



Libertad y Orden
Ministerio de la Protección Social
República de Colombia



**Organización
Panamericana
de la Salud**

Oficina Regional de la
Organización Mundial de la Salud

GESTIÓN PARA LA VIGILANCIA ENTOMOLÓGICA Y CONTROL DE LA TRANSMISIÓN DE MALARIA



PLAN NACIONAL
DE SALUD PÚBLICA

Salud es vida y la vida un derecho de todos y todas

MINISTERIO DE LA PROTECCIÓN SOCIAL

**DIRECCIÓN GENERAL DE SALUD PÚBLICA
GRUPO SALUD AMBIENTAL
ENFERMEDADES TRANSMITIDAS POR VECTORES**

MAURICIO SANTA MARIA SALAMANCA
Ministro de Protección Social

BEATRIZ LONDOÑO SOTO
Viceministra de Salud y Bienestar

LENIS ENRIQUE URQUIJO VELASQUEZ
Director General de Salud Pública

ARTURO DÍAZ GÓMEZ
Coordinador Grupo Salud Ambiental

JULIO CESAR PADILLA RODRIGUEZ
Coordinador Programa Nacional de Prevención y Control
de las Enfermedades Transmitidas por Vectores

INSTITUTO NACIONAL DE SALUD

JUAN GONZALO LÓPEZ CASAS
Director Instituto Nacional de Salud

DANIK DE LOS ANGELES VALERA ANTEQUERA
Subdirectora Vigilancia y Control en Salud Pública

GLORIA JANNETH REY BENITO
Subdirectora Red Nacional de Laboratorios

LIGIA LUGO VARGAS
Coordinadora Grupo de Entomología

ORGANIZACIÓN PANAMERICANA DE LA SALUD

ANA CRISTINA NOGUEIRA
Representante OMS/OPS Colombia

TEOFILO MONTEIRO
Asesor de Salud Ambiental y Entornos Saludables

JOSE PABLO ESCOBAR VASCO
Coordinador Técnico Enfermedades Transmitidas por
Vectores y Desatendidas

COMITÉ TÉCNICO

JULIO CESAR PADILLA RODRIGUEZ

Coordinador Nacional Programa Enfermedades Transmitidas por Vectores
Ministerio de la Protección Social

JOSE PABLO ESCOBAR

Coordinador Técnico Enfermedades Transmitidas por Vectores y Desatendidas
OPS/OMS Colombia

LILIANA SANTACOLOMA VARÓN

Referente Técnico Grupo de Entomología
Instituto Nacional de Salud

GABRIELA REY

Referente Técnico Grupo de Entomología
Instituto Nacional de Salud

ENRIQUE PINZÓN RINCÓN

Consultor Técnico
Ministerio de la Protección Social/Organización Panamericana de la Salud

LUZ INÉS VILLARREAL SALAZAR

Consultora Técnica
Ministerio de la Protección Social/Organización Panamericana de la Salud

COLABORADORES TÉCNICOS

Agradecimientos a los colaboradores técnicos, Coordinadores Programa de Vigilancia y Control de las Enfermedades Transmitidas por Vectores – ETV, Coordinadores de las Unidades Básicas de Entomología, Epidemiólogos de las Direcciones Territoriales de Salud, Médicos de Organizaciones No Gubernamentales, Universidades y Centros de Investigación y Profesionales Instituciones Gubernamentales, doctores:

Armando Galeano, Alicia Rodríguez, Álvaro Fernández, Ana Milena Jaramillo, Andrea Paola Morillo Gómez, Ángel Salas, Ángela María Ramírez, Argenis Barrera, Arturo Díaz, Aura Ganem Luna, Carlos Alberto Lozano, Carlos Augusto García, Carlos Andrés Morales, Carlos Usta, Carol Cisneros, Cesar Augusto Castellanos, Cesar Meza Rojas, Claudia Romero, Consuelo Sierra, Diana Carolina Pérez Cortés, Diana Rojas, Diego Fernando Murillo, Diego Montenegro, Eduardo Lozano, Edwin Pachón, Ernesto Andrade, Fernando Mendigaña, Franklin Martínez, Freddy Córdoba, Giovanny Maturana, José de Jesús Arias, Henry Agudelo, Hollman Miller, Humberto Escobar, IbethsPiscioth, Ildelfonso Cepeda, Jaime Pedraza, Jarbey Vargas, Jeffre Quiñones, Johana Yañez, Johanna Jordan, Jonathan Novoa, Jorge Isaac Romero, Jorge Morelo, Jorge Rojas, José Dolores Palacios, José Ricardo Bonivento, José Ziadé, Juan Fernando Osorio, Juan Fernando Ríos, Juan Gabriel Morales Fuentes, Julian Sepúlveda, Julio Cesar Lomanto, Junny Martínez Dearmas, Larry Niño Arias, Laureano Mosquera Murillo, Ligia del Pilar Pérez, Lilia Edith López, Luis Alberto Polanía, Luis José Gualdrón, Luis Posso Benítez, Luz Adriana Olaya, Luz Stella Buitrago, Manuel Olivares, Manuel Pacheco, María Cristina Carrasquilla, Maria Helena Cuellar, Martha Lucía Hernández, Martha Santos, Mauricio Vera, Mirley Castro Salas, Nidia Álvarez, Nurys Herrera, Ovidio Muñoz, Pablo Chaparro, Paola García Morales, Patricia Fuya, Patricia Gutiérrez, Pedro Arango, Pilar Pérez, Ramiro Cuervo Arias, Ronald Maestre, Sandra Yadid Patiño, Sara Pérez Ortiz, Sergio Jairo Orozco, Shirley Botero Franco, Silvia Lorena Becerra, Silvia Patricia Díaz, Stephany Bernard, Tania Tibaduiza, Yolanda Mosquera y Yurly Suárez Medina.

TABLA DE CONTENIDO

	Página
GLOSARIO	13
ABREVIACIONES	17
INTRODUCCION	19
1. SITUACIÓN EPIDEMIOLÓGICA DE MALARIA	21
2. ESTRATEGIA DE GESTIÓN INTEGRADA PARA LA PREVENCIÓN Y CONTROL DE MALARIA EN COLOMBIA	24
3. FOCALIZACIÓN, CARACTERIZACIÓN Y ESTRATIFICACIÓN PARA EL CONTROL DE LA TRANSMISIÓN DE MALARIA	26
3.1 ASPECTOS GENERALES	26
3.2 FOCALIZACIÓN DE LA TRANSMISIÓN DE MALARIA	27
3.2.1. Focalización departamental de los municipios con mayor carga de malaria	27
3.2.2. Focalización de municipios prioritarios en localidades endémicas con mayor carga de malaria	28
3.3 CARACTERIZACIÓN DE LAS LOCALIDADES PRIORITARIAS CON MAYOR CARGA DE MALARIA	28
3.4 CONFORMACION DE ESTRATOS EPIDEMIOLOGICOS DE LOCALIDADES ACORDE A LA DISTRIBUCION DE LOS FACTORES DE RIESGO	29
4. VIGILANCIA ENTOMOLÓGICA DE LOS VECTORES DE MALARIA	33
4.1 MARCO CONTEXTUAL DEL EVENTO A VIGILAR: Aspectos conceptuales de la biología, bionomía y morfología de <i>Anophelessp</i>	33
4.2. PROPÓSITO	36
4.3. OBJETIVOS DE LA VIGILANCIA ENTOMOLÓGICA	36
4.4. ESTRATEGIAS DE VIGILANCIA ENTOMOLÓGICA	37
4.5. INFORMACIÓN BÁSICA PARA LA VIGILANCIA ENTOMOLOGICA	37
4.5.1. Variables e indicadores básicos	37
4.5.2. Fuentes de información entomológica	39
4.5.3. Registros para la recolección de la información	39
4.5.4. Flujo de la información para la vigilancia de <i>Anopheles sp</i>	39
4.5.5. Métodos y procedimientos unificados para la generación de la información entomológica	39

4.6. PLAN DE ANALISIS Y TOMA DE DECISIONES	40
4.7. VIGILANCIA DE LA RESISTENCIA DE <i>ANOPHELES</i> SP. A LOS INSECTICIDAS EMPLEADOS EN SALUD PÚBLICA	40
5. MEDIDAS DISPONIBLES PARA LA PREVENCION Y CONTROL DE LOS FACTORES DE RIESGO DE VECTORES DE MALARIA	45
5.1. ASPECTOS GENERALES	45
5.2. METODOS DE CONTROL DISPONIBLES	45
5.3. MEDIDAS DE PREVENCION Y CONTROL RUTINARIO Y SOSTENIBLE DE FACTORES DE RIESGO AMBIENTALES PARA MALARIA	46
5.3.1. Medidas de manejo del medio ambiente	46
5.3.2. Control biológico de formas inmaduras de vectores de malaria	48
5.3.3. Uso masivo de toldillos insecticidas de larga duración (TILD)	51
5.3.4. Medidas de protección personal	53
5.3.5. Diagnostico precoz y tratamiento oportuno, eficaz y seguro	54
5.3.6. Vigilancia epidemiológica y de laboratorio	54
5.3.7. Promoción de la salud	56
5.4. MEDIDAS PARA EL CONTROL OPORTUNO DE LA TRANSMISION EPIDEMICA DE MALARIA	57
5.4.1. Control químico de formas adultas (adulticida)	57
5.4.2. Medidas complementarias	67
6. PLANEACIÓN, GESTION Y EVALUACION DE INTERVENCIONES PARA LA PREVENCION Y CONTROL DE LA MALARIA	68
6.1. METODOLOGIA PARA LA PLANEACION EN MALARIA	68
6.1.1. Análisis de la situación y focalización del problema	68
6.1.2. Evaluación de respuesta institucional, sectorial y social	69
6.1.3. Análisis y toma de las decisiones	69
6.2. EJECUCION Y MONITOREO	70
6.3. EVALUACION DE INTERVENCIONES	70
6.3.1. Evaluación de proceso	71
6.3.2. Indicadores de resultados	72
6.3.3. Evaluación de impacto – efectividad	72
BIBLIOGRAFÍA	73
ANEXOS	79

LISTA DE CUADROS Y FIGURAS

	Página
Cuadro 1. Riesgo relativo y significancia estadística de factores de riesgo estudiados en localidades maláricas	31
Cuadro 2. Factores de riesgo y porcentaje de riesgo atribuible poblacional en localidades maláricas	31
Cuadro 3. Jerarquización del riesgo relativo y porcentaje de localidades maláricas prioritarias	32
Cuadro 4. Conformación de estratos epidemiológicos de riesgo	32
Cuadro 5. Calculo e interpretación de indicadores para la vigilancia entomológica de los vectores <i>Anopheles</i> sp.	38
Cuadro 6. Métodos de lucha antimaláricas disponibles	46
Cuadro 7. Larvicidas utilizados en el control de formas inmaduras de <i>Anopheles</i>	50
Cuadro 8. Insecticidas recomendados para el rociamiento intradomiciliario con insecticida de acción residual para el control de vectores de malaria	60
Cuadro 9. Indicadores de proceso para evaluar intervenciones básicas	71
Cuadro 10. Indicadores de resultado para evaluar intervenciones básicas	72
Cuadro 11. Indicadores de impacto – efectividad en malaria	72
Figura 1. Municipios con alta carga de malaria en Colombia	22
Figura 2. Ciclo biológico de <i>Anopheles</i> Sp.	33
Figura 3. Algoritmo de acciones de control de los vectores <i>Anopheles</i> sp.	55

GLOSARIO

Agente infeccioso: Microorganismo capaz de causar una enfermedad si se reúnen las condiciones para ello; los más importantes para la salud son: 1) virus, 2) rickettsias, 3) bacterias, 4) protozoarios, 5) hongos, y 6) helmintos.

Ambiente: el conjunto de elementos naturales y artificiales o inducidos por el hombre que hacen posible la existencia y desarrollo de los seres humanos y demás organismos vivos que interactúan en un espacio y tiempo determinados.

Anopheles: al género de la clase Insecta, orden Diptera, de la familia Culicidae, subfamilia Anophelinae.

Artrópodo: (Phylum Arthropoda), animales multicelulares con simetría bilateral cuyo cuerpo está formado por tres regiones, cabeza, tórax y abdomen, con segmentos modificados en cada región, con forma y función específicos y recubierto por una capa dura compuesta de quitina y que funciona como esqueleto externo, patas articuladas y crecimiento discontinuo por medio de mudas.

Asperjar: al rociar un líquido en gotas de tamaño de 100 a 400 micras. Carga de insecticida, a la cantidad de un preparado de insecticida, en polvo o líquido, necesaria para abastecer el depósito de una bomba aspersora.

Control biológico: es la utilización de organismos patógenos, parásitos, parasitoides o depredadores, enemigos naturales de la especie biológica plaga o vectores de enfermedades, para mantener a sus poblaciones a niveles inferiores de lo que estarían en su ausencia.

Control físico: al procedimiento aplicado para disminuir o evitar el riesgo del contacto vector-humano, efectuando modificaciones en el ambiente para eliminar permanentemente (modificación del ambiente) o de forma temporal (manipulación del ambiente) el hábitat de los transmisores.

Control químico: al procedimiento aplicado contra los vectores, en sus estadios larvarios o inmaduros y de adultos, utilizando sustancias tóxicas con efecto insecticida.

Criadero: al lugar donde el vector hembra pone sus huevos para que se desarrollen posteriormente los estados inmaduros o juveniles, esto es, larvas y pupas en los insectos con una fase acuática en su ciclo de vida, como los mosquitos.

Criaderos temporales: aquellas depresiones del terreno que sólo en un periodo determinado del año contienen agua y larvas de mosquitos.

Criaderos permanentes: aquellos criaderos que se encuentren durante todo el año con agua y permiten el desarrollo de larvas de mosquito de manera continua.

Ecología: a la ciencia que estudia las relaciones dinámicas de las interacciones de los organismos o grupos de organismos con su ambiente físico y biológico.

Ecosistema: la unidad funcional básica de interacción de los organismos vivos entre sí y de éstos con el ambiente, en un espacio y tiempo determinados.

Educación para la salud: al proceso de enseñanza-aprendizaje que permite, mediante el intercambio y análisis de la información, desarrollar habilidades y cambiar actitudes, con el propósito de inducir comportamientos para cuidar la salud individual, familiar y colectiva.

Endemia: al número habitual de pacientes de una determinada enfermedad, en un determinado lugar y periodo de tiempo..

Enfermedades transmitidas por vectores: a los padecimientos en los que el agente causal o infeccioso requiere la participación de un artrópodo como hospedero o transmisor para completar su ciclo de vida y para mantener su población en hospederos vertebrados susceptibles. Se incluyen malaria, dengue, leishmaniasis, enfermedad de chagas, encefalitis equina venezolana, rickettsiosis y arbovirosis.

Epidemiología: al estudio de la frecuencia y características de la distribución de enfermedades, así como de los factores que las determinan, condicionan o modifican siempre en relación con una población, en un área geográfica y en un periodo determinado. Proporciona información esencial para la prevención y el control de enfermedades.

Equipo de aspersión: a los aparatos, generalmente bombas, diseñados para rociar los insecticidas al aire o sobre una superficie.

Fumigación: a la desinfección que se realiza mediante la aspersión, para el control y eventual eliminación de especies nocivas para la salud o que causan molestia sanitaria.

Hábitat: al área o espacio con todos sus componentes físicos, químicos, biológicos y sociales, en donde los seres vivos encuentran condiciones propicias para vivir y reproducirse.

Hospedero: a la persona o animal vivo que, en circunstancias naturales, permite la subsistencia o el alojamiento de un agente infeccioso.

Insecto: al artrópodo de la Superclase Hexápoda que se caracteriza por tener tres pares de patas, un par de antenas y su cuerpo está dividido en tres regiones bien diferenciadas: cabeza, tórax y abdomen.

Insecticida: a las sustancias de origen químico sintético o biológico que eliminan a los vectores o evitan el contacto con el humano, están dirigidos a cualquiera de sus estadios de desarrollo (huevo, larva, pupa o adulto).

Larva, pupa: a los estados juveniles de los artrópodos. Larva y pupa son etapas sucesivas en insectos con metamorfosis completa (holometábolos).

Larvicida: al insecticida que mata larvas de los insectos.

Toldillos insecticidas de larga duración (TILD), Toldillo de cama o hamaca, manufacturado con material sintético en el que durante el proceso de fabricación se incorpora a las fibras el insecticida, teniendo como resultado residualidad del efecto insecticida de 1 a 5 años.

Mortalidad aguda: cálculo de mortalidad en bioensayos con insectos la cual se mide hasta 24 horas después de la exposición a insecticidas químicos y biológicos.

Organofosforado: al 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.

Ovipostura: a la acción y efecto de la hembra de los insectos, de depositar sus huevos en el ambiente adecuado para su desarrollo posterior. Normalmente los insectos copulan en un evento previo y las hembras almacenan el esperma en un receptáculo denominado espermateca. La fecundación de los huevos se da en el momento de la ovipostura al abrirse el conducto espermático al canal de ovipostura, entrando en contacto el esperma con los huevos.

Malaria: a la enfermedad humana causada por protozoarios del género *Plasmodium* sp., y que son transmitidos de un hospedero infectado a otro sano mediante picadura de hembras de mosquito del género *Anopheles*. Existen cuatro especies del parásito, *P. vivax*, *P. falciparum*, *P. malariae* y *P. ovale*. El *P. vivax* es el agente causal de la fiebre terciana benigna y el *P. falciparum*, es el causante de la fiebre terciana maligna, la cual es potencialmente letal.

Parásito: al organismo vivo que crece y se desarrolla, dentro o sobre el hospedero y del cual depende metabólicamente para su supervivencia, pudiéndole causar daño en diferentes grados, incluyendo afectación de tejidos en contacto a largo plazo, incluso la muerte, dependiendo de la especie de parásito.

Piretroides: a los insecticidas de origen natural (piretrinas) o sintético, teniendo como núcleo químico los grupos funcionales ciclopropanocarboxilato y cuyo modo de acción (similar al de los organoclorados) es el de afectar el transporte de iones sodio a través de la membrana del axón nervioso.

Rociado residual domiciliario: a la aplicación de un insecticida de efecto residual variable, en las superficies (paredes y techos) de las viviendas y de sus anexos.

Tasa de picadura sobre el humano protegido: al método de recolecta de mosquitos, que se realiza inmediatamente después que aterriza sobre el humano y antes que lo pique. El colector de mosquitos debe tener su cuerpo cubierto con pantalones y camisa manga larga y exponer solo una parte de su cuerpo, la cual vigilará constantemente (una pierna). Se recomienda que la tasa de picadura se realice con dos personas, una que se expone de manera protegida y la otra que vigila el aterrizaje de los mosquitos.

Tipología de criaderos: a la clasificación de criaderos según su descripción específica como derivados del domicilio humano (pilas, piletas, cisternas, tinacos, tambos, pozos, llantas, cubetas, recipientes diversos plásticos (PET) o de metal, floreros o bebederos animales), naturales (huecos de árboles, charcos, lagunas o ríos), o estructuras de edificios (canales de desagüe, alcantarillas, techos de viviendas etc.).

Vectores de malaria: a los insectos del Orden Díptera, Familia Culicidae, Subfamilia Anophelinae. Las especies incriminadas como transmisoras de malaria en Colombia son: *An. albimanus*, *An. darlingi*, *An. nuneztovari*, *An. punctimacula*, *An. pseudopunctipennis*, *An. lepidotus* y *An. neivai*.

ABREVIACIONES

°C: grados Celsius
ETV: Enfermedades transmitidas por vectores
g: gramos
g/ha: gramos por hectárea
ha: hectáreas
kg: kilogramos
INS: Instituto Nacional de Salud
m²: metros cuadrados
mg: miligramos
ml: mililitros
ml/ ha: mililitros por hectárea
mm³: milímetros cúbicos
No.: número
MPS: Ministerio de la Protección Social
OMS: Organización Mundial de la Salud
OPS: Organización Panamericana de la Salud

INTRODUCCIÓN

La Dirección General de Salud Pública del Ministerio de la Protección Social (MPS), en coordinación con el Instituto Nacional de Salud, y la cooperación de la Organización Panamericana de la Salud (OPS), vienen impulsando el fortalecimiento institucional de los departamentos, distritos y municipios para contribuir al mejoramiento de la capacidad de gestión técnica - operativa y una adecuada capacidad de respuesta al problema de malaria en los territorios que puedan garantizar la sostenibilidad de las acciones de promoción, prevención, vigilancia y control regulares y una oportuna respuesta a las contingencias epidémicas por esta causa. Los nuevos enfoques estratégicos para abordar la malaria se deben contextualizar en el marco de la promoción de la salud, prevención de la enfermedad, vigilancia de los factores de riesgo y control de los vectores que la transmiten.

En concordancia a lo planteado, el MPS viene realizando la actualización de guías y manuales técnicos operativos de apoyo para unificar los diferentes procesos técnicos y administrativos para una mejor eficiencia de la gestión del programa de Enfermedades Transmitidas por Vectores (ETV). Durante el desarrollo de estos han participado personal profesional y técnico de las Direcciones Territoriales de Salud, Universidades e Instituciones de investigación públicas y privadas, contribuyendo en la construcción colectiva de una herramienta técnica de apoyo que facilite a partir del conocimiento epidemiológico, entomológico y otras disciplinas en la toma de decisiones oportuna para la gestión integral del programa de ETV. El producto de este esfuerzo mancomunado fue la definición de la guía para “Gestión para la Vigilancia Entomológica y Control de la Transmisión de Malaria”.

Los contenidos fueron definidos pensando en brindar información práctica, orientaciones e indicaciones para la solución de problemas e inquietudes, que comúnmente encuentran en su trabajo diario los usuarios de la guía. Esta guía está dirigida a todo el personal de la salud de las áreas administrativas y técnicas, responsables de la prevención, vigilancia y control de la malaria en el país.

1. SITUACIÓN EPIDEMIOLÓGICA DE MALARIA

La malaria es un grave problema de salud pública a nivel mundial, por la elevada carga de la enfermedad que genera en el 40% de la población expuesta. Se estima que anualmente ocurren alrededor de 300 millones de casos clínicos de malaria en el mundo y casi un millón de muertes por esta causa, el 90% afecta a niños menores de 5 años. El 90% de los casos de malaria que se registran en el mundo, se presentan en el continente Africano, el 6,7% de los casos en Brasil, Colombia, India, Islas Salomón, Sri Lanka y Vietnam y el 3,3% de los casos en el resto de los países, entre los 109 que registran malaria endémica en el mundo.

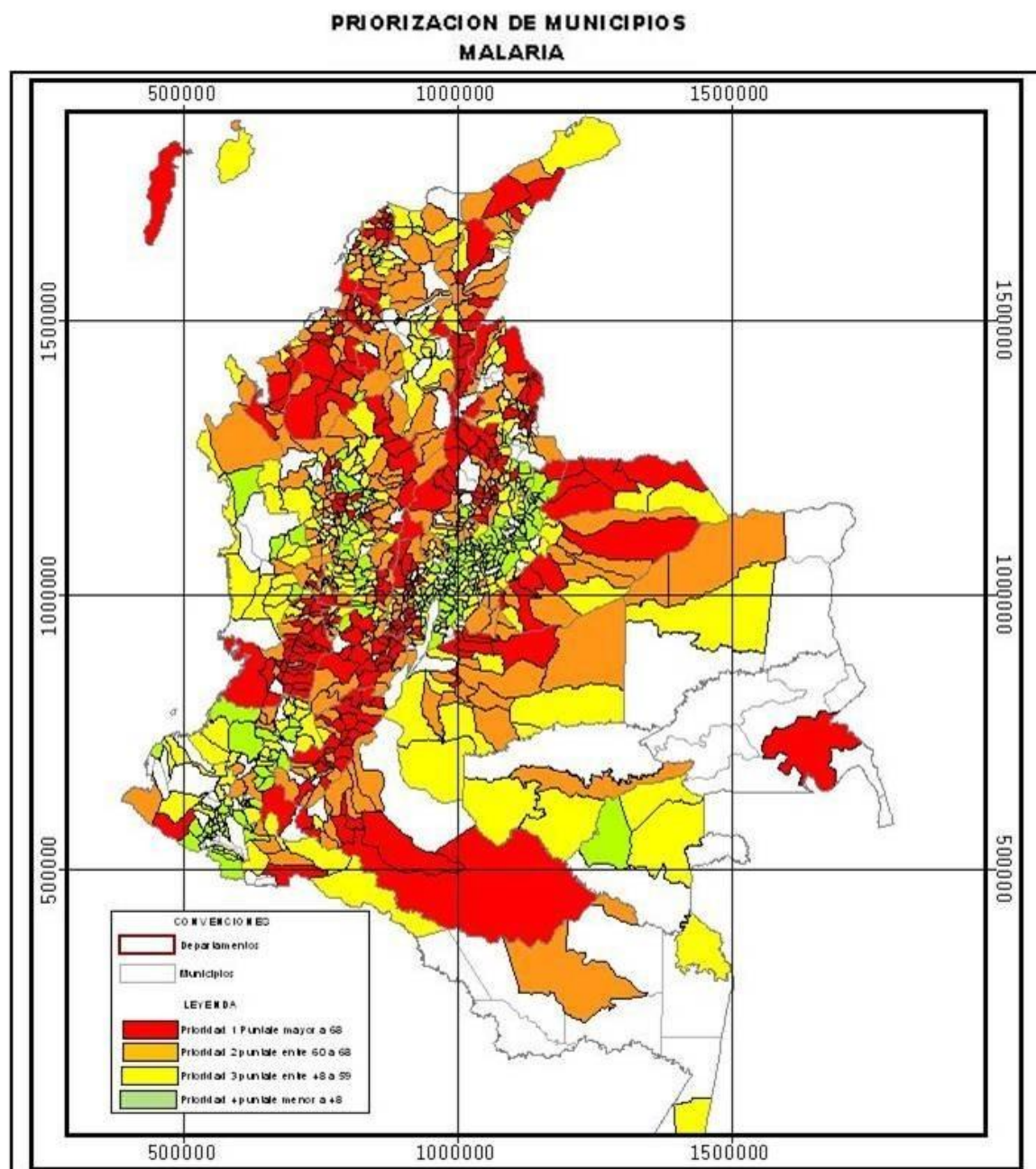
La población de la Región de las Américas asciende aproximadamente a 818 millones de habitantes, de los cuales 299 millones (36,5%) viven en zonas con condiciones ecológicas propicias para la transmisión de la malaria. En las Américas, 21 países informan tener zonas con transmisión activa de malaria, y después de Brasil, Colombia es el segundo país con mayor número de casos.

