EN PARED

NUMERO

No. DE REPETICION

FECHA PRUEBA (D-M-A)

HORA PRUEBA

FECHA DE ROCIADO

DOSIS(g/m<sup>2</sup>)

TEMPERATURA °C

METODO DE COLECTA

TIEMPO EXP. (MIN)

PROVINCIA  MUNICIPIO

SECCION  LOCALIDAD

BARRIO  ZONA

CALLE  CASA No.

GPS  INSECTICIDA

ESPECIE VECTORIA:		MORTALIDAD A 30 MINUTOS		MORTALIDAD A LAS 24 HORAS		TOTAL MOSQUITOS		% DE MORTALIDAD		% MORTALIDAD DE LA PRUEBA CORREGIDA	
CONO No.	ALTURA DESDE EL PISO (cm)	VIVO	MUERTO	VIVO	MUERTO						
1											
2											
3											
4											
TOTAL EXPUESTOS											
CONO CONTROL											

CONO No.	ALTURA DESDE EL PISO (cm)	MORTALIDAD A LAS 24 HORAS	MORTALIDAD A LAS 24 HORAS	TOTAL MOSQUITOS	% DE MORTALIDAD	% MORTALIDAD DE LA PRUEBA CORREGIDA
1						
2						
3						
4						
TOTAL EXPUESTOS						
CONO CONTROL						

OBSERVACION

RESPONSABLE

APROBADO POR

ZONA: R-Rural U-Urbana  
 ALTURA A EVALUAR: < 0.5 m, 0.5-1.0 m > 1.5 m  
 PARED EVALUADA: Madera, Cemento, Metal, Otro  
 METODO DE COLECTA: CEBO HUMANO, CEBO ANIMAL, REPOSO, TRAMPA, CRIADOS A PARTIR DE LARVAS, OTROS



**MINISTERIO DE SALUD PÚBLICA Y ASISTENCIA SOCIAL**  
**DEPARTAMENTO DE PREVENCIÓN Y CONTROL DE ENFERMEDADES TRANSMITIDAS POR VECTORES Y ZOONOSIS**  
 DIVISION DE ENTOMOLOGÍA Y CONTROL DE VECTORES  
 SISTEMA DE INFORMACIÓN ENTOMOLÓGICA  
 CAPTURA EN REPOSO

NUMERO

PROVINCIA  MUNICIPIO  FECHA ULTIMO INSECTICIDA   
 SECCION  LOCALIDAD   
 BARRIO  ZONA  ULTIMO INSECT. APLICADO   
 CALLE  CASA No.  GPS

Calle	No. Casa	FICHA	HORA OBSERVACIÓN Y COLECTA		PARED PREDOMINANTE					Observacion	
			INGRO	FINALIZACION	MADERA	CEMENTO	METAL	TEJEMANI	OTRO		
											TOTAL DE MOSQUITOS COLECTADOS

TIPO DE INTERVENCIÓN RESIDUAL: ESPACIAL, MOSQUITEROS  
 ZONA: Rural U-urbana

RESPONSABLE: \_\_\_\_\_ APROBADO POR \_\_\_\_\_



**MINISTERIO DE SALUD PÚBLICA Y ASISTENCIA SOCIAL.**  
**DEPARTAMENTO DE PREVENCIÓN Y CONTROL DE ENFERMEDADES TRANSMITIDAS POR VECTORES Y ZOONOSIS**  
 DIVISION DE ENTOMOLOGIA Y CONTROL DE VECTORES  
 SISTEMA DE INFORMACION ENTOMOLOGICA  
 ENCUESTA ENTOMOLOGICA

PROVINCIA \_\_\_\_\_  
 MUNICIPIO \_\_\_\_\_  
 SECCION \_\_\_\_\_  
 BARRIO \_\_\_\_\_ ZONA \_\_\_\_\_ NO \_\_\_\_\_  
 CALLE \_\_\_\_\_ PISO \_\_\_\_\_ APTO \_\_\_\_\_  
 EDIFICIO \_\_\_\_\_  
 COORDENADAS \_\_\_\_\_