El tipo de transmisión predominante de la malaria en el territorio nacional es la de zonas inestables, baja transmisión y con característicos patrones endemo epidémicos, focales y variables en las diferentes regiones eco epidemiológicas del territorio nacional situado a un altitud menor de 1.000 metros sobre el nivel del mar. Existen tres (3) grandes focos importantes de producción y dispersión de la enfermedad: el foco de *Urabá - Bajo Cauca – Sur de Córdoba*; el foco de la *Costa Pacífica* y el foco de *transición de la Orinoquia-Amazonia*. En estos la transmisión se focaliza predominantemente en el área rural de alrededor de 100 municipios, donde se registra el 95% de la carga de la enfermedad (Figura 1). Las características geográficas, ecológicas, sociales, políticas y culturales determinan la existencia de una alta dispersión de la enfermedad. No obstante, se debe tener en cuenta que existen errores sistemáticos en la notificación del lugar de origen del caso, lo cual podría explicar en parte la dispersión registrada.

El comportamiento cíclico que se observa en Colombia se caracteriza por la presencia de ciclos epidémicos paraquinquenales que ocurren cada 2 a 7 años. Se registran anualmente en promedio entre 100.000 a 120.000 casos de malaria, el 75% producidos por malaria por *P. vivax*.

La malaria complicada producida por *P. falciparum* afecta a todos los grupos de edad, principalmente los grupos de edad productiva entre los 14 a los 45 años. En áreas con predominio del *P. falciparum* se han registrado tasas de ataque por malaria grave y complicada del 11% al 34% en municipios con transmisión endemo epidémica.

Figura 1. Municipios con mayor carga de malaria en Colombia



La letalidad por malaria ha tenido una tendencia marcadamente descendente en el país desde las últimas cuatro décadas del siglo pasado. Según SIVIGILA, en la primera década del presente milenio se calcula que han ocurrido anualmente entre 50 a 120 muertes por malaria complicada, principalmente en municipios de la Costa Pacífica. Sin embargo, es un evento con un sub-registro cercano al 70% y un importante sobre registro como causa oficial de muerte. El número de muertes por malaria registradas por el DANE, mediante certificados de defunción, ha oscilado en la última década (1999-2009) entre 65 - 165 muertes al año y en los registros de notificación semanal del SIVIGILA revelan cifras de mortalidad entre 20 - 60 muertes al año.

2. ESTRATEGIA DE GESTIÓN INTEGRADA PARA LA PREVENCIÓN Y CONTROL DE MALARIA EN COLOMBIA

A partir de 1992, la Organización Mundial de la Salud, dio inicio a la Estrategia Mundial de Lucha contra el Paludismo y en 1998 para impulsar su desarrollo se puso en marcha la iniciativa "Hacer retroceder el paludismo" (HRP), con la intención de crear un movimiento a nivel mundial para fortalecer la ejecución de dicha estrategia y reducir la carga de la malaria en un 50% para el año 2010, en todos los países comprometidos. Coyunturalmente en el año 2000, la Asamblea General de las Naciones Unidas incluyó entre los objetivos de Desarrollo del Milenio (ODM) incluye el combate contra la malaria.

Estos corresponden a un acuerdo realizado por 188 naciones, incluida Colombia, cuyo propósito es alcanzar el desarrollo universal, y donde cada país se comprometió a definir unas metas nacionales para ser alcanzadas en el año 2015. Los objetivos planeados fueron: erradicar la pobreza y el hambre, adquirir la educación primaria universal, promover la equidad de género y la autonomía de la mujer, reducir la mortalidad en menores de 5 años, mejorar la salud sexual y reproductiva, combatir el VIH/SIDA, la malaria y la tuberculosis.

En el Plan Nacional de Desarrollo 2006 – 2010, se incluyó como metas prioritarias de Salud Pública de las Enfermedades Transmitidas por Vectores, disminuir en 50% la mortalidad evitable por malaria y las complicaciones por esta causa, reducir la morbilidad en un 30%, eliminar el 100% de los focos de malaria urbana, desarrollar modelos de participación social para el control de los vectores y fortalecer la Red de laboratorios de entomología en el nivel departamental.

Dentro de las competencias establecidas en la ley 715/01, el Ministerio de la Protección Social define las políticas, planes, programas y proyectos para direccionar las acciones de promoción, prevención, vigilancia y control de las enfermedades de importancia en salud; trasfiere recursos financieros para funcionamiento e inversión en el programa, suministra los insumos críticos requeridos para garantizar la operatividad por parte de los entes territoriales y brinda la asistencia el apoyo técnico necesario a los departamentos y distritos para una planeación, ejecución, monitoreo y evaluación de las acciones.

Dada la multicausalidad de la malaria y teniendo en cuenta la experiencia en el abordaje que históricamente se ha realizado para intervenir el problema, se plantea un nuevo enfoque integral que incluya la participación individual, comunitaria e institucional para fortalecer la capacidad de respuesta local para poder lograr la sostenibilidad de las acciones con énfasis en la promoción y prevención de la enfermedad.

El diseño e implementación de una Estrategia de Gestión Integral de la Promoción, Prevención y Control de la Malaria en el país, es un modelo alternativo que pretende brindar un modelo de intervención más real y efectivo. Este incluye el abordaje interdisciplinario, intersectorial y comunitario de los componentes de vigilancia en salud (epidemiológico, entomológico y de laboratorio); diagnóstico y tratamiento oportuno, eficaz y seguro de los casos de malaria; la promoción (movilización y comunicación social, intersectorialidad y participación social) y prevención de la salud; control integral rutinario y contingencial de vectores se investigación operativa. Esencialmente, la EGI malaria pretende contribuir a reducir el riesgo de transmisión, evitar las complicaciones y muertes por malaria.

3. FOCALIZACIÓN, CARACTERIZACIÓN Y ESTRATIFICACIÓN PARA EL CONTROL DE LA TRANSMISIÓN DE MALARIA

La característica fundamental de la dinámica de transmisión malárica en áreas de transmisión inestable, hipo o meso endémicas, como en Colombia, es su tendencia focal y su variabilidad entre estos. Estas diferencias en la transmisión al interior de una misma área presupone la necesidad de un planteamiento de focalización y estratificación de riesgos, análisis, selección de intervenciones, monitoreo y evaluación.

3.1 ASPECTOS GENERALES

Existen dos formas generales de transmisión endémica del paludismo, a nivel mundial, una estable y otra inestable. Estos dos términos representan los extremos de un amplio rango de situaciones.

La malaria estable es la que prevalece en el continente Africano. Se caracteriza por que el nivel de transmisión es alto y existen pocas variaciones importantes de una época a otra, poco afectada por cambios climáticos aunque pueden existir fluctuaciones estacionales; la inmunidad en la población es alta y las epidemias son raras. Es una transmisión casi perenne, poco afectada por los cambios climáticos; y prevalece el *P. falciparum*. Esta situación suele estar relacionada con la presencia de vectores de antropofilia pronunciada y gran longevidad.

La malaria inestable se caracteriza por la variabilidad de la incidencia de casos de un lugar a otro, no sólo durante la época de transmisión sino de un año a otro, con patrones cíclicos ocasionales. Predomina la transmisión por *P. vivax* pero pueden ocurrir brotes severos de *P.falciparum* que pueden ser devastadores. La población humana tiene un contacto irregular con los parásitos, por lo que suele tener inmunidad muy baja y los brotes epidémicos son frecuentes. Esta situación suele ir unida a la presencia de vectores que tienen baja antropofilia y longevidad, donde los mosquitos vectores se alimentan de humanos de manera secundaria y sólo son lo suficientemente abundantes de manera estacional. Estas características tienen como resultado que el número de mosquitos infectados capaces de transmitir el paludismo sea demasiado bajo. Con ello, para que una persona residente en estas áreas reciba un piquete infectivo es necesario que la población de estos anofelinos sea abundante, lo cual ocurre sólo en forma estacional y de acuerdo con la cantidad y la disponibilidad del tipo de criaderos larvarios favorecidos por cada especie.

El proceso de focalización y estratificación permite determinar, identificar y priorizar localidades y grupos de riesgo en áreas de transmisión malárica; identificar, cuantificar y clasificar los factores de riesgo más importantes involucrados en la dinámica de transmisión de los focos prioritarios de malaria; y conformar estratos epidemiológicos de riesgo por localidades prioritarias en municipios de alto riesgo malárico.

3.2. FOCALIZACIÓN DE LA TRANSMISIÓN DE MALARIA

A partir del análisis de la información epidemiológica oportuna y completa de la morbilidad por malaria disponible en el SIVIGILA, se pueden priorizar los focos o conglomerados poblacionales con mayor transmisión de la enfermedad, ubicación de casos graves y muertes y su mapeo a nivel territorial.

3.2.1. Focalización departamental de los municipios con mayor carga de malaria

El insumo fundamental para iniciar un proceso de focalización y caracterización de la transmisión en municipios endémicos de malaria es la información disponible, al menos en los últimos cinco años, sobre la morbilidad por malaria en el SIVIGILA

Con la focalización desde el nivel departamental se pretende identificar y priorizar los municipios con mayor carga de malaria en el ente territorial. Esta se debe realizar de la siguiente manera:

- Establecer el número de casos acumulados en cada uno de los municipios endémicos, utilizando la información de casos de malaria, por SIVIGILA, al menos en los últimos 5 años.
- Ordenar de mayor a menor los municipios que presenten el mayor número de casos acumulados en el periodo estudiado.

El resultado inicial, es la selección de los municipios prioritarios de malaria con alta carga de la enfermedad en el departamento (>60% de la carga). Representados en mapas de riesgo, cuadros y graficas que muestran no solo la magnitud del problema sino donde se concentra para poder orientar un control selectivo e integrado de vectores.

3.2.2. Focalización de municipios prioritarios en localidades endémicas con mayor carga de malaria

Aunque la malaria en Colombia es predominantemente rural, en los últimos años se ha observado la urbanización de la enfermedad en gran medida debido a los cambios comportamentales de la población, por desplazamiento, actividades económicas y por la capacidad de adaptación de los vectores.

Para la focalización y caracterización de los municipios prioritarios se debe utilizar toda la información epidemiológica por localidades endémicas disponible en la información específica histórica que posee el programa de prevención y control de malaria, al menos en los últimos tres años, por municipios endémicos. Si bien se considera que existen deficiencias en la calidad, cobertura y oportunidad de los registros, en principio esta información permitirá identificar las principales áreas de concentración de casos.

La unidad de análisis y operativa en los municipios endémicos de malaria son las localidades que registran transmisión activa, las cuales se focalizan siguiendo

- Establecer el número de casos acumulados en cada una de las localidades endémicas, utilizando la información de casos de malaria disponible, al menos en los últimos 3 años.
- Ordenar de mayor a menor las localidades que concentren más del 60% de la carga acumulada en el periodo estudiado.

Al final de este proceso de análisis se tendrá una lista de localidades prioritarias con alta carga, mapas y gráficos que orientarán la caracterización y estratificación por factores de riesgo de cada localidad para la definición y selecciones de intervenciones de promoción, prevención, vigilancia y control de vectores de malaria.

Se debe garantizar el diagnóstico oportuno y el tratamiento adecuado a todas las poblaciones que vivan en áreas de transmisión malárica, independientemente si han sido priorizadas para intervención.

3.3. CARACTERIZACIÓN DE LAS LOCALIDADES PRIORITARIAS CON MAYOR CARGA DE MALARIA

En cada uno de los municipios prioritarios donde se ha realizado el proceso de focalización por localidades con mayor carga de la enfermedad, se realizará un proceso de caracterización a partir de las variables de persona, lugar y tiempo que se deriven de la información epidemiológica, socioeconómica, cultural, política y biológica (parasitológica, entomológica, etc.) secundaria disponible.

En el análisis relacionado con personas, se identifica volumen y distribución de la población, grupos vulnerable por sexo, laborales, grupos de edad y etnias, conductas y practicas saludable y de riesgo de individuos y comunidad, nivel educativo, ocupación, organizaciones comunitarias e institucionales, disponibilidad y accesibilidad a los servicios de salud. Con respecto a lugar: altitud, temperatura, humedad relativa, pluviosidad, el número y tipo de vivienda, características y grado de protección de las paredes, predominancia de especies vectoras, dinámica, bionomía y susceptibilidad a insecticidas, tipo de vegetación, flora, fauna, vías de comunicación, actividad económica, situación de los servicios de salud organizaciones comunitarias y políticas existentes; actividades económicas predominantes; presupuesto; servicios públicos; programas y proyectos de desarrollo, factibilidad y facilidad operativa del programa, y otra tipo de información pertinente.

En relación a la variable tiempo, tener en cuenta: número de casos de malaria general y específicos en los últimos cinco años. Se debe realizar un análisis epidemiológico de la tendencia histórica de la morbilidad y mortalidad por malaria, por especie parasitaria y grupos de edad, en cada localidad prioritaria, utilizando información por periodos epidemiológicos de por lo menos los últimos cinco años, con el fin de establecer patrones de transmisión relacionados con la tendencia secular, cíclica, estacional y accidental de la transmisión local de la malaria.

Este análisis permite identificar momentos críticos para la planeación y ejecución de actividades de intervención. Adicionalmente, se recomienda establecer distribución y frecuencia de las principales variables o factores de riesgo prevalentes en cada localidad. Esta información se puede obtener a partir de la experiencia de los funcionarios o de la comunidad en general, la información existente de diferentes fuentes de las instituciones del sector u otros sectores, y de estudios anteriores realizados en ese municipio o localidades. Al final de este proceso de análisis, se obtendrá una lista de localidades prioritarias de alta transmisión caracterizada y delimitadas para la implementación de actividades de rutinarias de promoción, prevención y control vectorial.

3.4. CONFORMACION DE ESTRATOS EPIDEMIOLOGICOS DE LOCALIDADES ACORDE A LA DISTRIBUCION DE LOS FACTORES DE RIESGO

El proceso de estratificación del riesgo de transmisión de malaria consiste en la conformación de estratos socio- ecológico y epidemiológico, definido de acuerdo a la distribución y frecuencia de los factores de riesgo responsables de la dinámica y patrones de transmisión de la malaria en el nivel local.

La jerarquización de los factores de riesgo con mayor incidencia en la transmisión permite planear objetivos y metas más reales, identificar posibles alternativas específicas y costo efectivas de intervención que reduzcan o eliminen estos factores subyacentes, a través de medidas de promoción, prevención y control.

Adicionalmente, sirve para monitorear y evaluar los efectos a corto y largo plazo en la transmisión de la enfermedad.

La secuencia metodológica que se debe seguir para realizar la estratificación epidemiológica es la siguiente:

1. Determinar la frecuencia y distribución de los principales factores de riesgo prevalentes que inciden en la transmisión en los conglomerados de riesgo con mayor carga. Se puede utilizar la información obtenida durante el desarrollo del punto 3.3.
2. Establecer la fuerza de asociación entre las casas con transmisión reciente de malaria y casas sin evidencia de transmisión reciente en conglomerados de localidades prioritarias de alta transmisión de malaria. Se recomienda la aplicación del método epidemiológico cuantitativo y cualitativo para la valoración de factores de riesgo mediante la selección y realización de un tipo específica de investigación observacional. Se puede utilizar estudios analíticos de observación, tales como, los de tipo transversal, retrospectivos (casos y controles) y prospectivos (cohorte) para establecer la frecuencia de los diferentes factores de riesgo, el riesgo absoluto, riesgos relativos y riesgos atribuibles poblacionales en las localidades prioritarias. Se debe cuantificar en cada conglomerado eco epidemiológico la contribución de cada factor de riesgo, mediante el riesgo atribuible poblacional y establecer su significancia estadística.
3. Con la información resultante del paso anterior, se deben seleccionar y conformar los estratos eco epidemiológicos que tienen similar distribución jerárquica e importancia de los factores de riesgo, acorde a la importancia de los riesgos atribuibles más importantes. Un estrato epidemiológico es un grupo de personas o áreas geográficas (localidades) con una jerarquía similar en la distribución de los principales factores de riesgo, y por lo tanto las medidas de intervención para modificarlos serán similares. Para la conformación de estratos de riesgo y la clasificación de las localidades dentro de ellos se utiliza el RR y el %RAP. Cuando no se cuentan con recursos suficientes para intervenir todos los posibles factores de riesgo, los recursos e intervenciones deben ser dirigidos hacia los factores de riesgo más prevalentes y más fuertemente asociados con la incidencia malárica en el estrato, para que las acciones tengan un mayor impacto.
4. En cada estrato operativo resultante se deben establecer planes específicos, ejecución, monitoreo y evaluación de las actividades de promoción, prevención y control para la reducción o eliminación de los factores de riesgo que dinamizan la transmisión de la enfermedad.

Este proceso de estratificación epidemiológica debe ser realizado por el equipo técnico de profesionales del grupo funcional del programa (epidemiólogo, ingeniero sanitario, médico, profesionales del área social y comunicación), liderado por epidemiólogos, aplicando estrategias de investigación operativa mediante la realización de estudios epidemiológicos descriptivos y analíticos.

Ejemplo:

En un municipio con transmisión endemo-epidémica de malaria, se realiza un proceso de estratificación epidemiológica en localidades prioritarias de alta transmisión. En el siguiente cuadro, se describen los resultados de la medición del Riesgo Relativo y la significancia estadística de los siguientes factores de riesgo que fueron cuantificados en un estudio de cohorte:

Cuadro 1. Riesgo Relativo y significancia estadística de factores de riesgo estudiados en localidades maláricas

Localidad	Factores de riesgo											
	* F.R 1		*F.R 2		*F.R 3		*F.R 4		*F.R 5		*F.R 6	
	RR	**P	RR	p	RR	p	RR	p	RR	p	RR	p
Irò	2.5	0.02	1.3	0.4	4.0	0.03	1.8	0.03	4.4	0.02	1.0	0.9
Nagua	7.0	0.03	1.2	0.5	2.5	0.04	8.2	0.01	1.2	0.04	1.2	0.1
Chilvi	3.7	0.03	1.1.	0.3	8.1	0.01	1.5	0.01	3.1	0.02	1.1	0.1
Noki	9.7	0.01	1.4	0.5	3.1.	0.02	9.0	0.03	1.5	0.05	1.0	0.15

*F.R 1 = vivienda desprotegida; F.R 2= no uso de medidas de protección personal; F.R 3 = Recolector de coca; F.R 4 =Criaderos cercanos a la vivienda; F.R 5 = viviendas con alta densidad de anofelinos; F.R 6 = Inoportunidad en la atención.

** Significancia estadística

De acuerdo con estos resultados, se seleccionarían los factores de riesgo con significancia estadística y se descartan los no significativos. Es decir, no se seleccionaría el FR 6 debido a que el FR estudiado no fue significativo en ninguna de las localidades. Seguidamente, se debe calcular el %RAP para los factores de riesgo significativos y seleccionados.

Cuadro 2. Factores de Riesgo y Porcentaje de Riesgo Atribuible Poblacional de localidades malárica

Localidades	Factores de riesgo									
	F.R 1		F.R 2		F.R 3		F.R 4		F.R 5	
	RR	%RAP	RR	%RAP	RR	%RAP	RR	%RAP	RR	%RAP
Irò	2.5	39.0	1.3	20.1	4.0	63.0	1.8	16.0	4.4	56.0
Nagua	7.0	68.0	1.2	12.2	2.5	32.0	8.2	76.0	1.2	16.0

Chilvi	3.7	44.2	1.1.	16.1	8.1	71.1	1.5	9.0	3.1	59.0
Noki	9.7	58.0	1.4	11.0	3.1.	38.0	9.0	67.0	1.5	13.0

Posteriormente, para clasificar las localidades en estratos epidemiológicos de riesgo se ordenan los factores de riesgo de acuerdo a su importancia y, se colocan el número de orden jerárquico de magnitud bajo cada %RAP:

Cuadro 3. Jerarquización del Riesgo Relativo y porcentaje de Riesgo Atribuible poblacional de localidades malárica prioritarias

LOCALIDADES	FACTORES DE RIESGO									
	F.R 1		F.R 2		F.R 3		F.R 4		F.R 5	
	RR	%RAP	RR	%RAP	RR	%RAP	RR	%RAP	RR	%RAP
Irò	2.5	39.0	1.3	20.1	4.0	63.0	1.8	16.0	4.4	56.0
	3		4		1		5		2	
Nagua	7.0	68.0	1.2	12.2	2.5	32.0	8.2	76.0	1.2	16.0
	2		5		3		1		4	
Chilvi	3.7	44.2	1.1	16.1	8.1	71.1	1.5	9.0	3.1	59.0
	3		4		1		5		4	
Noki	9.7	58.0	1.4	11.0	3.1	38.0	9.0	67.0	1.5	13.0
	2		5		3		1		4	

Finalmente, se agrupan las localidades en estratos epidemiológicos de acuerdo a los factores de riesgo que presentan una secuencia similar. En el ejemplo, las localidades de Irò y Chilvi conformarían el Estrato Epidemiológico I, y las localidades de Nagua y Noki constituirían el Estrato Epidemiológico II:

Cuadro 4. Conformación de estratos epidemiológicos de riesgo

Estrato Epidemiológico	Jerarquía	Localidades
Estrato epidemiológico I	F3, F5, F1, F2, F4	Irò
		Chilvi
Estrato epidemiológico II	F4, F1, F3, F5, F2	Nagua
		Noki

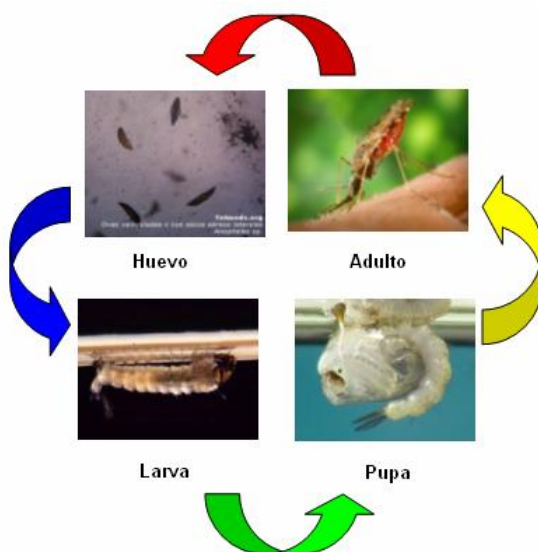
4. VIGILANCIA ENTOMOLÓGICA DE LOS VECTORES DE MALARIA

La Vigilancia Entomológica en malaria es un proceso continuo de recolección, tabulación, análisis e interpretación de la información sobre algunos aspectos de la biología y bionomía del *Anophelessp.*, para la toma de decisiones en el control regular y contingencial de estos vectores. Para realizar las diferentes actividades se debe disponer de profesionales y auxiliares de entomología y operarios de control de vectores idóneos, que tengan continuidad dentro del programa, una infraestructura técnica y logística adecuada, un subsistema de información básico, y la estandarización de métodos y procedimientos técnicos que garanticen el logro de los objetivos, calidad técnica y la consistencia de los resultados.

4.1 MARCO CONTEXTUAL DEL EVENTO A VIGILAR: Aspectos conceptuales de la biología, bionomía y morfología de *Anophelessp*

El ciclo biológico del mosquito o zancudo, consta de cuatro fases distintas. Las tres primeras son acuáticas: huevo, larva y pupa y la última fase aérea o terrestre: adulto.

Figura 2. Ciclo biológico de *Anophelessp.*



Bionomía de los mosquitos Anophelessp.

Los mosquitos o zancudos pueden picar tanto a las personas como a los animales. Las preferencias de huésped difieren entre las distintas especies, ya que algunos prefieren ingerir la sangre humana (**antropofílicos**), mientras que otros sólo toman la de los animales (**zoofílicos**).

La mayoría de los mosquitos anofelinos pican durante la noche, algunos a la caída del sol y otros hacia la media noche, otras especies suelen picar durante el día, algunos entran a la vivienda a picar (**endofágicos**), mientras que otros suelen picar en el exterior (**exofágicos**).

Tras la picadura el mosquito generalmente descansa durante un breve periodo de tiempo. Los mosquitos que pican en el interior suelen posarse sobre la pared, tras los muebles o la ropa colgada (**endofílicos**). Los mosquitos que pican en el exterior pueden descansar sobre plantas, en orquedales del suelo o en cualquier otro lugar fresco y oscuro (**exofílicos**).

Características de un buen vector de malaria

La longevidad del mosquito o zancudo, está directamente relacionada con los ciclos esporogónico y gonotrófico. El ciclo esporogónico, comprende desde la ingesta de sangre con formas sexuales maduras (gametocitos), hasta cuando el mosquito se convierte en infectivo, con presencia de esporozoitos en las glándulas salivares y está directamente relacionada con el número de posturas.

El ciclo gonotrófico es el periodo de desarrollo de los ovarios y comprende desde la toma de sangre adecuada hasta la maduración y postura de los huevos.

La susceptibilidad a la infección es la capacidad que tiene el mosquito de permitir en su organismo en condiciones naturales, el desarrollo completo de los plasmodios humanos de la malaria. La susceptibilidad a la infección se demuestra estableciendo el índice esporozoítico, que es el porcentaje de hembras anofelinas de una especie, que tienen esporozoitos en sus glándulas salivares.

Antropofilia es la preferencia que tienen algunas especies de mosquitos de picar al hombre. La determinación de los hábitos hematófagos de un vector solo puede efectuarse a través de la identificación de la sangre que ingiere mediante *pruebas de precipitinas*, de *Elisa* o de *inmunofluorescencia*.

La densidad poblacional de los mosquitos puede estar influenciada por la temperatura, la humedad relativa, la lluvia, los predadores y algún tipo de control químico.

La domesticidad es la preferencia que tienen los mosquitos de llegar a la vivienda o a los alrededores. Está condicionada por la disponibilidad de alimento y por lo regular las hembras colocan sus huevos en criaderos próximos a las viviendas.

La dispersión es la media de dispersión de los anofelinos es de 1 Kilómetro, aunque algunos pocos individuos pueden dispersarse un poco más. Los factores que influyen en la dispersión son: las características de la especie, la topografía, la dirección y la velocidad del viento, la densidad de mosquitos, la disponibilidad de hospederos y el tamaño de los sitios de reproducción.

Vectores de malaria en Colombia

De las 450 especies de mosquitos del género *Anopheles* reportadas en el mundo, alrededor de 43 de estas se han encontrado en Colombia y basados en evidencias epidemiológicas y en los aislamientos de parásitos del género *Plasmodium* son reconocidas en el país 7 especies como vectoras de malaria.

Los vectores primarios son: *Anopheles* (Nyssorhynchus) *albimanus* Wiedemann, *An. (Nys.) darlingi* Root y *An. (Nys.) nuneztovari* Gabaldón. Los vectores secundarios son: *An. (Anopheles) punctimacula* Dyar & Knab, *An. (An.) pseudopunctipennis* Theobald, *An. (Kertessia) lepidotus* Zavortink y *An. (K.) neivai*.

El *Anopheles* (Nys.) *albimanus* se distribuye a lo largo de la Costa Atlántica y la Costa Pacífica colombiana y en el departamento de San Andrés, Providencia y Santa Catalina, por debajo de los 500 m.s.n.m. Los datos de distribución para Colombia, corresponden a la zona costera, sin embargo en el 2007, fue reportada en el interior del país, en la vereda Bocas, municipio Aguadas, en el departamento de Caldas. Aunque el servicio de Erradicación de la Malaria, tuvo registros para Caldas en especies de anofelinos hace más de tres décadas, esta especie no se había encontrado últimamente en esta zona del país. Esta especie registra un amplio rango de criaderos como lagunas hasta criaderos pequeños como huellas de animales, de agua dulce y salobre. Las hembras se alimentan del hombre y de los animales, pero presentan preferencias zoofílicas.

El *An. (Nys.) darlingi* registra una distribución amplia en el país, se encuentra en la Amazonia, la Orinoquia, los Llanos Orientales, Magdalena Medio, Bajo Cauca y Urabá, en general por debajo de los 500 m.s.n.m., en regiones de alta pluviosidad.

Es altamente antropofílico y sus criaderos preferenciales son regularmente lagos y caños de aguas limpias, con corriente lenta, asociados con plantas acuáticas flotantes como la *Pistiastratiotes*.

El *An. (Nys.) nuneztovari* se distribuye en la región del Sarare, Catatumbo, Bajo Cauca – Henchí, Urabá y Magdalena Medio, hasta los 900 m.s.n.m., en selvas y bosques con alta pluviosidad. Se ha recolectado en una gran variedad de criaderos desde lagunas hasta huellas de animales, generalmente expuestos al sol.

An. (An.) punctimacula, se distribuye a lo largo y ancho del país, se ha reportado hasta una altura máxima de 1600 m.s.n.m., en casi todos los departamentos de Colombia con excepción en Putumayo, Caquetá, Guaviare, Guainía, Vichada, Casanare, Boyacá y San Andrés, Providencia y Santa Catalina. Los criaderos preferenciales son huecos y pisadas de animales con agua lluvia acumulada. También se le ha encontrado en criaderos artificiales como tanques bajos a la intemperie y en bebederos de animales.

An. (An.) pseudopunctipennis, registra una amplia distribución en Colombia entre los 150 y 2000 m.s.n.m., se ha reportado en casi todos los departamentos, con excepción en Putumayo, Amazonas, Guaviare, Vaupés, Guainía, Vichada, Atlántico, Sucre y San Andrés, Providencia y Santa Catalina. A menudo las larvas se las encuentra en criaderos pequeños.

An. (K.) lepidotus, se ha reportado para los departamentos de Caquetá, Tolima, Cundinamarca y Magdalena. En el departamento del Tolima se le incriminó como posible vector de malaria. Se alimenta sobre el humano y reposa fuera de la vivienda. Registra un comportamiento de picadura regularmente diurno. Es una especie de mosquito que prefiere criaderos aéreos en las planta epífitas como bromelias.

An. (K.) neivai, se ha registrado en toda la Costa Pacífica, y en los departamentos de Casanare, Bolívar, Cundinamarca y Caquetá. Es una especie altamente antropofílica, pica durante el día, fuera de las viviendas y se cría en las axilas de las bromelias.

4.2. PROPÓSITO

Aportar información sobre la distribución geográfica, su comportamiento y estado de la susceptibilidad de los vectores a los plaguicidas empleados en salud pública, para la selección de intervenciones de control más costo efectivas.

4.3. OBJETIVOS DE LA VIGILANCIA ENTOMOLÓGICA

- Determinar la presencia de los vectores *Anophelessp.* y las densidades relativas de larvas y mosquitos en localidades priorizadas.
- Ubicar, identificar, mapear y caracterizar los criaderos positivos de larvas de mosquitos vectores de *Anophelessp.*
- Vigilar los cambios comportamentales en los hábitos de picadura, de reposo y de adaptación a nuevos sitios de cría de los vectores *Anophelessp.*
- Vigilar la susceptibilidad de los vectores *Anophelessp.*, a los insecticidas empleados en salud pública.
- Seleccionar las medidas de control más costo – efectivas en las localidades priorizadas para intervención.
- Monitorear y evaluar las intervenciones de control implementadas en las localidades de estudio.

4.4. ESTRATEGIAS DE VIGILANCIA ENTOMOLÓGICA

Las localidades donde se realizará la vigilancia entomológica se deben seleccionar localidades prioritarias de alta transmisión malárica, que sean eco epidemiológicamente representativo de las localidades que previamente han sido focalizadas, caracterizadas y estratificadas. Se deben seleccionar 2 ó 3 localidades de estudio y se podrían rotar anualmente con otras localidades similares.

Estas localidades seleccionadas para la vigilancia entomológica prioritaria deben cumplir con los siguientes criterios: población estable, accesibles, orden público manejable que no implique riesgos a los integrantes del grupo operativo de entomología, fácil acceso, existencia de condiciones mínimas para pernoctar y presencia del mosquito vector objeto de la vigilancia.

4.5. INFORMACIÓN BÁSICA PARA LA VIGILANCIA ENTOMOLOGICA

El insumo fundamental para garantizar una buena vigilancia entomológica es la información entomológica. Esta debe seguir un proceso de recolección, tabulación, sistematización, análisis e interpretación para la toma de decisiones que contribuyan al control vectorial eficiente y efectivo de *Anophelessp.*

4.5.1. Variables e indicadores básicos

Los principales variables para el cálculo de los indicadores básicos utilizados para la vigilancia entomológica de los vectores de malaria. Se describen indicadores como tasa de picaduras, densidad de adultos en reposo, densidad de larvas, mortalidad en pruebas de susceptibilidad y mortalidad en bioensayos, los cuales se describen en el siguiente cuadro.

Cuadro 5. Calculo e interpretación de indicadores para la vigilancia entomológica de los vectores *Anopheles* sp.

INDICADOR	CÁLCULO	INTERPRETACIÓN
Tasa de picadura	Número de mosquitos/ hombre/hora	Permite calcular la antropofilia, la endofagia y exofagia del vector. El valor corresponde al número de mosquitos que se acercan a picar a un hombre expuesto en el lapso de una hora. Permite calcular el riesgo de adquirir la enfermedad por la frecuencia de picadura del vector.
Densidad de adultos en reposo	Número de mosquitos/ Total de Casas	Permite calcular la endofilia del vector. Se puede interpretar como el número de mosquitos vectores que ingresan y reposan dentro de la vivienda.
Densidad de larvas	Tota larvas/ Total cucharonadas X 100 cucharonadas/1 m ²	Permite calcular la densidad larvaria relativa del criadero por metro cuadrado y medir la residualidad de las acciones de control dirigidas a las fases inmaduras.
Mortalidad en pruebas de susceptibilidad	Número de individuos expuestos muertos / Número de individuos expuestos X 100 Número de individuos control muertos / Número de individuos control X 100	Permite calcular la proporción de mosquitos de <i>Anopheles</i> sp, que mueren en el bioensayo y permite calcular alteraciones (cambios) de susceptibilidad al ingrediente activo empleado en el control vectorial.
Mortalidad en Bioensayos de pared y toldillos	Número de mosquitos expuestos muertos / Número de mosquitos expuestos X 100 Número de mosquitos control muertos / Número de mosquitos control X 100	Permite calcular la proporción de mosquitos de <i>Anophelessp.</i> , que mueren posterior a las intervenciones con toldillos insecticidas de larga duración – TILD, y aspersión intradomiciliaria con insecticidas y medir la residualidad de las acciones.

4.5.2. Fuentes de información entomológica

Las principales fuentes de información que se pueden utilizar para obtener información para realizar la vigilancia entomológica pueden ser las siguientes:

- Información de encuestas de adultos
- Resultados de estudios de eficacia y efectividad del *Anopheles* a los insecticidas (adulticidas y larvicidas).
- Estudios de susceptibilidad y resistencia del *Anopheles* a los insecticidas utilizados para el control químico.
- Evaluaciones pre y post intervenciones
- Registros de aplicaciones

4.5.3. Registros para la recolección de la información

En los Anexos 1 al 8, se incluyen los registros propuestos para la recolección de la información requerida para la vigilancia entomológica de los vectores de malaria. Los registros recolectan las variables básicas para la elaboración de los indicadores entomológicos.

4.5.4. Flujo de la información para la vigilancia de *Anopheles* sp

El Instituto Nacional de Salud, con apoyo del Ministerio de la Protección Social, ha desarrollado el Sistema de información para la Vigilancia Entomológica (SIVIEN) para la sistematización y análisis de la información entomológica.

La información del nivel municipal y su análisis, se remite a la Unidad Básica de Entomología Departamental donde se digita en el SIVIEN y se realiza el análisis correspondiente para luego remitir la información al Laboratorio Nacional de Entomología del INS. Esta información en el nivel nacional se consolida, analiza y posteriormente se retroalimenta a todos los niveles. En cada uno de los niveles de recolección es necesario realizar control de calidad de la información.

4.5.5. Métodos y procedimientos unificados para la generación de la información entomológica

El Instituto Nacional de Salud y el Ministerio de la Protección Social recomiendan aplicar los procedimientos técnicos y métodos estandarizados de la OPS/OMS de muestreo de larvas y adultos utilizados para realizar vigilancia entomológica, adaptados a las condiciones del país, que contribuyen a generar información entomológica primaria (Anexo 9).

4.6. PLAN DE ANALISIS Y TOMA DE DECISIONES

El proceso de recolección, sistematización y tabulación de la información entomológica permiten construir los indicadores básicos de la vigilancia entomológica y las rutinas de análisis requeridas para la toma de decisiones técnicas en el control del *Anopheles* sp. Enmarcadas en las variables de tiempo (en diferentes periodos del año y posterior a una intervención) y en lugar (es) determinado (s).

4.7. VIGILANCIA DE LA RESISTENCIA DE ANOPHELES SP. A LOS INSECTICIDAS EMPLEADOS EN SALUD PÚBLICA

Aspectos contextuales

La vigilancia de la resistencia de los anofelinos a los insecticidas es una actividad prioritaria dentro de la Red. Se trata de implementar un sistema de vigilancia basado en el monitoreo de variaciones temporales y espaciales en patrones de resistencia a los principales insecticidas en uso en la Región. El método de la botella, desarrollado por el CDC se usará como herramienta para monitorear rutinariamente tales variaciones en áreas centinelas. El sistema usará también la prueba de los papeles impregnados de la OMS, al realizar la línea de base y/o durante el monitoreo, para confirmar el hallazgo de cepas resistentes con relación a los patrones de referencia internacionales. Tiene connotaciones que son de interés nacional y por lo tanto la organización de la red de vigilancia deberá ser planeada desde el nivel central.

Un aspecto que debe ser considerado como parte esencial del control químico, es el peligro permanente del desarrollo de resistencia a insecticidas en los vectores. La rapidez con que se desarrolle la resistencia va a depender en parte del buen uso que se haga de los insecticidas, así como de la elección de los insecticidas alternativos. Por lo tanto, es fundamental implementar un buen programa de vigilancia de la resistencia, así como de los mecanismos que ocasionan esta resistencia en las poblaciones de mosquitos vectores.

Propósito

Mantener actualizada anualmente los resultados sobre la susceptibilidad o resistencia del *Anopheles* sp a los insecticidas empleados en el programa de prevención y control de malaria de las Direcciones Territoriales de Salud, que sean comparables para las localidades priorizadas en el país.

Objetivos

- Detectar la presencia de especímenes resistentes en una población de *Anopheles* sp tan pronto como sea posible para realizar a los planes

alternativos para manejar la situación cuando el insecticida en cuestión ya no produce el efecto deseado.

- Establecer las bases de comparación de la sensibilidad de los diferentes vectores de la zona;
- Monitorear los cambios posibles a lo largo del período de aplicación de insecticidas;
- Determinar los mecanismos de resistencia y resistencia cruzada;
- Evaluar la sensibilidad del vector a otros insecticidas alternativos si es necesario cambiar de insecticida.

Estrategias de vigilancia

Se seleccionaran localidades de alta transmisión de malaria que representen un estrato de localidades prioritarias para el programa de control, presencia de especies principales y mayor presión de insecticidas. Dependiendo de las características eco – epidemiológicas se trabajará con 2 – 3 localidades/ áreas centinelas.

Con el propósito de contar con resultados sobre la susceptibilidad o resistencia del vector a los insecticidas empleados en el programa de control de malaria en las Direcciones Territoriales de Salud, que sean comparables para las localidades priorizadas en el país, las Unidades Básicas de Entomología deben realizar anualmente estos ensayos, previa capacitación del laboratorio de entomología de la Red Nacional de Laboratorios del Instituto Nacional de Salud.

El laboratorio de Entomología- RNL, capacita y actualiza a los entomólogos de las Unidades Básica de Entomología, en el manejo de las técnicas, y análisis de resultados de las pruebas de susceptibilidad a insecticidas, de acuerdo a los protocolos estandarizados por la OMS y CDC, ajustados a los lineamientos nacionales (Anexos 10 y 11).

Anualmente las Unidades Básicas de Entomología del nivel territorial deben levantar una línea de base de susceptibilidad a los plaguicidas utilizados en el Programa de Control de Vectores, así como a otras moléculas que puedan ser utilizadas como alternativa ante la eventualidad que se evidencien resultados compatibles con resistencia a los insecticidas que se encuentren en uso. Por lo tanto, toda molécula nueva a utilizar en el programa de ETV debe contar con resultados de susceptibilidad en las localidades a intervenir. La frecuencia de aplicación de las pruebas de susceptibilidad dependerá de los resultados de la línea base de susceptibilidad y de las pruebas de eficacia, realizadas en las localidades priorizadas. En las poblaciones que aún tienen susceptibilidad a los

insecticidas no se realizarán evaluaciones hasta tanto no se detecte pérdida de eficacia y hayan sido descartadas las causas de tipo operativo.

Información básica para la vigilancia de la resistencia a insecticida:

Las variables necesarias para construir el indicador mortalidad en pruebas de susceptibilidad y o resistencia son las siguientes:

Nº de individuos expuestos:

Es el número total de mosquitos *Anopheles sp* expuesto al insecticida evaluado que se emplean en el bioensayo.

Nº de individuos expuestos muertos:

Numero de mosquitos *Anopheles sp* expuesto que mueren durante el bioensayo

Nº de individuos control:

Número total de mosquitos *Anopheles sp* empleados en el control

Nº de individuos control muertos:

Número de mosquitos *Anopheles sp* del control que mueren en el bioensayo

Fuentes:

Las principales fuentes de información para la vigilancia de la susceptibilidad y resistencia del *Anopheles sp* a los insecticidas serán las siguientes:

Fuentes primarias: información de los resultados de las pruebas realizadas por las unidades básicas de entomología en los levantamientos de la línea de base y de la vigilancia de la resistencia en las localidades priorizadas

Fuentes secundaria: publicaciones científicas sobre el tema realizado por instituciones e investigadores particulares y publicados en revistas nacionales e internacionales especializadas e indexadas.

Registros para la recolección de la información entomológica

Los instrumentos estandarizados para la recolección de la información que se deben utilizar para la recopilar la información entomológica de susceptibilidad y resistencia de *Anopheles sp* a los insecticidas son los siguientes:

- Registro para pruebas de susceptibilidad del mosquito *Anopheles sp* a insecticidas con la técnica de CDC – Botella (Anexo 5).
- Registro para pruebas de susceptibilidad del mosquito *Anopheles* con la técnica de OMS - papel (Anexo 6).

Indicadores:

Los indicadores entomológicos básicos para realizar la vigilancia de susceptibilidad y resistencia a insecticidas son:

Flujo de la información

Los resultados de las pruebas de susceptibilidad deben remitirse tan pronto se obtengan al Laboratorio de Entomología de la RNL del Instituto Nacional de Salud. La Unidad Básica de Entomología debe tener capacidad de análisis de los resultados e informar al nivel central para el acompañamiento y verificación de los resultados para posterior divulgación de la información al Ministerio de la Protección Social y su divulgación a todos los niveles.

La información debe ser actualizada por todos los niveles y divulgada desde el Laboratorio de Entomología – RNL, del INS, hacia las Direcciones Territoriales de Salud y el Ministerio de la Protección Social, anualmente o inmediatamente si la situación lo amerita, puesto que los valores de susceptibilidad pueden variar en el tiempo, dependiendo de la frecuencia de uso de un insecticida en una localidad.

Si bien se considera que la vigilancia de la resistencia a los insecticidas debe ser coordinada desde el nivel central, es claro que los equipos locales deben tener acceso regular a la información. La Estrategia, por lo tanto, contemplará un mecanismo de retroalimentación hacia el equipo local que participó en la realización de las pruebas y difusión hacia los equipos de campo en el resto del área endémica.

Métodos y procedimientos técnicos de campo para monitoreo de la resistencia

Se recomienda la utilización de los protocolos estandarizados para la realización de la prueba con papeles impregnados de la OMS y la prueba de la botella CDC (Anexos 10 y 11). A continuación se describen las actividades que se realizarán en las localidades centinelas:

Evaluación inicial en localidades centinelas para monitoreo de resistencia:

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

Usando la dosis diagnostica definida se realizaran las curvas de mortalidad para las especies principales y los insecticidas en uso (líneas de base). En poblaciones con patrones de curva de mortalidad desviada a la derecha se debe realizar confirmación de resistencia con el método de OMS

Actividades rutinarias de monitoreo:

Se trata de monitorear con una periodicidad anual con el método de la botella, variaciones temporales en el desplazamiento de la línea de mortalidad para las poblaciones de vectores principales en las áreas centinelas:

Usando la dosis definida como diagnostica en la línea de base, se evaluara la susceptibilidad de las mismas especies e insecticidas evaluados en la línea de base. El monitoreo con el método de la botella se realizara con una medición anual. Se sugiere confirmar de resistencia con el método de OMS para las mismas poblaciones evaluadas en situaciones donde se registren consistentemente desviaciones a la derecha de la curva de mortalidad

Análisis y toma de decisiones

En las localidades priorizadas en las que se detecte pérdida de susceptibilidad a una molécula en particular, se suspenderá el uso de los productos que tengan como ingrediente activo dicha molécula. Adicionalmente, se realizarán evaluaciones anuales para conocer el comportamiento de la población frente a la supresión del factor de selección. Esta información permitirá conocer si el insecticida podrá utilizarse nuevamente.

Las variaciones temporales en la susceptibilidad de poblaciones de vectores en las localidades/áreas centinelas, medidas como desviaciones hacia la derecha en la curva de mortalidad en el método de la botella. Tales variaciones deberán ser interpretadas en conjunto con la residualidad (pruebas biológicas de pared).

Hay que considerar que la detección de la resistencia en una prueba no significa necesariamente que el insecticida tratado dejará de ser eficaz sobre el terreno. Por consiguiente, es necesario realizar evaluaciones del efecto epidemiológico para decidir si se requiere un cambio de insecticida.

5. MEDIDAS DISPONIBLES PARA LA PREVENCIÓN Y CONTROL DE LOS FACTORES DE RIESGO DE VECTORES DE MALARIA

Teniendo en cuenta el carácter focal y variable de la transmisión de la malaria en las diferentes regiones eco epidemiológicas existentes en el país y la prioridad que representa la malaria como problema de salud pública en el país para lograr impacto y resultados sostenibles en la dinámica de endemo - epidemias de la enfermedad se requiere aplicar un abordaje real e inteligente del problema de una manera lógica, específica, racional, integral y participativo para lograr un impacto. El presente capítulo presenta una propuesta técnica para un abordaje práctico y flexible que responde y se puede adecuar a las condiciones anotadas

5.1. ASPECTOS GENERALES

La selección de las medidas de intervención utilizadas en la lucha antimalárica son el resultado de un proceso de análisis y comprensión de la dinámica específica y patrones de transmisión de la enfermedad en los focos de transmisión prioritarios de las áreas endémicas de alta transmisión. Desde esta perspectiva, se pueden realizar intervenciones permanentes con énfasis en la prevención y control regular de las causas inmediatas, o factores de riesgo que determinan la transmisión focal endémica del paludismo, y el control oportuno de contingencias ante la aparición de eventos epidémicos cíclicos o estacionales.