DOCUMENTO \_\_\_\_\_

Nº. ENCUESTA \_\_\_\_\_  
 FECHA ENCUESTA \_\_\_\_\_  
 AREA DE SALUD \_\_\_\_\_  
 ENCUESTADOR \_\_\_\_\_  
 RESPONSABLE \_\_\_\_\_

SECUENCIA	TANQUE GRANDE			TANQUE PEQUEÑO			EXTERIOR	INTERIOR	OTROS
	CEMENTO	METAL	PLASTICO	CEMENTO	METAL	PLASTICO			
1									
2									
3									
4									
5									
6									
7									
8									
9									
10									
11									
12									
13									
14									
15									
16									
17									
TOTAL + TOTAL GENERAL									

OBSERVACION \_\_\_\_\_

APROBADO POR \_\_\_\_\_

PROVINCIA:  MUNICIPIO:   
 SECCION:  LOCALIDAD:   
 BARRIO:  ZONA:   
 CALLE:  CANTON:   
 APELLIDO DE LA FAMILIA:  GPS:

NÚMERO:   
 N.º DE REPETICIÓN:   
 N.º DE PRUEBA:   
 INSECTICIDA DEL MOSQUITERO:   
 DOSIS (mg/m<sup>2</sup>):   
 TIEMPO EXPOSICIÓN (MINUTOS):   
 FECHA IMPREGNACIÓN (D-M-A):   
 FECHA PRUEBA (D-M-A):   
 HORA DE LA PRUEBA:   
 TIPO DE MOSQUITERO EVALUADO:   
 MARCA MOSQUITERO:   
 MOSQUITERO:  USADO:   
 NÚMERO DE LAVADAS:   
 MATERIAL MOSQUITERO CONTROL:   
 MATERIAL MOSQUITERO EVALUADO:   
 ORIGEN COLECTA:   
 TEMPERATURA AMBIENTE:   
 %HR:   
 APROBADO POR:  RESPONSABLE:

ESPECIE VECTORIAL	MORTALIDAD 3 MINUTOS		MORTALIDAD 30 MINUTOS		MORTALIDAD 24 HORAS		TOTAL MOSQUITOS	% MORTALIDAD	% De Mortalidad	Observación
	VIVO	MUERTO	VIVO	MUERTO	VIVO	MUERTO				
1										
2										
3										
4										
5										
6										
7										
8										
9										
10										
EXISTENTES										
COMO CONTROL 1										
COMO CONTROL 2										

Promedio Mortalidad Control

TIPO MOSQUITERO: TRATADO, IMPREGNADO  
 MATERIAL MOSQUITERO: PULLISTER, POLIETILENO, NYLON, ALGODÓN, OTRO  
 ORIGEN DE COLECTA: CERO HUMANO, CERO ANIMAL, REPOSO, TRAMPA, CRIADOS A PARTIR DE LARVAS, OTROS

**MINISTERIO DE SALUD PÚBLICA Y ASISTENCIA SOCIAL**  
**DEPARTAMENTO DE PREVENCIÓN Y CONTROL DE ENFERMEDADES TRANSMITIDAS POR VECTORES Y ZOOINOSIS**  
 DIVISION DE ENTOMOLOGÍA Y CONTROL DE VECTORES  
 SISTEMA DE INFORMACIÓN ENTOMOLÓGICA  
**PRUEBAS DE LARVICIDA**

NÚMERO   
 No. DE REPETICIÓN   
 FECHA PRUEBA (D-M-A)   
 HORA PRUEBA   
 DOSIS (g/m<sup>3</sup>)   
 TEMPERATURA °C   
 TIPO DE COLECTA   
 MÉTODO DE COLECTA