Se debe tener en cuenta que todas las medidas de promoción, prevención, vigilancia y control de malaria que se planeen implementar deben ser sensibles a las necesidades percibidas por la población, aceptadas social y culturalmente, con mínimo impacto en el ambiente, costos efectivos, sostenibles, planeadas y ejecutadas con la participación de la población afectada y los diferentes sectores responsables del problema.

5.2. MÉTODOS DE CONTROL DISPONIBLES

En general, los métodos disponibles de control de vectores de malaria son el manejo ambiental, control biológico, protección personal, control químico y control integrado. Una estrategia de control integrado consiste en combinar diferentes métodos de control vectorial disponibles, de manera más eficaz, económica y efectiva, para reducir la transmisión de la malaria.

En el cuadro 6, se describen los métodos de lucha antimaláricos disponibles, según el efecto inicial que se desea obtener con su implementación y el eslabón de la cadena de transmisión que afecta.

Cuadro 6 . Métodos de lucha antimaláricos disponibles

Métodos de reducción del contacto hombre – vector:

Mosquiteros tratados con insecticidas de larga duración, protección de viviendas con el uso de mallas o angeos en puertas, aleros y ventanas, uso ropas adecuadas, repelentes y dispensadores

Métodos dirigidos a la reducción de la densidad de los vectores:

Reducción de criaderos por ordenamiento del medio (drenaje y relleno de charcos y aéreas pantanosas), regulación de márgenes de ríos y lagos; aplicación de larvicidas biológicos (*Bacillus*, reguladores de crecimiento de insectos y peces) y químicos, y rociamiento espacial con insecticidas.

Métodos dirigidos al aumento de la mortalidad de vectores adultos

Rociamiento intradomiciliarios con insecticidas de acción residual y el uso masivo de toldillos insecticidas de larga duración.

5.3. MEDIDAS DE PREVENCIÓN Y CONTROL RUTINARIO Y SOSTENIBLE DE FACTORES DE RIESGO AMBIENTALES PARA MALARIA

Cuando se pretenda impactar la transmisión endémica de la transmisión de la malaria se deben seleccionar, implementar y mantener intervenciones enfocadas a la reducción y eliminación de factores de riesgos o causas inmediatas que determinan y mantienen la transmisión de la enfermedad. Estas se deben aplicar permanentemente para garantizar su sostenibilidad y se deben coordinar los esfuerzos y recursos disponibles a nivel institucional, social e intersectorial.

Un programa de control rutinario debe comprender:

5.3.1. Medidas de manejo del medio ambiente

El manejo del medio representa un reto para los programas locales de control con participación comunitaria, con el cual se pretende la reducir la densidad de los vectores transmisores de malaria. La participación comunitaria en las actividades de prevención y control de factores de riesgo del medio que consiste en acciones para controlar o eliminar los criaderos. Las medidas de manejo del ambiente pueden ser la modificación y la manipulación ambiental.

Modificación ambiental

La modificación ambiental es cualquier transformación física de la tierra, el agua o la vegetación de los habitats de cría de los vectores de malaria para prevenir o eliminar, en forma permanente o largo plazo, su desarrollo.

Cuando se decida utilizar actividades de modificación ambiental se debe considerar la extensión y el número de criaderos, la asesoría técnica de un ingeniero ambiental o supervisor capacitado y con experiencia en la realización de estas acciones, maquinaria necesaria, costos y mantenimiento preventivo y correctivo y recursos disponibles.

Las actividades de mayor impacto en la reducción de los vectores son la eliminación de los sitios de cría mediante relleno o terraplenando de los terrenos inundados, drenaje de charcas, arroyos pequeños originados por aguas lluvias y áreas pantanosas, limpieza y desbroce de márgenes de criaderos. Sus efectos son duraderos, eficientes y eficaces; tienen un efecto favorable sobre el control de enfermedades relacionadas con el agua; propician la participación de la comunidad; no requieren medidas específicas de protección ni insumos importados y tienen un bajo costo de mantenimiento. Entre las desventajas se destaca su alto costo inicial, en el caso de obras de infraestructura a gran escala y requiere mantenimiento y evaluación periódico.

Drenaje

El drenaje está diseñado para remover y disponer del exceso de agua, antes de alcanzar el desarrollo larvario completo para convertirse en vector adulto. Se recomienda drenar cuerpos de agua situados dentro de un radio de 1 a 2 km alrededor de la localidad prioritaria que se va a intervenir. Esta medida se puede realizar teniendo en cuenta la extensión de la cobertura del agua, topografía y textura del suelo, clima y localización de las viviendas, las cuales se pueden realizar mediante la construcción de zanjas, diques abiertos, drenaje del subsuelo o bombeo del agua de los diferentes criaderos.

Relleno y nivelado

Son las medidas que producen resultados más duraderos y compromiso de la comunidad.

Transformación de los márgenes de los hábitats de cría de vectores de malaria

Esta indicado realizar esta medida en criaderos de mosquitos como canales de irrigación, márgenes de ríos y cuerpos de agua que puedan ser accequibles de modificación ambiental.

El mejoramiento y protección de viviendas

Se puede realizar medidas de protección en el hogar mediante el uso de mallas en ventanas, aleros y puertas. Éste es un método eficaz si se ejecuta y se mantiene adecuadamente. Sigue siendo casi exclusivamente un método de protección individual y familiar, ya que requiere una inversión alta y tiene costos altos de atención y mantenimiento.

Manipulación ambiental

Consiste en cualquier actividad planificada y dirigida en forma repetida a producir condiciones desfavorables para reproducción y sobrevivencia de los vectores en sus hábitats para disminuir la densidad de vectores pero sin eliminarla del todo. Estos cambios son temporales y reversibles con mínimos efectos sobre el medio ambiente. Se incluye el manejo de los niveles de agua, inundación o desecación, irrigación intermitente, cambios de salinidad del agua, manejo y remoción de la vegetación y la sombra de los criaderos.

Otras medidas que podrían utilizarse son las modificaciones del flujo de agua, control de la vegetación acuática y la restricción del uso de tierras las cuales tienen un efecto duradero, alto impacto en factores de riesgo relacionados con enfermedades hídricas y bajo costo de mantenimiento.

5.3.2. Control biológico de formas inmaduras de vectores de malaria

Los enemigos naturales más conocidos de las formas inmaduras de los vectores de *Anopheles sp.* son algunas especies de peces, nemátodos e insectos acuáticos.

Peces larvivoros

Los peces larvivoros fueron los primeros agentes de control biológico empleados para el control de mosquitos. Las especies de peces que pueden ser candidatos para realizar control biológico deben reunir las siguientes características: preferencia de alimentación por larvas de mosquitos, en lugar de otro tipo de alimento disponible en sus hábitats; tamaño preferiblemente pequeño, lo cual les facilita el acceso a aguas poco profundas y penetrar en la vegetación; alta tasa de reproducción; tolerancia a la contaminación; salinidad; fluctuaciones de temperatura y ser propios de la región en donde se usarán para el control larvario.

Entre las numerosas especies de peces que se han evaluado en cuanto a su eficiencia para controlar a las larvas de mosquitos vectores de enfermedades, las más exitosas son las del pez mosquito, *Gambusia affinis* y *Gupis Poecilia reticulata*. Su uso ofrece ventajas como que en ambientes adecuados los peces pueden establecerse por sí solos y ser método de control larvario auto sostenible, con bajos costos de introducción y mantenimiento, no se requieren equipos caros para su aplicación, inocuos para el ambiente y dejan el agua apropiada para consumo.

Entre las desventajas se cuentan la no aceptabilidad cultural de esta medida por parte de algunas comunidades; su efectividad está condicionada a su capacidad de auto-establecimiento; no garantiza un control total de las larvas; control larvario con peces es lento, ya que toma de 1 a 2 meses, y no se recomienda cuando se requieren resultados inmediatos, y son difíciles de transportar hasta los sitios de cría.

Nemátodos

Los nemátodos son entomopatógenos que demuestran eficacia para el control de larvas de mosquitos en condiciones de laboratorio y de campo. Las especies más conocidas y probadas como agentes de control son *Romanomermisculicivora* y *R. iyengari*. Tienen la ventaja que pueden permanecer por varias generaciones en el medio donde se liberaron debido a que se reciclan y mantienen un control biológico en el mediano plazo. Las desventajas de este método es que al ser parásitos obligados, se producen *in vivo* como agentes de control y utilizan gran cantidad de larvas para su reproducción y al disminuir la disponibilidad de larvas, disminuye su densidad en el criadero.

Copépodos

Los copépodos son entomófagos, depredadores capaces de atacar a las larvas de los mosquitos y devorarlas. Los copépodos son micro-crustáceos cuyos tamaños van de 0.35 a 1.5 mm y se consideran los metazoarios más abundantes del planeta, incluso por encima de los insectos y los nemátodos. Se multiplican con rapidez al introducirlos en hábitats acuáticos, matan a todas las larvas de primeros estadios de mosquitos, se reproducen de forma masiva a muy bajo costo y son fáciles de transportar.

Insectos acuáticos

Algunos insectos acuáticos son entomófagos de otros mosquitos en su fase de larva. Coexisten en el mismo criadero y desempeñan un papel importante en el mantenimiento de sus poblaciones por debajo de los umbrales de transmisión de enfermedades. Los insectos depredadores regulan muchas interacciones bióticas como reducción de la sobre-vivencia y el tamaño de la población de las larvas de mosquitos vectores de *Anopheles* sp. Existe un gran número de especies de insectos que depredan larvas de mosquitos. Sin embargo, entre los cientos de especies registradas, sólo algunas pocas se desarrollan para control biológico. Algunos estudios informan que la presencia de coleópteros (cucarrones), odonatos (libélulas) y otros mosquitos disminuye la cantidad de larvas de los vectores.

Existe gran variedad de larvas de dípteros que depredan a larvas de mosquitos de importancia médica; sin embargo, sólo algunas especies del género *Toxorhynchites* se desarrollan como agentes de control biológico. El género *Toxorhynchites* incluye mosquitos de distribución cosmopolita que no se alimentan de sangre sino de néctar y de otros carbohidratos que toman de las plantas. Las larvas de este mosquito son depredadores de larvas de otros mosquitos, sobre todo vectores del género *Anopheles*.

Control larvario

Un larvicida químico se utiliza para disminuir las poblaciones de mosquitos desde sus fuentes de reproducción. Por lo regular la medida de control larvario, es

complementaria a las medidas de control de adultos y pueden ser sostenibles dependiendo de las características del criadero.

La distribución, tamaño y número de criaderos cambia de manera considerable según las temporadas lluviosas en el año, por lo cual se recomienda mapear todos los cuerpos de agua naturales y artificiales ubicados dentro de un perímetro de al menos 1 km alrededor de la localidad e indicar si los criaderos son positivos con larvas vectoras de malaria, temporales o permanentes.

Se recomienda el uso de larvicidas químicos por ser específicos para larvas y/o pupas de larvas de mosquitos, son menos tóxicos para el ambiente, la vida silvestre y los humanos, presentan menor persistencia en el ambiente, retardan la aparición de resistencia en mosquitos y son costo-efectivos.

Esporádicamente se recomienda el uso de los reguladores de crecimiento de insectos-IGR, se especifica su uso solo en criaderos temporales ocasionados por las lluvias que no puedan ser eliminados o controlados de otra forma y nunca aplicarlos en criaderos naturales, porque impactan no solo sobre la especie blanco sino en todos los invertebrados que se encuentran en el habitat.

Cuadro 7. Larvicidas utilizados en el control de formas inmaduras de *Anopheles*

Larvicida	Formulación	Dosis de I.A
<i>Bacillus sphaericus</i>	WDG	0.15 g/m ²
	CG	2 g/m ²
<i>piriproxifen</i>	GR	5 – 10 g/ha
<i>Difubenzuron</i>	GR	25 – 100 g/ha

Los *Bacillus sphaericus* y *B. thuringiensis*, ofrecen la mejor alternativa para el control de los mosquitos. 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 – OMS, recomienda el uso de estos dos bioinsecticidas, 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 sphaericus

Para que *B. sphaericus*, sea eficaz se deben tener en cuenta factores físico-químicos y bióticos como la temperatura del agua, el pH, la exposición a la luz del sol, la tasa de sedimentación de las esporas, la contaminación del agua, la vegetación, la densidad larvaria, el estadio, etc. Debe ser ingerido para ser tóxica.

Los productos de esta bacteria son más efectivos contra larvas de *Anopheles*, y es casi inofensiva en larvas de *Ae. aegypti*. El reciclaje de esta bacteria ocurre a través de la germinación y el crecimiento de las bacterias en el intestino de la larva, seguido de la formación de nuevas esporas, las cuales se liberan cuando el cadáver de la larva se desintegra, lo que ocasiona un efecto residual prolongado.

Las ventajas de *B. sphaericus* son la especificidad, restringida sólo a las larvas de mosquitos y la capacidad para mantenerse en el hábitat acuático.

Las formulaciones del larvicida pueden ser sólidas, como gránulos, en cuyo caso se aplican sin disolver, o bien en presentación de polvo humectable para disolverse en agua; también se presentan en formulaciones líquidas, que pueden aplicarse sin diluir, como suspensiones, o diluirse en agua. Las de mayor uso son las presentaciones en gránulos (CG) al 7.5% y los gránulos dispersables en agua (WDG).

5.3.3. Uso masivo de toldillos insecticidas de larga duración (TILD)

Los Toldillos Insecticidas de Larga Duración (TILD) son mosquiteros pre tratados con el ingrediente activo incorporado en la fibra, fabricados en fibra de polietileno y poliéster, listos para uso inmediato, los cuales garantizan una persistencia del efecto hasta después de 24 lavadas durante su vida prevista (3-5 años). Es la actualidad una de las medidas de control vectorial más costo efectivas y sostenibles que reducen el contacto hombre – vector y aumenta la mortalidad de vectores adultos cuando se utiliza masivamente para proteger la población expuesta de áreas endémicas de transmisión.

Qué debe aplicarse

Los TILD recomendados y disponibles en el mercado son manufacturados con fibras de poliéster y polietileno, los cuales incorporan en la fibra cuales vienen con diferentes concentraciones de ingredientes activos como permetrina, deltametrina y alfacipermetrina, el cual se va liberando lentamente, a través del uso. El tiempo útil de un toldillo insecticida de larga duración – TILD, depende de la frecuencia del lavado, pero en general es de 20 a 25 lavadas.

Comparados con los toldillos impregnados tienen la ventaja de eliminar la necesidad de realizar re impregnaciones, con lo cual existe ahorro de recursos; evita problemas asociados con el almacenamiento y la manipulación de insecticidas por personas no profesionales y en la comunidad, con lo cual disminuye el uso de insecticidas y se reducen al mínimo los riesgos ambientales causados por el desecho de insecticidas en las masas de agua naturales.

Los TILD tienen igual efectividad que el rociado residual pero resultan ser más costo efectivos por su mayor persistencia y el ahorro de recursos operativos a largo plazo; el área de los mosquiteros necesaria para proteger a una familia es mucho menor que el área de las paredes y del techo de la casa que requeriría

tratamiento si se usa el rociamiento convencional de interiores. Además, el tejido del mosquitero, especialmente si está hecho de fibra sintética, es un mejor sustrato para la retención de un insecticida de acción residual comparado, por ejemplo, con una pared de barro. En lugares donde se ha logrado altas coberturas con el uso de mosquiteros insecticidas de larga duración, se ha observado un efecto masivo que se traduce con frecuencia en una reducción de la densidad, la edad media y la tasa de esporozoítos de la población de *Anopheles sp.*

Se han notificado efectos colaterales transitorios asociados con el uso de mosquiteros tratados. Dichos efectos incluyen picazón de la piel, ardor en los ojos, irritación nasal y estornudos, y ocurren principalmente durante los primeros días después del tratamiento de los mosquiteros, pero la mayoría duran menos de 24 horas. El control de la calidad es esencial para lograr su seguridad y la actividad insecticida esperada

En algunas comunidades es probable encontrar barreras que influyen en la aceptabilidad cultural del uso de los toldillos tratados debido a condiciones climáticas desfavorables, como humedad y temperaturas altas y poco viento, en cuyo caso cualquier pequeña reducción de la ventilación puede hacerse insoportable. Por esta razón, es muy importante determinar si éstos van a ser aceptables y, si no los van hacer, si las objeciones contra ellos se pueden superar mediante información, educación y comunicación.

Dónde debe aplicarse

Se recomienda la implementación de una estrategia de uso masivo de TILD en aquellas localidades maláricas endémicas, preferiblemente concentradas, precarias (paredes discontinuas, ventanas sin protecciones, etc.), existe un vector endofagico, aceptabilidad del uso del toldillo y donde se puedan alcanzar coberturas mayores al 80% como medida de protección para la picadura del mosquito en la población. Esto requiere la delimitación de las áreas objeto de la estrategia y la población que se va a proteger. Igualmente, se pueden utilizar como medida complementaria para la protección de población migrante, según los hábitos de picadura de los vectores locales, durante el tiempo en que dichas personas pueden estar expuestas.

Cuándo debe aplicarse

Desde el punto de vista epidemiológico, se debe utilizar TILD en lugares donde la transmisión de la malaria es endémica como una medida de control rutinaria; durante la temporada de transmisión estacional o durante una exacerbación periódica de la transmisión y cuando se detecte el riesgo o el inicio de una epidemia, cuando se requiere máxima protección. Igualmente, su uso se puede considerar en áreas de transmisión como medida de protección, cuando existe una infraestructura para la distribución de los toldillos.

En general, se debe considerar el tiempo requerido para cubrir la zona proyectada, duración del efecto y los criterios epidemiológicos.

Se deben organizar eventos oficiales para promover y demostrar el uso de mosquiteros tratados con insecticida justo antes del comienzo de la temporada de transmisión.

Determinar el mejor método de lavado de los mosquiteros, teniendo en cuenta los efectos de los jabones locales, el uso de agua caliente, las condiciones de secado, la frecuencia de lavado, etc., que debe promoverse mediante información, educación y comunicación

Cómo debe aplicarse

La implementación de una estrategia de toldillos insecticidas de larga duración debe comprender los siguientes pasos:

- Definir el área de trabajo
- Caracterización de la localidad
- Censo de población, toldillos y viviendas
- Investigación formativa de conductas y prácticas sobre uso de toldillos
- Identificación de líderes y grupos comunitarios
- Reuniones de concertación y promoción de la estrategia
- Concertación y definición de planes operativos
- Promoción e implementación de planes con participación social
- Levantamiento de línea de base entomológica
- Monitoreo entomológico, epidemiológico y uso de los TILD
- Evaluación y ajuste

5.3.4. Medidas de protección personal

Las medidas de protección individual se recomienda el uso de ropa protectora, como camisa manga larga y pantalón; uso de repelentes y toldillos. Los repelentes pueden aplicarse directamente en la piel (como crema, loción o aerosol) o en las prendas de vestir. El uso de repelentes también es sólo una medida de protección individual que puede recomendarse como complemento del uso de mosquiteros y métodos de protección en el hogar, que deben usar las personas después del anochecer antes de acostarse bajo el mosquitero o las personas que tienen que quedarse al aire libre durante parte de la noche.

Otras medidas, son los dispensadores de insecticidas fumigantes se usan ampliamente para la protección individual, en particular en forma de serpentines fumigantes para mosquitos siempre y cuando estén adecuadamente ubicados para proteger a las personas expuestas, acorde a características de picadura

nocturna de los vectores locales. y, en las zonas urbanas, los dispensadores que se calientan con electricidad.

5.3.5. Diagnostico precoz y tratamiento oportuno, eficaz y seguro

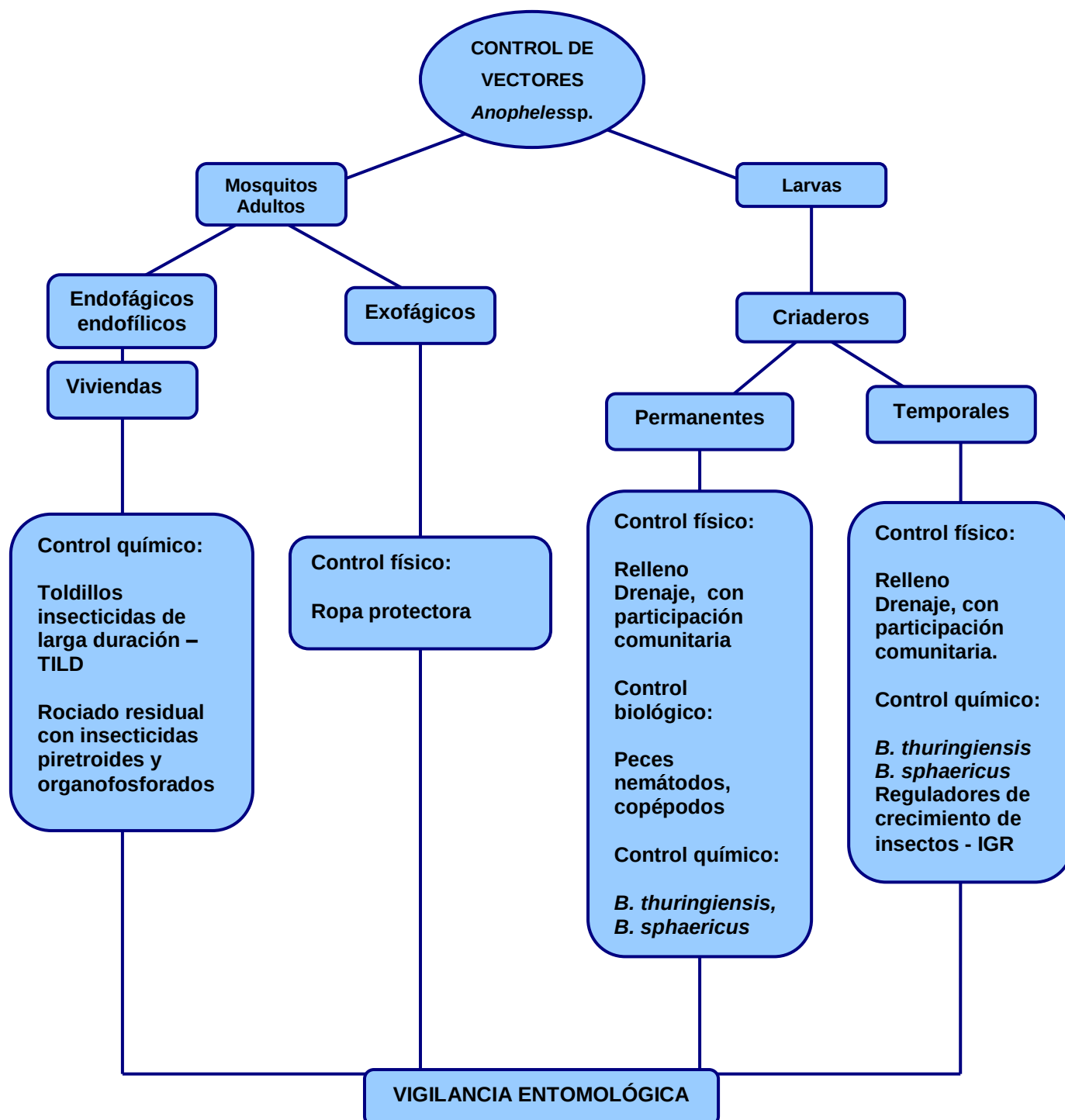
La malaria por ser un problema prioritario de salud pública en algunas regiones y dado que alrededor del 60% de la población rural expuesta que adquiere malaria no tienen afiliación al SGSSS, algunos departamentos financian y mantienen en funcionamiento redes primarias de microscopias. Los LDSP realizan supervisión, control de calidad a los puestos diagnósticos y actividades de capacitación y certificación de microscopistas.

El programa de prevención y control contribuye en el desarrollo de esta actividad con la adquisición y distribución de los medicamentos antimaláricos recomendados para el tratamiento etiológico, según las recomendaciones de las guías de atención clínica integral de la malaria. Las entidades deben garantizar los procesos de gestión pertinentes para garantizar la disponibilidad de medicamentos antimaláricos en los puntos de diagnóstico y la evaluación de uso. En las Direcciones Departamentales y Distritales de Salud se debe establecer una coordinación con las dependencias responsables del tema de prestación y calidad de servicios.

5.3.6. Vigilancia epidemiológica y de laboratorio

Esta es una actividad transversal y continua donde se recopila, tabula y analiza oportunamente la información epidemiológica de la malaria de eventos como morbilidad, mortalidad y complicaciones. Malaria está incluida en el SIVIGILA como evento de notificación obligatoria y se recomienda seguir los lineamientos técnicos para la toma de decisiones incluidas en los protocolos de vigilancia divulgados por el INS:

Figura 3. Algoritmo de acciones de control de los vectores *Anopheles* sp.



5.3.7. Promoción de la salud

Las áreas de apoyo prioritarios en la promoción de la salud son el establecimiento de políticas públicas saludables, crear entornos que apoyen la salud, fortalecer la acción comunitaria, desarrollar habilidades personales y reorientar los servicios sanitarios. Es necesario idear e implementar estrategias básicas de promoción de la salud que requieren abogacía por la salud para crear condiciones sanitarias esenciales y facilitar que todas las personas desarrollen todo su potencial de salud

Abogacía es una combinación de acciones individuales y sociales destinadas a conseguir el compromiso y apoyo político de los grupos decisores de las políticas de salud, aceptación social y apoyo a los sistemas para que un determinado programa se lleve a cabo. Se deben utilizar simultáneamente diferentes estrategias para que sea exitoso el proceso de abogacía. Estas pueden incluir movilización social y abogacía

Abogacía administrativa: Busca obtener apoyo de las autoridades y tomadores de decisiones de la importancia del programa, los costos y beneficios.

Abogacía para definición de políticas públicas: se determina la responsabilidad de las entidades gubernamentales a través de la definición de políticas públicas. Por ejemplo, a través de procesos legislativos se busca la modificación de diseño de casas, de almacenamiento de agua y la disposición final de llantas.

Abogacía regulatoria: crear normas y/o leyes a través de las cuales la legislación es implementada (implementación o actualización de leyes)

Abogacía para el cumplimiento de las regulaciones sanitarias: a través de leyes se hace cumplir las regulaciones sanitarias, por ejemplo, aplicación de multas a personas que continúan con criaderos de mosquitos.

Abogacía de medios: compromete a los medios de comunicación.

Movilización social: es el proceso de reunir a todos los socios intersectoriales, factibles y prácticos, con el propósito de promocionar conductas saludables para la prevención y control individual, familiar, comunitario y social, mediante la ayuda en la prestación de recursos y servicios, y fortalecer la participación comunitaria para la sostenibilidad y autosuficiencia, partiendo de la necesidad de cambiar conductas de riesgo arraigadas desde los individuos, la familia, la comunidad y las instituciones. Por ejemplo, para la realización y sostenibilidad de medidas de manejo del medio se requiere de un esfuerzo individual y comunitario. La movilización social no solo consiste en la transmisión de mensajes a través de comunicación directa y de medios masivos.

En la movilización social se identifican áreas de mutuo acuerdo con la comunidad y se implementan acciones colectivas. Se compromete a las personas a alcanzar una meta a través de su propio esfuerzo. Se deben involucrar diferentes sectores

de la comunidad (tomadores de decisiones, grupos religiosos, comercio, industria, comunidades e individuos). Las estrategias de movilización y comunicación social desarrollan, promocionan y evalúan no solo conocimientos y actitudes sino cambios en comportamiento. .

Colaboración intersectorial

Se debe llevar a cabo colaboración intersectorial entre el sector salud (liderado por el Ministerio de la Protección Social), diferentes entidades públicas como Ministerio de Agricultura, Ambiente, Minas y Energía, Ministerio Educación, Ministerio de Hacienda, Industria y Comercio, Turismo, entidades no gubernamentales (ONG), la comunidad y el sector privado (por ejemplo: la industria de llantas)

5.4. MEDIDAS PARA EL CONTROL OPORTUNO DE LA TRANSMISION EPIDEMICA DE MALARIA

La aparición de eventos accidentales y explosivos como los brotes de malaria requiere medidas de control inmediatas para la eliminación oportuna de la transmisión epidémica con el fin de evitar las complicaciones y la mortalidad por producida por malaria en la población afectada mediante la disminución del contacto hombre vector, reducción de la densidad y longevidad de los mosquitos infectantes. Precisamente, es en este tipo de situaciones cuando esta indicado el rociamiento intradomiciliario con insecticidas de acción residual. Simultáneamente, se deben ampliar e intensificar el uso de TILD, la eliminación de factores ambientales que favorecen los criaderos mediante el manejo del medio y control larvicida, la búsqueda activa de casos y el tratamiento oportuno de los casos detectados, la concertación y negociación de conductas y prácticas mejoradas, movilización y comunicación social, y el monitoreo y evaluación de las actividades. Fundamentadas en la información que suministra permanentemente el sistema vigilancia en salud. Es necesario considerar los requerimientos técnicos y operacionales recomendados para la selección definir el tipo de intervención vectorial más adecuada.

Una reflexión responsable que siempre se debe considerar para hacer un uso racional de los insecticidas disponibles es tener en cuenta los siguientes interrogantes: ¿Que insecticida debe aplicarse? ¿Cuándo debe aplicarse? ¿Dónde debe aplicarse? y ¿Cómo debe aplicarse?

5.4.1. Control químico de formas adultas (adulticida)

Es necesario determinar las condiciones necesarias para el éxito en la utilización de los métodos de control adulticida y larvicida:

- Conocer el estado de susceptibilidad del vector objeto de intervención al insecticida que se piensa utilizar.
- Disponibilidad del producto en una o más formulaciones.
- Considerar en forma prioritaria la seguridad de la población, de los aplicadores, la seguridad en el almacenamiento y transporte los insecticidas y la seguridad del ambiente.
- La asequibilidad para determinar la idoneidad de un insecticida y la elección del método de aplicación.
- La integración de diferentes enfoques y métodos.
- La coordinación e integración de las actividades con otras instituciones, programas o proyectos que realicen acciones similares.
- Las medidas de control vectorial deben aplicarse selectivamente para lo cual deben partir de la aplicación y cumplimiento de criterios epidemiológicos y operacionales claves.
- El adiestramiento y la supervisión de los rociadores y el uso de equipo de alta calidad para la aplicación de insecticidas son esenciales para que la aplicación de los insecticidas sea segura y eficaz, y deben ser objeto de atención especial.
- La información, educación y comunicación revisten la mayor importancia en la orientación y el apoyo de las comunidades, las personas y en el logro de su participación en la planificación, monitoreo y evaluación de las operaciones locales.
- La elección del equipo de aplicación adecuado dependerá del método de control seleccionado, la escala de la operación, el insecticida y la formulación que van a usarse.
- Información y educación sanitaria a las personas que están expuestas a los insecticidas, incluida la orientación sobre las medidas protectoras que deben adoptarse antes de la intervención y durante la misma.
- Realizar un monitoreo habitual en todo operario que pueda haberse expuesto a la contaminación o como parte de programas de salud ocupacional.
- Aplicar y verificar el cumplimiento de las normas establecidas para la eliminación y disposición final de envases y de cualquier insecticida

excedente (decretos 4741/05, 1443/ 04, 16097/ 02 y 693/ 02 del Ministerio de Ambiente).

ROCIAMIENTO RESIDUAL

Consiste en la aplicación de un insecticida en todas las superficies internas de la vivienda, lo que deja una cantidad de ingrediente activo específico que tiene efecto letal residual sobre los mosquitos que reposan en las superficies rociadas. El rociamiento intra domiciliario con insecticidas de acción residual es el tipo de aplicación adulticida más frecuentemente utilizado en nuestro país para el control de brotes de malaria.

Condiciones para realizar un adecuado Rociamiento Residual:

Aparte de la selección de un insecticida eficaz, se deben satisfacer otras condiciones, como las siguientes:

- El vector debe ser preferentemente endófilo. Sin embargo, el rociamiento puede ser eficaz hasta cierto punto contra los vectores que son parcialmente exófilos.
- Las viviendas que se van a intervenir deben tener paredes en las cuales se pueda aplicar el insecticida.
- Las personas deben permanecer en el interior durante la mayor parte del tiempo del período de picadura del vector, aunque, si duermen al aire libre, como en muchas zonas cálidas y áridas, el rociamiento puede ser eficaz si el vector usa las casas como su principal lugar de reposo diurno para el desarrollo de los huevos (exofagia con endofilia).
- La cobertura necesaria debe lograrse antes de la temporada de transmisión y mantenerse durante la misma. Esto es particularmente importante en el control de las epidemias.

Con el propósito de unificar una metodología que facilite el uso racional de insecticidas en el país, el Grupo Técnico del Programa Nacional de ETV adecua para la presente guía, los criterios para guiar la toma de decisiones y procedimientos para el uso racional de insecticidas establecida en algunas publicaciones de WHOPES.

Qué adulticida debe aplicarse

La elección del insecticida y la formulación deben basarse en la sensibilidad de los vectores locales, las características de los diversos compuestos y las formulaciones de los productos disponibles (efecto residual, efecto excito-

repelente, necesidad de uso de dispositivos protectores, seguridad ambiental, etc.) y su costo. La elección del insecticida que va a usarse en el rociamiento de interiores con insecticida de acción residual debe basarse no sólo en la determinación, en la fase de planificación, de la sensibilidad de la población de vectores, sino también en un conocimiento del uso general de los insecticidas en la zona, en particular si hay cultivos extensos de algodón, arroz o de otro tipo que requieren tratamiento de zonas amplias con insecticidas. También sería aconsejable estudiar la historia de cualquier aparición de la resistencia en las zonas vecinas y en las mismas especies de vectores en otras zonas. Los insecticidas utilizados para el rociamiento intradomiciliario con insecticidas de acción residual se describen a continuación.

Cuadro 8. Insecticidas recomendados para el rociamiento intradomiciliario con insecticidas de acción residual para el control de vectores de malaria

Insecticida	Tipo químico	Dosis de i.a., ingrediente activo (mg/m ²)	Residualidad (meses)
Deltametrina	Piretroide sintético	10-25	2-3
Lambdacihalotrina	Piretroide sintético	20-30	3-6
Fenitrotión	Organofosforado	2000	3-6
Etofenprox	Piretroide sintético	100 - 300	3-6

Fuente: WHO/CDT/WHOPES/97.2

Será necesario vigilar los cambios posibles del comportamiento de los vectores mediante trampas de salida y la observación del comportamiento de picadura de seres humanos.

Cuando se va a usar el rociamiento con insecticidas de acción residual, se debe elaborar un plan que garantice el logro de la cobertura necesaria en el período especificado y la disponibilidad de suficientes recursos humanos y materiales para esta finalidad. El rociamiento de las viviendas requiere cobertura coordinada de todas las superficies rociables a intervalos regulares (ciclo de rociamiento). El objetivo es mantener una cobertura alta de todos los lugares potenciales de descanso del vector con la dosis eficaz del insecticida durante todo el período cuando debe controlarse la transmisión.

El rociamiento interior requiere la colaboración continua de la población, que puede fácilmente erosionarse si las personas pierden el convencimiento de la necesidad de la lucha antivectorial. Por ello es esencial mantener contacto activo con la comunidad mediante acciones de información, educación y comunicación.

Existe alguna relación entre la dosificación y el efecto residual, pero este último está lejos de ser directamente proporcional al primero. Las dosis varían considerablemente según los diferentes insecticidas. Todo aumento por encima de la dosis óptima aumenta el riesgo de efectos colaterales inadmisibles.

Dónde debe aplicarse el insecticida

La selección del rociamiento de interiores con insecticida de acción residual como medida de intervención antimalárica requiere la definición de la población que se va a protegerse y las zonas donde la medida debe aplicarse. La situación epidemiológica determinará cuáles zonas deben recibir cobertura total durante un período relativamente largo y cuáles deberán cubrirse sólo si se detectan ciertas señales de alarma, si esto es factible

En las zonas que van a rociarse, el rociamiento de interiores con insecticida de acción residual requiere, en principio, la cobertura de todos los lugares donde el vector pudiera reposar, al menos durante las primeras horas después de alimentarse o mientras busca un cebo, dentro de lo que pueda considerarse una unidad epidemiológica. En esta es donde el vector circula libremente entre varios criaderos y fuentes de sangre necesarias para mantener su población.

Teniendo en mente los objetivos y resultados definidos en el control vectorial y el conocimiento de la bionomía y el comportamiento de picadura y reposo del vector local, se deben definir los lugares que deben rociarse y realizar un reconocimiento geográfico de la zona para que se puedan preparar los mapas y las normas para los rociadores determinando las zonas que van a rociarse.

Se deben mapear o marcar claramente las unidades de intervención, definidas anteriormente, para que los equipos de rociamiento puedan reconocerlas fácilmente. Se deben proporcionar mapas y/o criterios de identificación para guiar a al personal operativo encargado de las operaciones de rociamiento.

Estructuras. Deben seleccionarse los tipos de estructuras que van a rociarse. Como mínimo, éstas deben incluir todas las viviendas donde hay probabilidades de contacto entre los vectores y los seres humanos. A menudo son sólo cobertizos, y constan de nada más que un techo y una o dos paredes incompletas. Se debe decidir si éstas van a rociarse o no. De manera análoga, otras estructuras, como albergues para animales, letrinas, bodegas o retretes, pueden ser lugares importantes de reposo para los mosquitos parcialmente exófilos después de picar. En todos estos casos, será necesario realizar estudios entomológicos para decidir qué contribución potencial a la lucha contra el paludismo podría tener el rociamiento de estas estructuras.

Habitaciones. En principio, se deben rociar todas las habitaciones de una vivienda de seres humanos, en particular las alcobas y otras habitaciones donde las personas puedan reunirse después del anochecer, por ejemplo salas o cocinas. A menudo se observa que las personas se oponen al rociamiento de habitaciones

donde duermen niños pequeños o personas enfermas. Es importante convencer a estas personas de que estas habitaciones deben rociarse, y de que los niños y las personas enfermas deben trasladarse a otro lugar por un tiempo para que pueda llevarse a cabo el rociamiento.

Superficies rociables. Sea cual sea el objetivo de la lucha contra el paludismo (por ejemplo, prevención de epidemias o control de transmisión en zonas endémicas), el rociamiento de interiores con insecticida de acción residual requiere un grado alto de cobertura de los lugares potenciales de reposo, incluidos todas las paredes, techos y muebles. Con frecuencia es necesario el rociamiento de los marcos de las ventanas y de ambos lados de las puertas, ya que pueden ser lugares de reposo temporal para los vectores que entran o salen de una habitación.

Se sabe que algunos vectores reposan en las paredes sólo hasta una altura de 1,5 a 2 m y a veces el rociamiento puede limitarse a estas áreas de las paredes, dejando los techos sin rociar. Sin embargo, los hábitos de los vectores cambian con frecuencia una vez que se aplica el rociamiento. Por esta razón es importante vigilar los hábitos de reposo del vector y cerciorarse de que la limitación del rociamiento a las partes inferiores de las paredes sigue justificada.

Tales restricciones pueden dar como resultado considerables ahorros en los insecticidas y en el tiempo de rociamiento, pero su validez debe comprobarse antes de adoptarse.

Preparación de las casas antes del rociamiento

El rociamiento correcto requiere la preparación cuidadosa de las habitaciones que van a rociarse. En particular todos los alimentos, utensilios de cocina, ropa de cama y prendas de vestir deben protegerse del insecticida sacándolos de la casa antes de empezar el rociamiento; y todos los muebles movibles y todos los muebles colocados contra las paredes deben moverse para que puedan rociarse las paredes y los muebles por todos los lados.

Por consiguiente, es necesario informar a la población con anterioridad la fecha y la hora en que el equipo va a realizar el rociamiento para que la casa esté preparada antes del comienzo de las operaciones.

Cuándo debe aplicarse

Todas las superficies rociables deben estar cubiertas con una dosis eficaz del insecticida durante todo el período en el que la transmisión debe controlarse. La repetición de las operaciones de rociamiento a intervalos regulares se denomina “ciclo de rociamiento”, que se describe como el intervalo entre las repeticiones, por ejemplo, un ciclo de seis meses. Cada rociamiento de todas las casas rociables en una zona durante un período de tiempo se denomina “ronda de rociamiento”. Los requisitos epidemiológicos y el efecto residual de la formulación del insecticida en

las principales superficies rociables determinarán la frecuencia del ciclo de rociamiento.

En las zonas donde hay transmisión estacional, el insecticida seleccionado para uso debe ser eficaz durante el período en el que hay probabilidades de que ocurra transmisión. Las zonas que requieren protección continua deben rociarse regularmente. En éstas, es posible hacer que la ronda de rociamiento dure lo mismo que el ciclo de rociamiento para proporcionar protección continua y mantener a los rociadores empleados a lo largo del año.

El requisito de mantener una cobertura eficaz durante toda la temporada de transmisión implica que el rociamiento de toda la zona que vaya a protegerse esté terminado antes del comienzo de la transmisión (a menudo la estación de lluvias) y que, si el efecto residual del insecticida es insuficiente, la zona debe recibir un segundo rociamiento. Este requisito tiene implicaciones operacionales que deben tenerse en cuenta en particular cuando las operaciones las realizan servicios descentralizados, para lograr la recepción oportuna de suministros y el adiestramiento o la reorientación profesional de los rociadores.

La duración del día de trabajo debe ser adecuada para hacer que la exposición de los rociadores al insecticida se mantenga dentro de los límites permitidos por los requisitos de seguridad. Cuando se usen insecticidas más tóxicos, como los organofosforados, será necesario vigilar la exposición y la contaminación de los trabajadores. Los trabajadores no pueden evitar cierto grado de contaminación al rociar. Por consiguiente es esencial vigilar su exposición cuidadosamente, tomando muestras de sangre para determinar la actividad de la colinesterasa por lo menos cada semana y cuando haya habido cualquier exposición accidental.

Cómo debe aplicarse

La aplicación del rociamiento de interiores con insecticida de acción residual se ha estandarizado durante los 50 últimos años en todo el mundo.

Equipo y mantenimiento

El rociamiento de interiores con insecticida de acción residual requiere la aplicación de una dosis uniforme del insecticida a todas las superficies rociables. La mejor forma de lograr esto es usando bombas de compresión que cumplen con las especificaciones de la OMS. Aunque se ha logrado un rociamiento razonablemente eficaz con bombas de mano sencillas, una dosificación adecuada nunca puede lograrse con aspersores agrícolas, que tienen que bombearse continuamente y no tienen las adecuadas boquillas de ranura en abanico.

Las bombas de compresión manual que se utilicen deben cumplir con las especificaciones técnicas aprobadas por la OMS. La especificación de la OMS (WHO/VBC/89.970) cubre los requisitos de calidad. Estas bombas deben estar equipadas con puntas de boquillas, que produzcan la banda y la descarga de

rociamiento necesarias, y con manómetros o válvulas reguladoras del flujo graduadas para proporcionar la descarga necesaria de aplicación. Las puntas de las boquillas se desgastan muy pronto por las suspensiones de insecticidas aplicadas a alta presión y por consiguiente deben estar hechas de materiales sumamente resistentes (acero endurecido, cerámica, etc.) y se deben examinar con frecuencia para evitar el desperdicio de insecticida o la dosificación irregular (Anexo 12).

El uso seguro de los insecticidas para el rociamiento de interiores con insecticida de acción residual requiere varias precauciones.

Habitantes de las casas rociadas. Como se señaló anteriormente, es esencial quitar o proteger físicamente todos los productos alimenticios y utensilios de cocina, platos y cubiertos. Además, se debe pedir a los habitantes de las casas que no entren en una habitación rociada hasta que se haya secado el rociamiento, y que barran todos los pisos antes de permitir la entrada libre en la casa. Esto es particularmente importante para las familias con niños pequeños o animales domésticos de la casa que pueden tener mayor contacto con el piso.

Rociadores y otro tipo de manipuladores de insecticidas.

El uso de los dispositivos protectores y las prácticas de trabajo seguras son esenciales para evitar o reducir la contaminación de los rociadores, los empaquetadores y los mezcladores del insecticida. Se puede considerar suficiente usar overoles, cascos o sombreros de borde amplio que cubran el cuello del overol, guantes y zapatos o botas, cuyas aberturas deben quedar cubiertas por el pantalón largo del overol.

Los insecticidas más tóxicos o más irritantes requieren dispositivos protectores más complejos, como máscaras, anteojos protectores, visores y respiradores.

Los empaquetadores y los mezcladores corren un riesgo mayor de contaminación y por consiguiente deben usar guantes de goma, máscaras o respiradores, y protegerse los ojos con un visor de plástico transparente adherido al casco. La tendencia actual es que el fabricante suministre los insecticidas en cargas de bomba que vienen llenadas, preferentemente en sobres solubles en agua, que pueden echarse directamente en el tanque de la bomba; en tal caso no se necesitan empaquetadores ni mezcladores.

La preparación de las bombas de rociamiento

Los jefes de brigada deben hacer que se observe un comportamiento sin riesgos y el uso apropiado de dispositivos protectores. Deben conocer los signos tempranos de intoxicación y monitorear a los miembros de su brigada para detectar cualquier signo de intoxicación.

En todo momento es necesario tomar precauciones básicas para prevenir la contaminación innecesaria. En particular:

- Se deben lavar las manos y la cara después de llenar cada carga de la bomba.
- Debe estar prohibido comer, beber y fumar, excepto después de lavarse y antes de iniciar el rociamiento.
- Los operadores no deben estar expuestos al insecticida durante más de 6 horas cada día.
- Los trajes de protección y cascos deben lavarse diariamente, en especial si se han contaminado en gran medida.
- Los operadores deben tomar una ducha al final de cada día de trabajo, en particular cuando han estado trabajando con insecticidas organofosforados.
- Si se usan respiradores, estos deben quedar bien ajustados a la nariz y la boca, deben lavarse y secarse, y se debe cambiar el cartucho diariamente o cuando se obstruya.

Desecho de los envases y de excedentes de insecticidas

Puede ser necesario que los equipos de rociamiento transporten y usen envases de insecticida sobre el terreno. Es posible que usen muchas cargas de la bomba y los envases tengan que lavarse sobre el terreno al terminar el trabajo. Es esencial adherirse estrictamente a las recomendaciones sobre el desecho de los envases y los excedentes de insecticidas. En particular, se usará para cada bomba una carga que ha sido previamente empaquetada en un envase de papel o de plástico.

Es esencial que el contenido de cada envase se vierta completamente en la bomba. Los envases vacíos, después del enjuague triple deben ser recogidos por los supervisores del equipo y llevados a la zona central de almacenamiento para que el personal capacitado los deseche adecuadamente, en conformidad con las normas nacionales sobre el tema.

Es también esencial seguir las recomendaciones para el desecho de los envases metálicos más grandes. Aunque esté permitida la limpieza de los envases de los insecticidas más seguros, la reutilización de los envases siempre es peligrosa. Si éstos se van a reutilizar, el personal adecuadamente adiestrado debe seleccionarlos y limpiarlos.

Problemas operacionales, responsabilidad de las operaciones

El rociamiento de interiores con insecticida de acción residual requiere una cobertura muy alta para ser eficaz, ya que no ofrece protección individual a las personas a menos que constituyan una unidad epidemiológica aislada.

El rociamiento debe ser: a) total (es decir, se deben rociar todas las viviendas); b) completo, es decir, debe cubrir todas las superficies rociables; c) suficiente, es decir, lograr la aplicación uniforme de la dosis necesaria a todas las superficies rociables; y d) regular, lo cual quiere decir que el rociamiento debe repetirse a intervalos regulares para que haya un residuo eficaz durante toda la temporada de transmisión.

La necesidad de cubrir todas las casas requiere que se tenga un conocimiento completo de la geografía de la zona y que los rociadores cubran todas las casas alejadas y las poblaciones dispersas. En general se necesita un reconocimiento geográfico para actualizar los mapas locales y los datos de censo.

El cumplimiento de estas normas requiere una organización disciplinada y competente con operadores adecuadamente equipados y adiestrados, y apoyo logístico eficiente. Tradicionalmente, el rociamiento de interiores con insecticida de acción residual se ha llevado a cabo basándose en el modelo operacional de las campañas de erradicación del paludismo de los años cincuenta y sesenta, que requirió una fuerte organización autónoma y centralizada. En cualquier caso, debe prestarse atención especial a lo siguiente:

- la logística del apoyo, los suministros y la supervisión de las operaciones;
- la planificación de la aplicación regular necesaria del rociamiento de interiores con insecticida de acción residual y el asesoramiento técnico requerido para las operaciones descentralizadas; y
- la responsabilidad de las personas y de la comunidad. Se espera que las operaciones descentralizadas se beneficiarán del control social por parte de la población, siempre que las personas sean conscientes de los beneficios de la lucha contra el paludismo y la necesidad de los rociamientos.

Información y educación sanitarias

Estas constituyen los instrumentos principales para lograr el apoyo necesario para la intervención y son esenciales cuando la ejecución pasa a ser responsabilidad de las autoridades locales o incluso de personas informadas. Las actividades actuales requerirán estrecho contacto con los diferentes participantes para lograr una distribución clara de las responsabilidades y un plan coherente de trabajo.