PROVINCIA  MUNICIPIO   
 SECCIÓN  LOCALIDAD   
 BARRIO  ZONA   
 CALLE  CASA No.   
 LARVICIDA EVALUADO   
 FECHA DE COLOCACIÓN  No. DE RECIPIENTE   
 HUMEDAD RELATIVA DURANTE LA PRUEBA %

ESPECIE VECTORA	Muestreador (Horse)		TOTAL MOSQUITOS	% MORTALIDAD DE LA PRUEBA CORREGIDA
	VIVOS	MUERTOS		
1				
2				
3				
4				
TOTAL MUESTROS				
RECIPIENTE CONTROL				

SEM	RECIPIENTE 1		RECIPIENTE 2		RECIPIENTE 3		RECIPIENTE 4		RECIPIENTE CONTROL	
	VIVOS	MUERTOS	VIVOS	MUERTOS	VIVOS	MUERTOS	VIVOS	MUERTOS	VIVOS	MUERTOS
1	24									
2	24									
3	24									
4	24									
5	24									
6	24									
7	24									
8	24									
9	24									
10	24									
11	24									
12	24									
13	24									

Observación

RESPONSABLE:  APROBADO POR





**MINISTERIO DE SALUD PÚBLICA Y ASISTENCIA SOCIAL**  
 DEPARTAMENTO DE PREVENCIÓN Y CONTROL DE ENFERMEDADES TRANSMITIDAS POR VECTORES Y ZOONOSIS  
 DIVISION DE ENTOMOLOGIA Y CONTROL DE VECTORES  
 SISTEMA DE INFORMACION ENTOMOLOGICA  
 FORMULARIO DE ROCIADO

PROVINCIA: \_\_\_\_\_ MUNICIPIO \_\_\_\_\_ LOCALIDAD \_\_\_\_\_

BARRIO \_\_\_\_\_ DÍA \_\_\_\_\_ MES \_\_\_\_\_ AÑO \_\_\_\_\_

CALLE / NUMERO	HAB. CASAS ROCIADAS	ROCIADO TOTAL	ROCIADO PARCIAL	CASAS NO ROCIADAS			CARGA GASTADA
				P C	P R	P E	
1							
2							
3							
4							
5							
6							
7							
8							
9							
10							
11							
12							
13							
14							
15							
16							
17							
18							
19							
20							
21							
22							
23							
24							
25							
TOTAL							

ROCIADOR \_\_\_\_\_

CASAS SUPERVISADAS DIRECTAS \_\_\_\_\_ AUX. ENTOMOLOGIA \_\_\_\_\_

CASAS SUPERVISADAS INDIRECTA \_\_\_\_\_ ENTOMOLOGO CENCET \_\_\_\_\_

PC – Pendiente Cerrada  
 PR – Pendiente Remuente  
 PE – Pendiente Enfermo

## Formularios del Sistema de Información Entomológica



**MINISTERIO DE SALUD PÚBLICA Y ASISTENCIA SOCIAL  
DEPARTAMENTO DE PREVENCIÓN Y CONTROL DE ENFERMEDADES TRANSMITIDAS POR VECTORES Y ZOONOSIS  
DIVISION DE ENTOMOLOGIA  
INSTRUMENTO DE RECEPCION E IDENTIFICACION DE MUESTRA**

FECHA DE COLECTA.....FECHA DE RECEPCIÓN..... RECEPTOR DE LA MUESTRA.....  
 TIPO DE CRIADERO.....HORAS.....  
 LUGAR DE PROCEDENCIA DE LA MUESTRA, ..... PROVINCIA.....MUNICIPIO.....BARRIO O LOCALIDAD.....GPS...  
 NOMBRE DEL COLECTOR..... DIRECCIÓN.....TELÉFONO.....CORREO ELECTRÓNICO.....

CÓDIGO.	INFORMACIÓN DE CULICIDOS			INFORMACIÓN DE OTROS ESPECÍMENES				ESPECIE	.....% IDENTIFICADO
	LARVAS	PUPAS	ADULTOS	CÓDIGO	LARVAS	PUPAS	ADULTOS		
PTHI									
1									
2									
3									
4									
5									
6									
7									
8									
9									
10									

Observación.....