5.4.2. Medidas complementarias

Otras medidas que se deben realizar en forma simultánea, es promiconar y apoyar el uso masivo de TILD; la eliminación de factores ambientales que favorecen los criaderos mediante el manejo del medio y control larvicida, control biológico, mantener la búsqueda activa de casos y el tratamiento oportuno de los casos detectados, la concertación y negociación de conductas y prácticas mejoradas, movilización y comunicación social, y el monitoreo y evaluación de las actividades

6. PLANEACIÓN, GESTION Y EVALUACION DE INTERVENCIONES PARA LA PREVENCIÓN Y CONTROL DE LA MALARIA

La elaboración del Plan para Gestión de la Prevención y Control de Malaria, requiere una fase de preparación que incluye la participación del equipo multidisciplinario que integran el Grupo Técnico Funcional de ETV, constituido por profesionales de epidemiología, entomología, medicina, bacteriología, expertos en control de vectores, ingeniería ambiental, científicos sociales y comunicadores. Se recomienda que estos por competencia y responsabilidad deben participar en la planeación, ejecución, monitoreo y evaluación del plan. Este proceso se fundamenta en la evidencia epidemiológica, entomológica, parasitológica, social, cultural; recursos financieros, recursos humanos, materiales, equipos, infraestructura tecnológica y logística disponible. Además, siempre se debe considerar y adoptar las directrices y lineamientos políticos y técnicos nacionales establecidos en el Plan Nacional de Salud Pública, la Estrategia de Gestión Integral para la Prevención y Control de Malaria, los Objetivos de Desarrollo del Milenio y la articulación de la Política de Entornos Saludables.

En general, las fases de la programación comprenden una adecuada preparación, justificación, análisis de la situación, definición de objetivos y resultados esperados, selección de alternativas de intervención o estrategias operativas, definición de actividades y tareas, recursos necesarios, costos, responsables, cronograma; planificación de la ejecución, monitoreo y evaluación; elaboración, presentación y aprobación del documento final.

6.1. METODOLOGIA PARA LA PLANEACION EN MALARIA

Con el fin de unificar las diferentes fases requeridas para la realización de un adecuado proceso de planeación, ejecución, monitoreo y evaluación de los planes y proyectos territoriales para la prevención y control de la malaria se recomienda seguir los siguientes etapas:

6.1.1. Análisis de la situación y focalización del problema

Esta fase se puede desarrollar diligenciamiento el cuadro que sintetiza la magnitud e importancia del problema del dengue en términos de morbilidad, complicaciones y mortalidad por malaria en el departamento y municipios prioritarios (Anexo 14). Adicionalmente, se puede realizar una focalización y priorización del problema por municipios y localidades de mayor carga, a partir de los resultados del ejercicio de focalización y estratificación de la transmisión del dengue recomendado en el capítulo 3.

Se debe garantizar la disponibilidad información técnica precisa que permita la identificación y descripción de las principales variables epidemiológicas (persona, lugar y tiempo), entomológicas, ambientales, socioeconómicas y culturales que configuran la dinámica, patrones y tipo de transmisión del dengue en los conglomerados priorizados de mayor carga de la enfermedad, la frecuencia y distribución de los principales factores de riesgo que inciden en la transmisión de los conglomerados prioritarios de riesgo, entre otros.

6.1.2. Evaluación de respuesta institucional, sectorial y social

En este ejercicio se trata de responder a la pregunta ¿cuál es la capacidad de respuesta institucional real frente a la magnitud del problema? Para ello se debe diligenciar el registro correspondiente para evaluar los diferentes componentes del programa y cuáles son los más fuertes y débiles (Anexo 15). La ponderación de debilidades y fortalezas nos permite establecer un perfil situacional interno que refleja la verdadera capacidad de respuesta institucional técnico operativa del programa. Adicionalmente, es importante realizar este tipo de análisis en las diferentes instituciones y sectores que participan en el diseño, ejecución y evaluación del plan. Para organizar la gestión con agencias o instancias públicas y privadas responsables con responsabilidad ambiental, políticas agrarias y ocupación de la tierra y obras públicas implicadas en la transmisión de malaria, se propone el levantamiento rutinario de un inventario de tales situaciones y la caracterización eco- epidemiológica como herramienta para movilizar las instancias responsables.

6.1.3. Análisis y toma de las decisiones

El análisis integrado de los pasos anteriores, y sobre todo el conocimiento de la dinámica y patrón de transmisión predominante nos permitirá reflexionar y evidenciar el planteamiento de objetivos y resultados reales. Durante el proceso de toma de decisiones se responden a las siguientes preguntas básicas de planeación: ¿Cómo contribuirá el plan a la solución del problema? ¿Cuál es el Impacto o beneficio que se desea lograr? ¿Qué se quiere conseguir? (Objetivos) ¿Cuándo y dónde? ¿Cómo y de que alternativas dispongo? ¿Son factibles técnicamente? ¿Existe viabilidad? ¿Qué actividades y tareas se deben realizar? ¿Con que recursos? ¿Quiénes lo van realizar, monitorear y evaluar?

Definición de objetivos (fin, propósito, resultados, actividades)

Estos se definen después de un análisis riguroso de la situación, los resultados de la focalización y estratificación del riesgo, las intervenciones disponibles y factibles de realizar según criterios técnicos y operativos, la viabilidad política, los recursos necesarios y las limitaciones.

En el Plan Territorial de Salud Pública debe quedar establecido cual será la contribución de los objetivos y metas establecidos, por el programa durante el periodo programado, para la reducción o eliminación del problema. En este nivel, se evidencia la contribución de los diferentes sectores e instituciones en la solución del problema.

Definir en el propósito o beneficio que se desea lograr al finalizar la ejecución del Plan de Gestión Integrada para la Prevención y Control de la Malaria. Igualmente, establecer qué resultados, actividades y tareas se esperan alcanzar como responsabilidad directa del programa. Esta se puede realizar diligenciando los instrumentos recomendados (Anexos 15 y 16).

6.2 EJECUCION Y MONITOREO

La gestión integral es un proceso que comprende diferentes momentos o fases interrelacionados: diseño, ejecución y evaluación.

La ejecución del plan es la puesta en práctica y el desarrollo de actividades y tareas que han sido programadas para el logro de los fines propuestos. Esta fase requiere la realización de una serie de procesos administrativos de apoyo y la gestión pertinente para garantizar oportunamente la disponibilidad de los recursos e insumos requeridos para llevar a cabo la programación definida.

Antes de iniciar en forma las diferentes actividades y tareas programadas, se recomienda hacer una lista de chequeo que permita verificar: disponibilidad del recursos humano en cantidad y calidad requerida, planes de trabajo específicos, autorizaciones pertinentes, recursos financieros para desplazamiento y mantenimiento, uniformes de trabajo, equipos de protección o seguridad, registros de recolección de información, equipos y materiales de trabajo (equipos de aplicación, kit de entomología, material de recolección de especímenes, equipo de perifoneo, anemómetro, insecticida, materiales de apoyo y otros; logística como vehículo, combustible, peajes, repuestos, lancha, motores fuera de borda, canoas, semovientes y otros.

Una vez se pongan en ejecución las diferentes actividades y tareas programadas se debe iniciar el monitoreo respectivo. Durante su desarrollo se constata que las acciones se realizan según lo programado y se trata de corregir los factores que pueden afectar el normal desenvolvimiento de las mismas.

6.3 EVALUACION DE INTERVENCIONES

Con la evaluación de las intervenciones se pretende asegurar y contar oportunamente de resultados validos y útiles para la toma de decisiones. Se recomienda realizar evaluaciones de proceso, resultados, impacto - efectividad. La evaluación de intervenciones debe ser incorporada como actividad de rutina del

equipo técnico (municipio y nivel intermedio). Se trata especialmente de un análisis de indicadores básicos sobre la ejecución de las actividades y de una evaluación de efectividad basada fundamentalmente en indicadores epidemiológicos, soportados por la información de rutina del sistema de vigilancia.

Estos indicadores nos permitan evaluar cobertura de intervenciones, oportunidad y continuidad de intervenciones, disponibilidad de recurso humano, equipos, insumos y materiales, acciones integradas e integrales, cumplimiento de normas técnicas y de bioseguridad (disponibilidad de normas), participación de actores locales. Costos directos (recursos humanos, viáticos, transportes, equipos, insumos y materiales) e, indirectos (como los derivados de aportes de otras instituciones, ONGs ó comunitarios).

Los indicadores básicos de proceso y resultado se describen en los cuadros 9 y 10.

6.3.1 Evaluación de proceso

Existen una serie de indicadores básicos, recomendados por OMS, que pueden ser utilizados por el programa para evaluar los elementos claves durante en el proceso operativo de las diferentes intervenciones utilizadas en el control vectorial del *Anophelessp.*

Cuadro 9. Indicadores de proceso para evaluar intervenciones básicas

Tipo de intervención	Indicador de proceso
Reducción de fuentes	N° criaderos productivos identificados
	Criaderos eliminados
	Recursos utilizados
	Costos
Tratamiento focal con aplicación de larvicidas	Cobertura
	Persistencia
	Recursos utilizados
	Costos
Tratamiento focal con aplicación de larvicidas	Cobertura
	Persistencia
	Recursos utilizados
	Costos
Rociamiento Espacial	Cobertura
	Zona de influencia
	Recursos utilizados
	Costos

6.3.2 Indicadores de resultados

Se recomienda realizar siempre una evaluación entomológica antes y después de implementar cada una de las diferentes medidas de intervención programadas.

Cuadro 10. Indicadores de resultados para evaluar intervenciones básicas

Tipo de intervención	Indicador de Resultado
Reducción de fuentes	Densidad de mosquitos adultos
	Densidad de larvas
Tratamiento focal con aplicación de larvicidas	Presencia y densidad de larvas
	Densidad de mosquitos
	Sensibilidad de insecticidas
Rociamiento Espacial	Tasa de picadura en humanos
	Densidad de mosquitos adultos
	Tasa de reproducción
	Sensibilidad al insecticida

6.3.3 Evaluación de impacto - efectividad

Mide la contribución de las diferentes medidas de control, la reducción de incidencia, morbilidad, complicaciones y mortalidad. Se trata del análisis juicioso y sistemático del efecto de las intervenciones en el comportamiento de la malaria. Son esencialmente actividades de supervisión y de evaluación de gestión de los equipos responsables por las operaciones en el área. La medición de los siguientes indicadores debe ser rutina de los grupos de epidemiología que a nivel local (municipio y nivel intermedio) apoyan las intervenciones:

Cuadro 11. Indicadores de impacto- efectividad en malaria

• Incidencia de malaria general y específica • Morbilidad por malaria general y específica • Mortalidad por malaria complicada • Letalidad por malaria grave • Brotes de malaria detectados e intervenidos oportunamente • Hospitalizaciones por malaria • Formula parasitaria • Cambios en los grupos de edad afectados; razón de género; casos en embarazadas
--

BIBLIOGRAFÍA

1. Abbott WS. A method for computing the effectiveness of an insecticide. J Econ Entomol 1925;18:265-267.
2. Brochero H, Mejía RJ, Chacón de la Peña RJ, Córdoba F, Palacios J, Arévalo C, et al. Artificial containers: ¿New breeding places for malaria vectors? Abstracts, XVth Internacional Congreso for Tropical Medicine and Malaria. Cartagena, Colombia, August 2000.
3. Bochero H, Quiñones ML. Retos de la entomología médica para la vigilancia en salud pública en Colombia: reflexión para el caso de malaria. Biomédica 2008;28:18-24.
4. Brogdon, WG, and JC McAllister. 1998. Simplification of Adult Mosquito Bioassays through use of time-mortality determinations in glass bottles. J. Am. Mosq. Control Assoc. 14(2):159-164
5. Castillo-Salgado C, Bayona-Celis M. 1990. Uso de la investigación epidemiológica en la conformación de estratos epidemiológicos de riesgo y de la selección de intervenciones de control. Principios de epidemiología para el control de la malaria. OPS, Washington, D.C. Documento OPS/ OMS PNS/ 90-23 (3 – 4).
6. Fleming G. Biología y ecología de los vectores de malaria en las Américas. PNSP/86-72. Washington, D.C.: Organización Panamericana de la Salud; 1986.
7. Forattini O. Entomología médica. Vol. I. Sao Pablo: Brasil, Faculdade de Saúde Pública; 1962.
8. Food and Agriculture Organization of United Nations [FAO]. Report of the Joint Meeting of the FAO Panel Experts on Pesticide Residues in Food and the Environment and the WHO Expert Group on Pesticide Residues. FAO Plant Production and Protection Paper 84. Rome, Italy. 1987.
9. Frederickson E. Bionomía y control de *Anopheles albimanus*. Cuaderno Técnico No. 43. Washington D.C.: Organización Panamericana de la Salud; 1993.
10. Fundacao Nacional de Saúde [FUNASA]. Controle de vetores. Procedimentos de Segurança. Brasil, Ministério de Saúde,. Fundação Nacional de Saúde 2001: Brasil. 204 p.

11. GIFAP, Groupment International des Associations Nationales de Fabricants de Produits Agrochimiques. 1990. Normas para la protección personal al usarse plaguicidas en climas cálidos.
12. GIFAP, Groupment International des Associations Nationales de Fabricants de Produits Agrochimiques. 1983. Normas para el empleo seguro y eficaz de los plaguicidas.
13. González R, Carrejo N. Grupo de Investigaciones Biológicas. Facultad de Ciencias. Departamento de Biología. Universidad del Valle.
14. www.entomologia.univalle.edu.co/web/anophelescolombia.htm
15. Ministerio de la Protección Social, Dirección General de Salud Pública. Grupo de Ambiente y E.T.V. "Situación epidemiológica de la malaria en Colombia" Bogotá, D.C., 2010.
16. Ministerio de la Protección Social. Dirección General de Salud pública: Grupo Salud Ambiental, Programa de Prevención y Control de las Enfermedades Transmitidas por Vectores (ETV) "Estrategia de gestión integral para la prevención y Control de la malaria en Colombia 2006 – 2010". Bogotá, 2006.
17. Moquillaza JA, Calderón G. Manual de conocimientos básicos sobre plaguicidas, métodos de control vectorial y uso adecuado de equipos. Ecuador, Ministerio de Salud, Ecuador 2006: 199 p.
18. Mancheno M, Kroeger A, Ordóñez-González J. No más problemas de salud causados por insectos. Manuel técnico para el control de la malaria, dengue, chagas, leishmaniosis y oncocercosis. México, Editorial Pax 2001:264.
19. Najera JA, Zaim M. Criterios para guiar la toma de decisiones y procedimientos para el uso sensato de insecticidas. Document WHO/CDS/WHOPES/2002.5, World Health Organization. Geneva, Switzerland. 2002.
20. Nájera JA, Zaim M. Malaria vector control. Insecticides for indoor residual spraying. WHO/CDS/WHOPES/2001.3. 2001:94 p.
21. National Center for infectious Diseases CDC Atlanta, USA. Evaluating mosquitoes for insecticide resistance.
22. OPS/OMS. 1991. Estratificación epidemiológica de la malaria en la Región de las Américas. Boletín Epidemiológico de la Organización Panamericana de la Salud. 12(4)1-7.

23. OPS/ OMS. Estrategia para racionalizar la toma de decisiones en el control de vectores de malaria en Amazonía. Documento de trabajo. RAVREDA/AMI, 2006.
24. OPS/OMS, Programa de Investigación de Malaria, Curso básico de malariología. Bogotá. 1956.
25. OPS/OMS, El control de las enfermedades transmisibles en el hombre. Informe oficial, 1975.
26. OPS/OMS, INSP, PNUMA, Global Environment Facility. Manual para la vigilancia y el control del paludismo en Mesoamérica. México, 2008.
27. Olano V, Carrasquilla G, Mendez F. Transmisión de la malaria urbana en Buenaventura, Colombia: aspectos entomológicos. Rev. Panamer. Salud Pública 1997;1:287.
28. Olano V, Brochero H, Sáenz R, Quiñones M, Molina J. Mapas preliminares de la distribución de especies de *Anopheles* vectores de malaria en Colombia. Biomédica 2001;21:402-8. Selecciones del IQEN. Inf. Epidemiol Nac 2000;5:339-46.
29. Olano VA. Biología y distribución de los vectores de malaria en Colombia. En: Mendoza NM, Nicholls RS, Olano VA, Cortés LJ, editores. Manejo integral de malaria. Santa Fe de Bogotá, D.C.: Instituto Nacional de Salud; 2000.
30. Organización Mundial de la Salud. 1993. Técnicas entomológicas de campo para la lucha antipalúdica. Parte I. Guía del alumno.
31. Organización Panamericana de la Salud – OPS. USAID From de American People. Anexo 11. Procedimientos e indicadores entomológicos para toma de decisiones en control vectorial en malaria en localidades seleccionadas. 2008.
32. Organización Panamericana de la Salud [OPS]. Control selectivo de vectores de malaria: guía para el nivel local de los sistemas de salud. Washington, DC, Organización Panamericana de la Salud 1999: 48 pp. ISBN 92 75 32278 3.
33. Public Health Bayer Environmental Science Journal No. 18.
34. Proyecto Ravreda/AMI. “Estrategia para racionalizar la toma de decisiones en el control de vectores de malaria en los países de la región amazónica”. 2006.
35. Plan Nacional de Desarrollo “Hacia un Estado Comunitario”. Colombia, 2004.
36. Pan American Health Organization. Selective vector control for malaria. Guide to selective vector control (SVC) at the local level, 1999.)

37. Quintana N, Quiñones ML. Hallazgo de *Anopheles albimanus* Wiedemann (Diptera: Culicidae) en la vereda Bocas del municipio de Aguadas, Caldas. Memorias XIII, Congreso colombiano de Parasitología y Medicina Tropical. Biomédica. Volumen 27, suplemento No. 2, Noviembre, 2007. Bogotá, D.C., Colombia.
38. Quiñones M, Suárez M, Fleming G. Distribución y bionomía de los anofelinos de la Costa Pacífica de Colombia. Colombia Médica 1987;18:19.
39. Rozendaal J. Vector control. Methods for by individuals and communities. Geneva: Switzerland: World Health Organization 1997.
40. Rubio-Palis Y, Curtis CF. Evaluation of different methods of catching anopheline mosquitoes in western Venezuela. J Am Mosq Control Assoc 1992;8:261-267.
41. Suárez, M.F., Quiñones, M.L., Fleming, G.A. & Robayo, M.A. Guía introductoria a la morfología de *Anopheles*. Bogotá, Colombia. 1988.
42. Suárez, M.F., Quiñones, M.L. & Robayo, M.A. Clave para la determinación taxonómica de larvas de los principales anofelinos de Colombia. (Doc. Interno S.E.M.). 1988.
43. Suarez, M.F., Quiñones, M.L., Fleming, G.A. & Robayo, M.A. Ministerio de Salud de Colombia. Dirección de Campañas Directas. Grupo de Entomología. Guía gráfica introductoria a la morfología de los mosquitos *Anopheles*. Segunda Versión. Santafé de Bogotá, 19__.
44. Taller para la implementación de la prueba de la botella CDC en la determinación de la resistencia a insecticidas en mosquitos vectores de malaria. Septiembre 2004, Guyamerin, Bolivia.
45. Tropical Diseases. Progress in research. 1.989-1.990. UNDO/World Bank/WHO (TDR) - OMS. 1.991.
46. USAID, CDC & Panamerican Health Organization. Iniciativa Amazónica contra la Malaria (AMI). Estrategia para la toma de decisions en control vectorial en malaria. Documento bajo revisión (Folleto) . Marzo, 2009.
47. Veronesi, R. Enfermedades infecciosas y parasitarias, 1971. Cuarta Edición. Río de Janeiro. Brasil.
48. Villarreal L.I. Fórmula y método para calcular la Densidad Larvaria Relativa. Documento interno del Ministerio de Salud. Unidad Administrativa Especial de Campañas Directas. Bogotá, 1996.

49. Villarreal, L.I., Propuesta: Subsistema de Información Entomológica para el análisis, orientación, y evaluación de las acciones de control de las Enfermedades Transmitidas por Vectores. Instituto Nacional de Salud. Red Nacional de Laboratorios. Laboratorio de Entomología. Contrato 071 de 2008. Bogotá, D.C., diciembre de 2008.
50. Villarreal, L.I., Dirección General de Promoción y prevención. Ministerio de Salud. Documento técnico. Cartilla de Técnicas Entomológicas de campo. Santafé de Bogotá, D.C., 1999.
51. Villarreal, L.I. & Gonzalez, C.J. Larvas de especies vectoras en Colombia. Culicidae (Diptera). Seminario de invertebrados acuáticos y su utilización en estudios ambientales. Sociedad Colombiana de Entomología – SOCOLEN. Universidad Nacional de Colombia. Santa fe de Bogotá, D.C. 1995.
52. Villarreal, L.I., Unidad Administrativa Especial de Campañas Directas. Ministerio de Salud. Documento técnico. Manual de prácticas entomológicas para la promoción, prevención y control de la malaria. Santafé de Bogotá, D.C., 1998.
53. WHOPES. Manual para el Rociado Residual Intradomiciliario. WHO/CDS/WHOPES/GCDPP/2000.3 Rev.1
54. World Health Organization. Guidelines for testing. Mosquito adulticides for indoor residual spraying and treatment of mosquito nets. WHO/CDS/NTD/WHOPES/GCDPP/2006.3
55. World Health Organization [WHO]. Pesticides and their application. For the control of vectors and pests of public health importance. WHO/CDS/NTD/WHOPES/GCDPP/ 2006.1 2006: 104 p.
56. World Health Organization [WHO]. Vector control for malaria and other mosquito-borne diseases. WHO, Technical Report Serie 1995;857: 91 p.
57. World Health Organization [WHO]. (2007.3). Manual for indoor residual spraying. Application of residual sprays for vector control. WHO/CDS/WHOPES/GCDPP/2000.3: Third Edition.
58. World Health Organization [WHO]. Operation manual on the application of insecticides for control of the mosquito vectors of malaria and other diseases. Geneva, World Health Organization, Document WHO/CTD/VDC96.1000Rev1 1996.
59. World Health Organization [WHO]. Test procedures for insecticide resistance monitoring in malaria vectors, bio efficacy and persistence of insecticides on treated surfaces. Document WHO/CDS/CPC/MAL/98.12. Geneva, Switzerland: 60. World Health Organization. 1998.
61. World Health Organization. Roll Back Malaria. Ginebra: OMS; 2000.

ANEXOS

	Página
Anexo 1. Formulario: tasas de picadura intra y peridomicilio	81
Anexo 2. Formulario: Reposo en el intra domicilio	82
Anexo 3. Formulario: descripción de criaderos, densidad larvaria relativa inicial (pretratamiento) y control	83
Anexo 4. Formulario: Densidad larvaria relativa posterior (post-tratamiento) y control	85
Anexo 5. Formulario: Susceptibilidad con método CDC de botella	87
Anexo 6. Formulario: Susceptibilidad con método OMS – papel	88
Anexo 7. Formulario. Pruebas biológicas de pared	89
Anexo 8. Formulario. Pruebas biológicas en toldillos	90
Anexo 9. Metodología para el muestreo de larvas y adultos	91
Anexo 10. Metodología CDC para la evaluación de la resistencia a insecticidas en vectores de malaria en campo	94
Anexo 11. Metodología de la OMS con papeles impregnados para detectar resistencia	100
Anexo 12. Equipo para la aplicación de rociado residual	113
Anexo 13. Aspectos operacionales y condiciones del Rociado Residual	114
Anexo 14. Consolidado de información epidemiológica, entomológica y parasitológica básica	123
Anexo 15. Análisis de capacidad de respuesta y desarrollo institucional del programa para prevención, prevención y control de malaria	124
Anexo 16. Matriz de objetivos, indicadores, medios de verificación y supuestos de la Estrategia de Gestión de la Promoción, Prevención y Control de Malaria	125

Anexo 17a. Plan de actividades y tareas del com ponente de gestión del programa	126
Anexo 17b. Plan de actividades y tareas del componente de Vigilancia del programa	127
Anexo 17c. Plan de actividades y tareas del componente de tratamiento y seguimiento de casos del programa	128
Anexo 17d. Plan de actividades y tareas del componente de control del programa	129
Anexo 17e. Plan de actividades y tareas del componente de promoción y prevención	130

Fuente: INS. SIVIEN.

[illegible]

Fuente: INS. SIVIEN.

Anexo 4. Anexo 4. Formulario: Densidad larvaria relativa posterior (post-tratamiento) y control (Lado B)

SISTEMA NACIONAL DE VIGILANCIA EN SALUD PÚBLICA
SISTEMA DE VIGILANCIA ENTOMOLÓGICA
PATOLOGIA: MALARIA
FORMULARIO MA-9: DENSIDAD LARVARIA RELATIVA (POST-TRATAMIENTO)

CARA B: ACTIVIDADES DE CONTROL REALIZADAS

NÚMERO CRADERO	CONTROL LARVARIO						
	FECHA TRATAMIENTO			TIPO INTERVENCIÓN			
	DÍA	MES	AÑO	<i>B. sphaerius</i> (GRAMOS)	<i>B. thuringiensis</i> (GRAMOS)	CONTROL FÍSICO FOCAL (SI-NO)	CONTROL FÍSICO PERI-FOCAL (SI-NO)

Fuente: INS. SIVIEN.

Anexo 5. Formulario: Susceptibilidad con método CDC de botella

Ministerio de la Protección Social
República de Colombia

SISTEMA NACIONAL DE VIGILANCIA EN SALUD PÚBLICA
SISTEMA DE VIGILANCIA ENTOMOLÓGICA
PATOLOGÍA: MALARIA
FORMULARIO MA-4: SUSCEPTIBILIDAD CON MÉTODO CDC- BOTELLA



DIRECCIÓN DE SALUD DEPARTAMENTAL:

LOCALIDAD/VEREDA:

ÚLTIMO INSECTICIDA SALUD PÚBLICA APLICADO:

DOSIS DIAGNÓSTICA (µg/ml):

Nº. USO BOTELLA:

PRINCIPALMENTE ALIMENTADOS CON:

DEPARTAMENTO:

BARRIO:

INSECTICIDA SALUD PÚBLICA EVALUADO:

FECHA PRUEBA (D-M-A):

FECHA IMPREGNACIÓN BOTELLA (D-M-A):

ORIGEN COLECTA:

TEMPERATURA AMBIENTE °C PRUEBA:

HR % PRUEBA:

TIEMPO LECTURA (MINUTOS):

FECHA PRUEBA (D-M-A):

FECHA IMPREGNACIÓN BOTELLA (D-M-A):

ESPECIE VECTORA:

BOTELLA Nº:

1:

2:

3:

4:

TOTAL EXPUESTOS:

BOTELLA CONTROL:

TIEMPO LECTURA DE BOTELLAS MOSTRADAS (MINUTOS)	BOTELLA 1		BOTELLA 2		BOTELLA 3		BOTELLA 4		BOTELLA CONTROL	
	VIVOS	MUERTOS	VIVOS	MUERTOS	VIVOS	MUERTOS	VIVOS	MUERTOS	VIVOS	MUERTOS
0										
5										
10										
15										
20										
25										
30										
35										
40										
45										
50										
55										
60										

ESPECIE VECTORA:

BOTELLA Nº:

1:

2:

3:

4:

TOTAL EXPUESTOS:

BOTELLA CONTROL:

TO TAL VIVOS:

TO TAL MUERTOS:

% DE MORTALIDAD:

% DE MORTALIDAD DE LA PRUEBA CORREGIDA:

RESPONSABLE: _____

DILIGENCIAR SOLO EL ENTOMÓLOGO

ÁREA: CASERA MUNICIPAL CENTRO POBLADO, RURAL, URBANA

ORIGEN DE COLECTA: HUMANO PROTEGIDO, REPOSO INTRACOMUNITARIO, CEBOS ANIMALES, REPOSO PERIFÉRICO, TRAMPAS, LARVAS, OTROS:

ALIMENTADOS CON: SANGRE ANIMAL, SANGRE HUMANA, AGUA, ALICATORIA, OTRO:

Fuente: INS. SIVIEN.

Anexo 6. Formulario: Susceptibilidad con método OMS – papel



Ministerio de la Protección Social
República de Colombia

SISTEMA NACIONAL DE VIGILANCIA EN SALUD PÚBLICA
SISTEMA DE VIGILANCIA ENTOMOLÓGICA
PATOLOGÍA: MALARIA
FORMULARIO MA-5: SUSCEPTIBILIDAD CON METODO OMS - PAPEL



DIRECCIÓN DE SALUD DEPARTAMENTAL

LOCALIDAD VEREDA

ÚLTIMO INSECTICIDA SALUD PÚBLICA APLICADO

CONCENTRACIÓN %

Nº. USO PAPEL

PRINCIPAL ALIMENTO CON

DEPARTAMENTO

BARRIO

INSECTICIDA SALUD PÚBLICA EVALUADO

FECHA VENCIMIENTO DEL PAPEL (M-A)

ORIGEN COLECTA

TEMPERATURA AMBIENTE °C PRUEBA

MUNICIPIO

AREA

FECHA VENCIMIENTO DEL PAPEL (M-A)

ORIGEN COLECTA

HR. % PRUEBA

TUBO Nº	TUBO 1		TUBO 2		TUBO 3		TUBO 4		TUBO CONTROL	
	VIVOS	MUERTOS	VIVOS	MUERTOS	VIVOS	MUERTOS	VIVOS	MUERTOS	VIVOS	MUERTOS
1										
2										
3										
4										
TOTAL EXPUESTOS										
TUBO CONTROL										

Especie Vectorial: Anopheles		MORTALIDAD ALAS 24 HORAS		TOTAL MOSQUITOS	% DE MORTALIDAD	% MORTALIDAD DE LA PRUEBA CORREGIDA
TUBO Nº	VIVOS	MUERTOS	MUERTOS			
1						
2						
3						
4						
TOTAL EXPUESTOS						
TUBO CONTROL						

ORIGEN DE COLECTA: HUMANO PROTEGIDO, REPOSO INTRADOMILIARIO, CEBEO ANIMAL, REPOSO PERI-ENTRA, TRAUFAS, LARVAS, OTROS.

ALIMENTADOS CON: SANGRE ANIMAL, SANGRE HUMANA, AGUA AZUCARADA, OTRO

AREA: CEBEO MUNICIPAL, CENTRO PUEBLO, RURAL

DILIGENCIAR SOLO EL ENTOMOLOGO

Fuente: INS. SIVIEN.

Anexo 7. Formulario. Pruebas biológicas de pared



Ministerio de la Protección Social
República de Colombia

SISTEMA NACIONAL DE VIGILANCIA EN SALUD PÚBLICA
SISTEMA DE VIGILANCIA ENTOMOLÓGICA
PATOLOGÍA: MALARIA
FORMULARIO MA-6: PRUEBAS BIOLÓGICAS EN PARED



DIRECCIÓN DE SALUD DEPARTAMENTAL

LOCALIDAD/VEREDA

APELLIDO DE LA FAMILIA

TIEMPO EXPOSICIÓN (MINUTOS)

FECHA PRUEBA (D-A-A)

PRINCIPALMENTE ALIMENTADOS CON

DEPARTAMENTO

BARRIO

INSECTICIDA SALUD PÚBLICA APLICADO

No. PRUEBA

HORA DE LA PRUEBA

TEMPERATURA AMBIENTE °C PRUEBA

MUNICIPIO

ÁREA

CONCENTRACIÓN INSECTICIDA %

PARED EVALUADA

ORIGEN COLECTA

HR. % PRUEBA

DETALLE NACIÓN/ANTIGÜEDAD DE LOS MOSQUITOS

CONO	ALTURA DESDE EL PISO (cm)	An.		An.	
		Total	Total	An.	An.
1	50				
2	100				
3	150				
TOTAL MOSQUITOS					
CONO CONTROL					

ESPECIE VECTORIA *Anopheles*

CONO No.	ALTURA DESDE EL PISO (cm)	MORTALIDAD A LAS 24 HORAS		TOTAL MOSQUITOS	% DE MORTALIDAD	% MORTALIDAD DE LA PRUEBA CORREGIDA
		VIVO	MUERTO			
1	50					
2	100					
3	150					
TOTAL EXPUESTOS						
CONO CONTROL						

TABLA AUXILIAR PARA CONTEO DE MOSQUITOS

ALTURA A EVALUAR: <50CM, 50-100CM, 101-150CM, >150CM

PARED EVALUADA: MADERA, CEMENTO, LADRILLO, BAHAREQUE, OTRO

ALIMENTADOS CON: SANGRE ANIMAL, SANGRE HUMANA, AGUA AZÚCARADA, OTRO

ÁREA: CABECERA MUNICIPAL, CENTRO POBLADO, RURAL

ORIGEN DE COLECTA: HUMANO PROTEGIDO, REPOSO INTRA DOMICILIARIO, CERO ANIMAL, REPOSO PERI-EXTRA, TRAMPAS, LARVAS, OTROS.

RESPONSABLE:

DILIGENCIAR SOLO EL ENTOMÓLOGO

Anexo 8. Formulario. Pruebas biológicas en toldillos



Ministerio de la Protección Social
República de Colombia

SISTEMA NACIONAL DE VIGILANCIA EN SALUD PÚBLICA
SISTEMA DE VIGILANCIA ENTOMOLÓGICA
PATOLOGÍA: MALARIA
FORMULARIO MA-7: PRUEBAS BIOLÓGICAS EN TOLDILLO

DIRECCIÓN DE SALUD DEPARTAMENTAL _____

LOCALIDAD ADYERDA _____

APELLIDO DE LA FAMILIA _____

TIEMPO EXPOSICIÓN (MINUTOS) _____

FECHA PRUEBA (D-M-A) _____

PRINCIPALMENTE ALIMENTADOS CON _____

MATERIAL DEL TOLDILLO CONTROL _____

DEPARTAMENTO _____

BARRIO _____

INSECTICIDA DEL TOLDILLO _____

Nº. PRUEBA _____

HORA DE LA PRUEBA _____

TIPO TOLDILLO EVALUADO _____

NÚMERO DE LAVADAS _____

MUNICIPIO _____

AREA _____

DOSIS (MG/M2) _____

FECHA TRATAMIENTO O IMPREGNACIÓN (D-M-A) _____

ORIGEN COLECTA _____

MATERIAL DEL TOLDILLO EVALUADO _____

TEMP. AMBIENTE °C PRUEBA _____

HR. % PRUEBA _____

Nº. DE CASA _____

DOSIS (MG/M2) _____

ORIGEN COLECTA _____

MATERIAL DEL TOLDILLO EVALUADO _____

TEMP. AMBIENTE °C PRUEBA _____

HR. % PRUEBA _____

DETERMINACIÓN TAXONÓMICA DE LOS MOSQUITOS EXPUERTOS POR CONO

CONO	An. _____	An. _____	An. _____
	MUERTO	MUERTO	MUERTO
1			
2			
3			
4			
5			
6			
7			
8			
9			
10			
TOTAL MOSQUITOS			
CONO CONTROL			

ESPECIE VECTORIA *Anopheles* _____

MORTALIDAD A LAS 24 HORAS

CONO Nº.	VIVO	MUERTO	TOTAL MOSQUITOS
1			
2			
3			
4			
5			
6			
7			
8			
9			
10			
TOTAL EXPUERTOS			
CONO CONTROL			

% DE MORTALIDAD _____

% MORTALIDAD DE LA PRUEBA CORREGIDA _____

TABLA AUXILIAR PARA CONTEO DE MOSQUITOS
TIPO TOLDILLO: TRATADO, IMPREGNADO
MATERIAL TOLDILLO: POLIESTER, POLIETILENO, NYLON, ALGODÓN, OTRO
AREA: CABECERA MUNICIPAL, CENTRO POBLADO, RURAL

Anexo 9. Metodología para el muestreo de adultos y larvas

Con la ayuda de la linterna, busque mosquitos en las paredes, techos o tejados. Los mosquitos se deben buscar en los sitios oscuros y tranquilos de la vivienda. Busque ejemplares en cortinas, detrás de los muebles y bajo ellos y en el interior de tiestos y jarrones. Los mosquitos se recolectan con jama o con aspirador bucal de succión.

Los mosquitos pueden presentar comportamientos que aumentan el riesgo de transmisión de las ETV. Si se alimentan o toman sangre del humano se las denomina **antropofílicos**, si prefieren ingresar a la vivienda en busca de las personas para alimentarse se las denomina **endofágicos** y si después de alimentarse permanecen en la vivienda reposando se las denomina **endofílicos**.

Después de alimentarse, los mosquitos hembras permanecen algunos días en reposo digiriendo la sangre, mientras sus huevos se desarrollan y están listos para la **oviposición**.

El lugar donde reposan varía grandemente entre las especies y es de gran importancia, en relación a la selección y diseño de las medidas de control.

Algunas especies pueden permanecer en la vivienda por el periodo completo de su **ciclo gonadotrófico**, otras reposan dentro por unas pocas horas, o hasta la mañana cuando buscan lugares de reposo fuera de la vivienda; también hay otras especies que reposan solo unos minutos, o las que abandonan la vivienda inmediatamente después de la toma de sangre.

Los sitios a muestrear son las viviendas para recolectar adultos y los potenciales criaderos ubicados cerca o dentro de la localidad para recolectar larvas.

Existen varios métodos de recolecta de mosquitos adultos, pero dependiendo del objetivo de búsqueda y del comportamiento de los mosquitos, se puede emplear uno u otro método.

Para recolectar mosquitos *Anophelessp.*, el método de recolecta más efectivo es sobre el humano protegido (camisa manga larga y pantalón); otro método utilizado es el de reposo dentro de la vivienda. Lo ideal es realizar recolectas en las que no se exponga al humano, pero algunas especies de mosquitos no pueden ser recolectadas de otra manera. Los *Anophelessp.*, no se recolectan fácilmente con trampas y se requiere realizar recolectas de mosquitos que aterrizan o se posan a picar sobre un humano protegido, garantizándole al técnico o profesional de entomología el diagnóstico y tratamiento oportuno, en caso de enfermarse por malaria.

El método de recolecta sobre el humano protegido, se emplea para identificar las especies vectoras, determinar su distribución geográfica, calcular las densidades en periodos lluviosos y secos, determinar la capacidad vectorial de las especies incriminadas en la transmisión, describir el comportamiento de los vectores, identificar la orientación trófica y evaluar el impacto de las acciones de control implementadas por las Direcciones Territoriales de Salud.

La exploración de criaderos y la recolecta de larvas y pupas (inmaduros), varían de acuerdo al género y la especie de mosquito. Las larvas y pupas de *Anophelessp.*, se buscan en criaderos naturales, aunque existen excepciones, como la especie *An. albimanus* que se ha adaptado al medio y en algunas ocasiones se encuentra en criaderos artificiales.

Un criadero natural puede ser terrestre o aéreo y tener diferentes tamaños. Los criaderos naturales terrestres son ubicados a ras de suelo y pueden ser grandes como lagunas, jagueyes, o pequeños como cáscaras de coco, huellas de cascos de animales, etc. Los criaderos naturales aéreos son plantas epifitas, parásitas que se adhieren a los árboles.

No todo cúmulo de agua natural es un criadero positivo; se considera un criadero positivo cuando al realizar el muestreo se encuentran larvas de *Anophelessp.* vectoras; se dice que está negativo si no se encuentran larvas vectoras de malaria, y se dice que es potencial si no se encuentran larvas vectoras, pero presenta todas las características para convertirse en un criadero positivo con larvas de *Anophelessp.* vectoras.

La inspección regular de criaderos es una actividad importante en la vigilancia entomológica, porque nos permite identificar los criaderos productivos de las especies vectoras, información útil para definir acciones de control vectorial orientada hacia los inmaduros y reducir infestaciones larvarias.

En vigilancia entomológica se puede realizar muestreo de poblaciones de inmaduros (larvas y pupas) y adultos. En el anexo 6 se incluye el método de recolecta en reposo.

Frecuencia del muestreo en la vigilancia entomológica

La frecuencia de las visitas a la localidad está sujeta al tipo y número de intervención realizadas durante el año.

Se priorizan anualmente 2 o 3 localidades de estudio, según la capacidad operativa de la UBE, para realizar la vigilancia entomológica, se debe realizar previamente el levantamiento de la línea de base entomológica, en lo posible antes de iniciar las acciones de control y para mantener actualizado el mapa vectorial.

De acuerdo a la estrategia para la toma de decisiones en control vectorial de malaria, RAVREDA, para levantar la línea de base, se deben visitar en total 6 casas; las mismas 2 casas por noche, durante 3 noches, con horas de trabajo nocturno de 12 horas de 6 pm a 6 am, en dos jornadas de 6 pm a 12 pm y de 12 pm a las 6 am. Se deben realizar recolectas de mosquitos sobre el humano protegido en el intra y peridomicilio de manera simultánea; las actividades pueden desarrollarse durante por lo menos 3 días (consecutivos preferiblemente o día de por medio) de trabajo en la localidad.

Posterior a las intervenciones de control las horas de trabajo para recolecta de mosquitos se realizan en la noche, cuatro levantamiento anuales (1 cada 3 meses o 2 levantamientos en época seca y 2 en época lluviosa), en las horas de mayor actividad de picadura.

Durante cada hora de recolecta se alternan los técnicos cada 50 minutos de trabajo, donde el colector que estaba en el peridomicilio pasa al intradomicilio y viceversa. Durante los 10 minutos se descansa de la exposición a la picadura, se cuentan y guardan los mosquitos recolectados en los vasos y neveras de transporte.

La actividad de observación y recolecta de mosquitos en reposo es una actividad opcional de desarrollo, a no ser que se cuente con un equipo humano bien entrenado. Para la recolecta de los mosquitos en reposo se revisan las paredes internas de la vivienda con ayuda de una linterna. Se recomienda que en la vivienda donde se realice la búsqueda y recolecta de mosquitos en reposo no se realice de manera simultánea la recolecta de mosquitos sobre el humano, porque puede alterar los resultados y generar sesgos. La inspección de la vivienda para esta actividad deberá hacerse en las horas identificadas de mayor actividad en días diferentes a los empleados para recolecta sobre humano protegido.

Durante el día se realiza el recorrido dentro de la localidad para buscar posibles sitios de cría del vector. Los criaderos vectores de *Anophelessp.*, previamente identificados deben ser intervenidos y evaluados posteriormente. No se justifica la intervención de cúmulos de agua natural que no contienen larvas vectoras de *Anophelessp.*

La frecuencia del muestreo de criaderos está sujeta a la intervención realizada, posterior a la caracterización del criadero. Si este no es intervenido no se realiza ningún seguimiento y si se interviene con *Bacillus sp.*, las mediciones de densidad larvaria relativa se realizarán dependiendo de las características del criadero y de la residualidad del producto en el medio. Se recomienda el monitoreo a las 72 horas, 8 días, 15 días, 1 mes, 2 meses y 3 meses.

Anexo 10. Método de la OMS con papeles impregnados para detectar resistencia

Tras varios años de rociamientos con el mismo insecticida, los mosquitos y otros insectos pueden desarrollar la capacidad de sobrevivir en contacto con uno o más insecticidas. La resistencia al insecticida puede aparecer con mayor o menor rapidez y presentar varios grados de intensidad, hasta ser incluso total.

Es importante saber en qué momento se desarrolla la resistencia en una o más especies vectoras ya que el resultado puede ser la pérdida de la eficacia del insecticida en las operaciones de control de la transmisión de la malaria.

Es posible medir tanto la resistencia que se está desarrollando como la que ya se ha establecido, dato que puede servir para decidir si es necesario interrumpir los rociamientos o cambiar de insecticida.

Objetivo método

Detectar la presencia de especímenes resistentes en una población de insectos tan pronto como sea posible, para que se hagan a tiempo los planes alternativos para manejar la situación cuando el insecticida en cuestión ya no produce el efecto deseado.

Observaciones

Las pruebas de susceptibilidad no tienen la finalidad y ni pueden evaluar la efectividad de los insecticidas, tan solo *“determinan el grado de susceptibilidad de los mosquitos normales de la especie considerada”*.

Uso de la concentración = tiempo de exposición = diagnóstica

Las pruebas deben ser hechas periódicamente con por lo menos 75 mosquitos y preferiblemente con 100. Se reconoce sin embargo, que puede ser difícil obtener el número suficiente que satisfaga los requisitos estadísticos, especialmente cuando el insecticida es efectivo en reducir los números, o en periodos climáticos cuando se reduce la densidad de mosquitos.

Una alerta de una posible incidencia de resistencia se da cuando regularmente aparecen sobrevivientes en las pruebas con una exposición diagnóstica correctamente seleccionada. Los sobrevivientes ocasionales en tales pruebas pueden deberse a la variación normal. Pero la aparición normal de sobrevivientes en tres pruebas sucesivas constituye una señal de alerta que pide más investigación.

Condición de los mosquitos

A pesar de que haya muy poca diferencia de susceptibilidad entre los sexos, los mosquitos hembras (preferiblemente alimentadas con sangre) deben usarse exclusivamente en las pruebas de campo. Esto se debe a que ellas sobreviven mejor y muestran mortalidades de testigos bajas.

Si los mosquitos son escasos, se permite el uso de una mezcla de hembras alimentadas y no alimentadas si la proporción de cada una es registrada. Los mosquitos pueden recolectarse de localidades rociadas o no rociadas en un área, pero su fuente debe registrarse.

En sitios donde no es posible recolectar un número suficiente de mosquitos adultos para la prueba, los especímenes pueden algunas veces proveerse recolectando estadios inmaduros y criándolos hasta adultos. En algunos casos pueden utilizarse exclusivamente hembras sin una comida de sangre. Ejemplo: aquellas que han emergido recientemente de una recolección de larvas.

Condiciones de la prueba

Los experimentos deben llevarse a cabo fuera, si es posible, en edificaciones libres de contaminación por insecticida y de condiciones extremas de temperatura, humedad, iluminación y viento. El traslado de los insectos a un laboratorio de base, a menudo resulta en mortalidad por causas diferentes del insecticida, esto se verá en una alta mortalidad de los testigos.

Composición del estuche de la prueba

- Tubos plásticos de 125 mm de largo y 44 mm de diámetro: 4 de los cuales (con punto rojo) se usan para exponer los mosquitos al insecticida, 2 (con punto verde) se usan para la exposición sin insecticida y el mantenimiento del testigo y 4 (con punto verde) se usan como tubos de mantenimiento para la clasificación pre-prueba y las observaciones post-observación. Cada tubo está dotado por una malla en uno de los extremos.
- Unidades corredizas, cada una con una tapa rosca en cada lado y con un hueco de 20 mm.
- Hojas de papel limpio (12 X 15 cm) para forrar los tubos de mantenimiento.
- Ganchos de resorte para sostener los papeles en posición contra las paredes del tubo. Los 6 ganchos de acero deben usarse únicamente para los tubos de mantenimiento y los controles de exposición, los 4 de cobre deben usarse para los tubos de exposición con el insecticida.

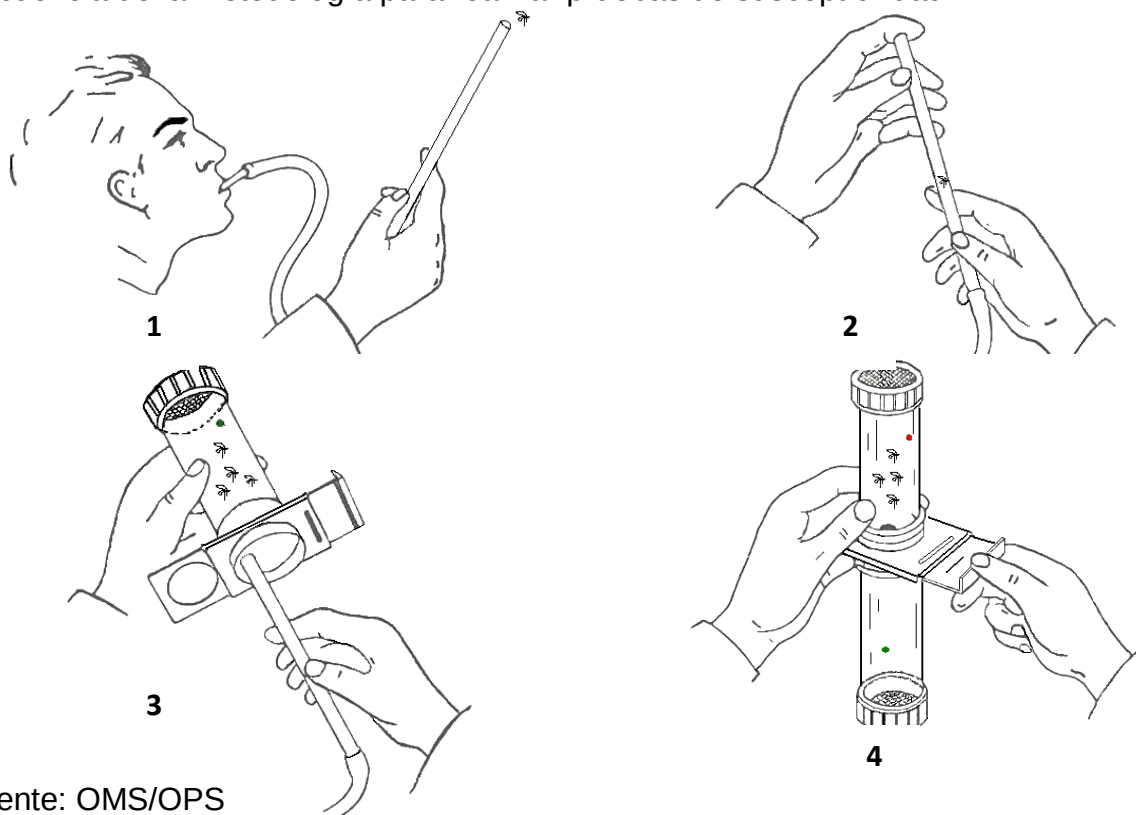
- Tubos aspiradores de vidrio de 12 mm de diámetro interno, junto con 60 cm de entubado y boquillas.
- Un rollo de cinta plástica autoadhesiva.
- Hojas de instrucciones y formatos de informes, más hojas de papel de probabilidad logarítmica para trazar las líneas de regresión, usando los tiempos diferentes con una concentración.