DOCUMENTO

PROVINCIA \_\_\_\_\_  
MUNICIPIO \_\_\_\_\_  
LOCALIDAD \_\_\_\_\_  
COORDENADAS \_\_\_\_\_

NUMERO CAPTURA \_\_\_\_\_  
FECHA CAPTURA \_\_\_\_\_  
ACTIVIDAD \_\_\_\_\_  
LUGAR \_\_\_\_\_  
METODO DE CAPTURA \_\_\_\_\_

HORA	ANOPHELES ALBIMANUS		OTRAS ESPECIES		TEMPERATURA	% Hr	DIRECCION VIENTO	VELOCIDAD VIENTO
	HEMBRAS	MACHOS	HEMBRAS	MACHOS				
06:00 - 07:00 Pm								
07:00 - 08:00 Pm								
08:00 - 09:00 PM								
09:00 - 10:00 Pm								
10:00 - 11:00 Pm								
11:00 - 12:00 Am								
12:00 - 01:00 Am								
01:00 - 02:00 Am								
02:00 - 03:00 Am								
03:00 - 04:00 Am								
04:00 - 05:00 Am								
05:00 - 06:00 Am								

OBSERVACIONES

Técnico \_\_\_\_\_

**MINISTERIO DE SALUD PÚBLICA Y ASISTENCIA SOCIAL**  
**DEPARTAMENTO DE PREVENCIÓN Y CONTROL DE ENFERMEDADES TRANSMITIDAS POR VECTORES Y ZOONOSIS**  
 DIVISION DE ENTOMOLOGÍA Y CONTROL DE VECTORES  
 SECCIÓN DE INVESTIGACIONES ENTOMOLÓGICAS

SUSCEPTIBILIDAD A INSECTICIDAS CON METODO CDC-BOTELLA

DOCUMENTO

PROVINCIA \_\_\_\_\_  
 MUNICIPIO \_\_\_\_\_  
 LOCALIDAD \_\_\_\_\_  
 SECCION \_\_\_\_\_  
 BARRIO \_\_\_\_\_  
 ZONA \_\_\_\_\_

**General de Fricso Químico De La Prueba**  
 NO. REPETICIÓN \_\_\_\_\_  
 NO. USO BOTELLA \_\_\_\_\_  
 INSECTICIDA EVALUADO \_\_\_\_\_  
 FECHA PRUEBA (D-M-A) \_\_\_\_\_  
 HORA PRUEBA (HH:MM) \_\_\_\_\_

FECHA EMPREGACIÓN(BOTELLA(D-M-A)) \_\_\_\_\_  
 % HR DURANTE LA PRUEBA \_\_\_\_\_  
 TEMPERATURA °C \_\_\_\_\_  
 DOSIS(g/m<sup>2</sup>) \_\_\_\_\_  
 METODO DE COLECTA \_\_\_\_\_

FUERZO LECTURA (% MORTALIDAD)	BOTELLA 1			BOTELLA 2			BOTELLA 3			BOTELLA 4			BOTELLA CONTROL				
	VIVOS	MUERTOS	TOTAL	% MORT.	VIVOS	MUERTOS	TOTAL	% MORT.	VIVOS	MUERTOS	TOTAL	% MORT.	VIVOS	MUERTOS	TOTAL	% MORT.	
0																	
10																	
15																	
30																	
45																	
60																	
75																	
90																	
105																	
120																	
135																	
150																	
165																	
<b>TOTAL</b>																	

**OBSERVACIONES**

RESPONSABLE \_\_\_\_\_ APROBADO POR \_\_\_\_\_

METODO DE COLECTA: CEBRO HUMANO, CEBRO ANIMAL, REPOSO, TRAMPA, CRIADOS A PARTIR DE LARVAS, OTROS.  
 ZONA: R.U.R.A.L. URBANA









Santo Domingo, D.N.  
Abril 2018