Procedimiento de la prueba

- Dentro de cada uno de los tubos de mantenimiento (punto verde), inserte un pedazo de papel blanco limpio enrollado en forma de cilindro para forrar la pared y sujételo en posición con un gancho de alambre resortado (plateado). Ponga las correderas a los tubos.
- Recoja hasta 100 mosquitos hembras con el aspirador suministrado. El daño que resulta del mal manejo de los mosquitos durante la recolección puede producir altas mortalidades erróneas. Los mosquitos deben ser recolectados en los lotes de no más de 10 y cuidadosamente transferidos a los tubos de mantenimiento a través del hueco de provisión que hay en cada lado, hasta que haya de 15 a 25 mosquitos por tubo.
- Un periodo de mantenimiento de pre-prueba puede ser necesaria para prevenir la inclusión de especímenes dañados en la prueba. Con este propósito los tubos de mantenimiento se ponen parados con la malla hacia arriba por una hora. Al término de este tiempo los insectos dañados se desechan.
- Introduzca en cada uno de los tubos de exposición una hoja de papel impregnado, enrollado en forma de cilindro para forrar las paredes y sujételo en posición con un gancho de alambre resortado dorado. Al enrollar el papel impregnado debe observarse desde fuera del tubo el nombre y la concentración del insecticida.
- Los papeles impregnados con el insecticida y el control deben manipularse en los bordes con especial cuidado de tal forma que se evite tocar el papel con los dedos y en lo posible debe emplearse pinzas.
- Introduzca los mosquitos en el tubo de exposición (punto rojo), al unirlo a la tapa rosca libre en la corredera. La corredera debe ser halada hacia afuera hasta un punto más allá del hueco de provisión, para que ninguna parte de ella obstruya la apertura de los tubos, los mosquitos se soplan suavemente hacia abajo dentro del tubo de exposición, (si es necesario, el botoncito de seguridad en la corredera puede eliminarse para facilitar esta operación), cierre la corredera y quite el tubo de mantenimiento y póngalo aparte.

- Deje los tubos de exposición parados con el lado de la malla hacia arriba, por el periodo de exposición necesario, bajo condiciones de iluminación moderada y humedad adecuada.
- Al final del periodo de exposición requerido, transfiera los mosquitos a los tubos de mantenimiento reversando el procedimiento. Cuando algunos mosquitos han sido derribados durante la exposición, los tubos de exposición deben mantenerse horizontalmente y golpeados suavemente con el dedo para desplazar los insectos de la corredera antes de que esta se quite.
- Ponga el tubo de mantenimiento, abra la corredera y suavemente sopla los mosquitos dentro del tubo de mantenimiento. Cierre la corredera y quite el tubo de exposición. Luego ponga el tubo de exposición de tal forma que se sostenga sobre la corredera y ponga un paño húmedo sobre la malla.
- Guarde los tubos de observación en una nevera de icopor húmeda, cerrada, por 24 horas, donde la temperatura no exceda 30 ° C. La temperatura de la prueba debe ser registrada. Los mosquitos deben ser protegidos de las hormigas al colocar la nevera de icopor en una plataforma dentro de un cubo con agua. Los mosquitos control o testigos se guardan en una nevera diferente a los mosquitos expuestos y aliméntelos con una solución de agua azucarada al 5-10%, empapada en una torunda de algodón.

Secuencia de la metodología para realizar pruebas de susceptibilidad



Fuente: OMS/OPS



Fuente: OMS/OPS

- Los conteos de mortalidad se hacen después de 24 horas. Quite los mosquitos muertos retirando con cuidado la corredera y con cautela moviendo el tubo de lado a lado. Los especímenes afectados que no puedan caminar deben contarse como muertos.
- Como una ayuda al contar los especímenes vivos, estos son punzados con un objeto agudo, o atolondrados con un jalón fuerte del tubo, o estupefactos con cloroformo o éter. Estas sustancias anestésicas no deben tocar el tubo plástico o la tapa ya que son solubles en estos compuestos. Los resultados deben ser registrados.
- Deben hacerse 4 pruebas replicadas, con cada una de las concentraciones diagnósticas y preferiblemente 4 controles con papeles tratados con aceite.
- Las pruebas con mortalidad del testigo con exceso del 20%, a pesar de ser insatisfactorias, deben ser registradas. Una investigación en las causas de la mortalidad del testigo debe hacerse y los pasos necesarios para prevenirlas deben ser tomadas. Una causa posible puede ser la recolección de los mosquitos de viviendas rociadas. En este caso puede ser necesario recolectar especímenes de sitios no rociados, o hacer la prueba con adultos criados de estadios acuáticos.

Cajas de papeles impregnados con insecticidas

INSECTICIDA	CONCENTRACIÓN
DDT	4.0%
Dieldrina	0.4%
Control en aceite de Risella	
Malatión	5.0%
Fenitrotión	1.0%
Propoxur	0.1%
Bendiocarb	0.1%
Control en aceite de Oliva	
Permetrina	0.25%
Deltametrina	0.025%
Lambdacihalotrina	0.1%
Control en aceite de Silicona	

Fuente: OMS/OPS

Resultados de bioensayos método OPS – Papeles impregnados

Los porcentajes de mortalidad deben registrarse en los formatos de informe. Si la mortalidad del testigo es menor del 5%, no se corrige la prueba. Si la mortalidad del testigo está entre el 5% y el 20%, los porcentajes de mortalidad deben ser corregidos por la **fórmula de Abbott**:

$$\frac{\% \text{ mortalidad de la prueba} - \% \text{ de mortalidad del testigo}}{100 - \% \text{ mortalidad del testigo}} \times 100$$

Los resultados obtenidos cuando las mortalidades del testigo exceden del 20% se registran, pero se desecha la prueba.

El formulario con esta información se deben enviar al laboratorio entomológico para su interpretación.

La información sobre la actividad de medición de resistencia o susceptibilidad de los mosquitos *Anopheles* sp., ante los diferentes insecticidas empleados en el programa de control de las ETV se consigna en el formulario de Susceptibilidad con método OMS – Papel. Se presenta el esquema de llenado de la información y se anexa el formato.

Anexo 11. Metodología CDC para la evaluación de la resistencia a insecticidas en vectores de malaria en campo

OBJETIVO

Evaluación biológica del estado de susceptibilidad a insecticidas en vectores de malaria *Anophelesspp* recolectados en campo, siguiendo la metodología de botellas impregnadas propuesta por el Centers for Disease Control and Prevention (CDC, 1998)

ALCANCE

Este documento será utilizado como referencia única para la realización de la técnica de la botella propuesta por el CDC, para la evaluación y vigilancia de susceptibilidad a insecticidas en vectores de malaria (*Anophelesspp*) recolectados en campo.

RESPONSABILIDAD

La implementación y aplicación de esta técnica será responsabilidad del referente de malaria, del referente de la red de vigilancia de resistencia a insecticidas, de los entomólogos departamentales y distritales y del personal calificado del Grupo de Entomología, quienes realizarán las evaluaciones de susceptibilidad, la identificación de los especímenes, el análisis de los resultados obtenidos y la divulgación de los mismos.

CONTENIDO

Definiciones

- **Resistencia:** la resistencia a insecticidas ha sido definida como una característica heredada que otorga una mayor habilidad a una población de insectos de tolerar dosis de un insecticida de tal modo que los individuos resistentes sobreviven a una concentración del compuesto que normalmente sería letal para la especie (OMS, 1992).
- **Anopheles:** es un género de mosquito de la familia *Culicidae* que habita en prácticamente todo el mundo incluyendo Europa, África, Asia, América y Oceanía. Hay aproximadamente 400 especies de *Anopheles*, de las cuales 30 a 40 transmiten cuatro especies diferentes de parásitos del género *Plasmodium*, causantes de la malaria en el humano.
- **Vector de malaria:** mosquito del género *Anopheles* capaz de transmitir parásitos del género *Plasmodium* a un huésped vertebrado.

Condiciones generales

Infraestructura

Requisitos mínimos: Debe existir un espacio limpio y seco, preferiblemente una mesa donde puedan ser ubicadas las botellas para la realización de la prueba; Adicionalmente, es necesario contar con un espacio para el lavado, donde se disponga de agua limpia. El lugar de trabajo no debe estar expuesto directamente a la luz del sol, debe ser sombreado e iluminado, no ventilado. Se debe contar con un refrigerador para el almacenamiento de los insecticidas, en caso de no contar con este recurso se debe garantizar que los insecticidas permanezcan refrigerados en neveras de icopor provistas con pilas de frío hasta el momento de ser utilizados.

Se requiere de profesional calificado con capacitación en Entomología médica. Las evaluaciones biológicas de susceptibilidad a insecticidas por la metodología CDC deben ser realizadas o supervisadas por profesionales de las áreas de la salud o ciencias biológicas con entrenamiento y experiencia en el desarrollo de evaluaciones de susceptibilidad a insecticidas, captura o recolección de material biológico para el desarrollo de la prueba e identificación taxonómica de *Anopheles* spp. El trabajo debe estar acompañado por técnicos de ETV quienes apoyan la recolección del material biológico y el desarrollo de la prueba.

Bioseguridad

Se requieren elementos de seguridad personal mínimos como: Bata, guantes de nitrilo y tapabocas.

Toma e identificación de la muestra

Los mosquitos hembra adultos son capturados con aspiradores bucales utilizando atrayente humano protegido, siguiendo las recomendaciones estándar de la OMS (1975) y del anexo 11 de la estrategia AMI -RAVREDA. Las recolectas se hacen en el intradomicilio o en el peridomicilio de acuerdo a la actividad de picadura reconocida previamente en la zona para el vector. Se deben capturar un total de 300 mosquitos hembra adultos (100 máximo por repetición) del género *Anopheles* con fin de realizar las pruebas necesarias por insecticida (3 repeticiones). Si las densidades en campo de los mosquitos son muy bajas, un total de 100 mosquitos por insecticida es suficiente; sin embargo, es necesario tener en cuenta que en una localidad la diversidad de especies de *Anopheles* puede ser alta y lo ideal es alcanzar esta cantidad de especímenes probados para la especie de interés.

Si en una noche se capturan menos de los especímenes requeridos se pueden mantener vivos con una solución de azúcar al 10% y manteniendo la humedad

dentro de la nevera de icopor hasta el siguiente día cuando se complete el número necesario de especímenes.

Si las densidades de mosquitos adultos son bajas, pero se identifican los criaderos que producen la especie vector de la zona, se pueden realizar recolectas de larvas y mantenerlas hasta lograr emergencia de adultos con los que se pueden realizar las pruebas.

Conservación de la muestra

Los especímenes adultos hembra recolectados en campo deben ser mantenidos en vasos recolectores con una mota de algodón humedecido con una solución de azúcar al 10%, y a su vez estos vasos deben permanecer en termo neveras de icopor manteniendo la humedad y evitando el acceso de las hormigas, hasta la realización de las pruebas.

Si lo que se recolectan son inmaduros, es necesario mantener los especímenes hasta lograr la emergencia, una vez los mosquitos emerjan debe de esperarse de 3 a 5 días para realizar las pruebas. El mantenimiento de los especímenes durante este tiempo se hace con algodón humedecido con una solución de azúcar al 10%.

Materiales y reactivos

Inmaduros:

- Cucharones
- Frascos recolectores de larvas (botellas de plástico, bolsas o frascos de boca ancha)
- Bandejas para mantenimiento de larvas
- Pipetas
- Jaula de mantenimiento de adultos

Adultos:

- Linternas
- Pilas
- Bombillos para las linternas
- Aspirador bucal.
- Vasos de Icopor o vasos recolectores
- Tela tipo muselina
- Algodón
- Ligas de caucho
- Dulce abrigo o bayetilla
- Termo nevera de icopor
- Azúcar

Metodología CDC

- Botellas de cristal limpio de 250 ml con tapón de rosca
- Tijeras
- Cinta adhesiva blanca
- Marcador
- Servilletas
- Papel Kraft
- Parafilm
- Etanol al 96% o a mayor concentración.
- Dosis diagnóstico de los Insecticidas.
- Pipetas de plástico, cristal o jeringas para medir 1ml.
- Termo-higrómetro digital (min-máx.)
- Cronómetro (que pueda contar segundos).
- Mosquitos hembra adultos no alimentados o alimentados únicamente con una solución azucarada al 10% (entre 15 y 25 por botella).
- Formularios nacionales estandarizados para la colecta de datos.
- Jabón neutro
- Isopo o churrusco
- 2 Recipientes plásticos para lavado, uno para las botellas control, otro para las tratadas con insecticida.

Material para almacenamiento de mosquitos

- Viales de 0.5 µl
- Pinzas de acero inoxidable de punta fina
- Silica gel con indicador de humedad
- Bolsas sello pack

Descripción de la técnica

Los bioensayos con botellas son realizados siguiendo el protocolo propuesto por Brogdon y McAllister (1998). Esta metodología permite establecer modificaciones de la susceptibilidad para las poblaciones de *Anopheles* spp recolectadas en el campo y en general para todas las especies de mosquitos. Es una prueba que mide el tiempo que tarda en intoxicarse un mosquito adulto expuesto a una dosis determinada de insecticida (generalmente la dosis diagnóstica)

La comparación de las respuestas de las poblaciones de mosquitos permite identificar pérdidas en la susceptibilidad. Una población que presente pérdidas en la susceptibilidad tardará más tiempo en morir cuando es expuesta a la dosis diagnóstica.

Preparación de soluciones

Explicación de la dosis diagnóstica:

La dosis diagnóstica hace referencia a la concentración del insecticida que causa la mortalidad del 100% de los insectos susceptibles en un determinado tiempo. Es el punto de referencia con el cual comparamos todos los otros resultados. Se asume que hay pérdida de susceptibilidad si una proporción significativa de la población en evaluación sobrevive a la dosis diagnóstica, probada y validada con mosquitos susceptibles colectados en el campo.

Las dosis diagnósticas y el tiempo de exposición para cada uno de los insecticidas en *Anophelesspp* fueron definidas previamente en el marco del proyecto “Evaluación de la situación actual de la resistencia a insecticidas en vectores de malaria, dengue y fiebre amarilla urbana en Colombia e iniciación de la Red Nacional de Vigilancia de la Resistencia a Insecticidas” (tabla 1).

Las preparaciones de estas dosis y su distribución son responsabilidad del referente de resistencia del grupo de entomología RNL del Instituto Nacional de Salud.

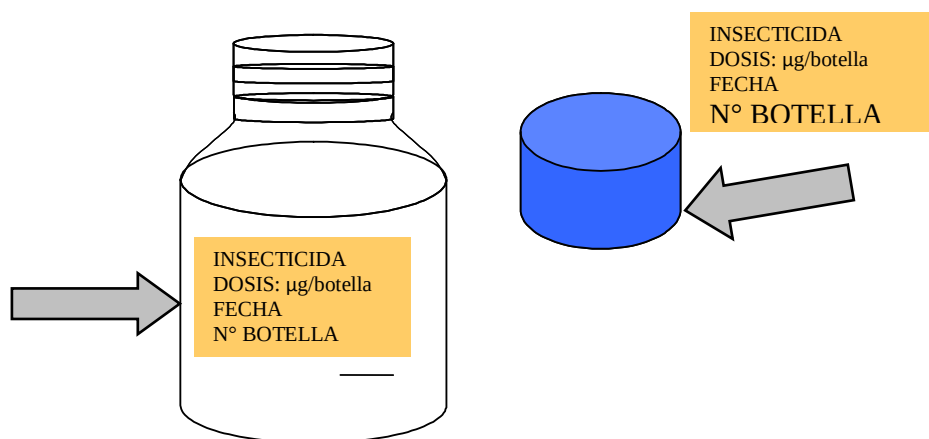
Tabla 1: Dosis diagnósticas para *Anophelesspp* para Colombia.

Grupo Químico	Insecticidas	Dosis diagnóstico (ug/botella)	Tiempo Diagnóstico (min)
Piretroides	Lambdacialotrina	12.5	30
	Deltametrina	12.5	30
	Permetrina	12.5	30
	Ciflutrina	12.5	30
	Etofenprox	6	30
Organoclorado	DDT	100	45
Organofosforados	Malatión	50	30
	Fenitrotión	50	45
	Pirimifos-metil	50	30
Carbamatos	Propoxur	10	15
	Bendiocarb	5	15

Preparación de botellas con insecticida

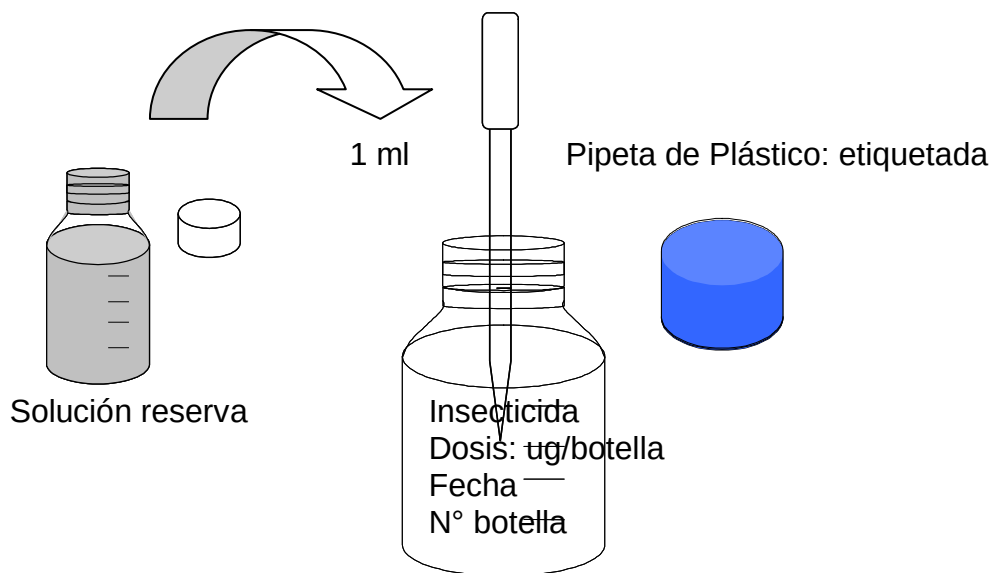
En este momento se deberán emplear los elementos de protección personal como guantes de nitrilo, tapabocas y bata.

1. Asegurarse de que las botellas están limpias y libres de polvo y otros residuos (ver instrucciones para el lavado)
2. Asegurarse de que las botellas estén completamente secas en el momento de la impregnación.
1. Sacar la solución de insecticida que va ser evaluada de la refrigeradora por unos minutos para que llegue a temperatura ambiente y mezclarla por inversión cuidadosamente para que el insecticida esté bien distribuido.
 2. Preparar el número requerido de botellas que necesite impregnar (tenga en cuenta que por prueba se deben impregnar 4 botellas con el insecticida y una como control con el solvente del insecticida, es decir, etanol). Si cualquiera de las botellas está sucia o muestra condensación, debe sustituirse por otra.
 3. Registrar en la botella y en la tapa: el nombre, la concentración (en $\mu\text{g}/\text{botella}$) del insecticida, la fecha de impregnación de la botella y el número de esta.

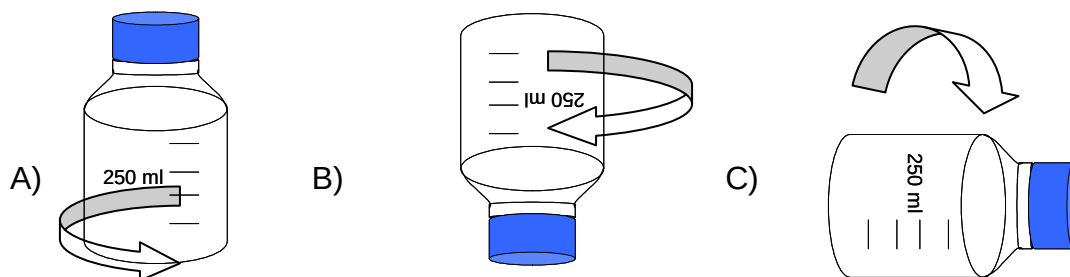


4. Tomar una pipeta de plástico limpia o una jeringa y marcarla con el nombre del insecticida y la concentración de la dosis diagnóstico que va a usar.
5. Con esta pipeta de plástico, tomar 1ml de la solución de dosis diagnóstico y añadirla en la botella. Poner la tapa inmediatamente y continuar añadiendo solución de dosis diagnóstico en cada una de las botellas restantes que van a tratarse.

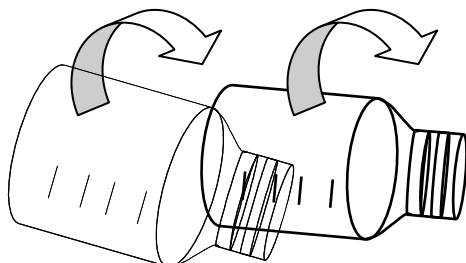
Importante: Se deben usar exclusivamente pipetas individuales para cada dosis y para los controles. Desechar la pipeta y reemplazarla por una nueva si no está seguro de la dosis a la que corresponde. Se pueden usar pipetas desechables o de cristal y jeringas.



1. Preparar la botella control del bioensayo. Colocar 1ml de etanol o acetona grado analítico (dependiendo del solvente del insecticida) en la botella con la pipeta que está marcada como control. Tener cuidado de **NO** contaminar el etanol puro (absoluto) que se usa en los controles.
1. Luego de tener el insecticida en las botellas se debe empezar el proceso de impregnación de las mismas. Primero hacer movimientos circulares con la botella para impregnar la base de estas, luego poner la botella boca abajo para impregnar la superficie interna de la tapa y áreas colindantes (esto incluye el cuello de la botella), luego voltear la botella horizontalmente y distribuir suavemente la solución por las paredes interiores de la misma. Finalmente, hacer rodar la botella sobre una superficie horizontal hacia uno y otro lado.



1. de varios minutos de haber realizado el paso anterior, retirar las tapas de las botellas y continuar rotándolas hasta que todo el etanol se haya evaporado completamente.



2. Interrumpir el proceso para ver si se forma un cúmulo de solución en el fondo de la botella. Si se ve líquido, continuar rotando la botella destapada tanto tiempo como sea necesario. Este proceso puede llegar a tomar 15 o más minutos dependiendo de condiciones tales como temperatura y humedad del sitio donde estamos trabajando.
 3. Dejar durante una noche las botellas abiertas sin las tapas y ubicarlas sobre una superficie limpia para asegurarse que se han secado bien. Cubrir las con papel Kraft o con una tela con el fin de protegerlas de la luz. Las botellas control deben ser almacenadas en iguales condiciones pero separadas de las botellas tratadas para evitar que los vapores de las tratadas las contamine. Lo mismo debe suceder cuando hacemos impregnación de botellas con varios insecticidas simultáneamente, cuando se guarden destapadas hay que asegurarse que no estén mezcladas botellas de diferentes insecticidas puesto que se pueden contaminar con los vapores de unas y otras.
 4. Al día siguiente, asegurarse que las botellas están secas, poner las tapas en las botellas y mantener en un lugar oscuro, seco y fresco (como una caja o armario) hasta que vayan a usarse.
- si se ha usado más de un insecticida o más de una dosis al impregnar las botellas, asegurarse siempre que la tapa corresponde a la misma concentración y al mismo tipo de insecticida que figura en la botella.

La estabilidad del insecticida en la botella se deteriora con el tiempo. Las botellas impregnadas con organofosforados pueden usarse como máximo hasta 2 días después de la impregnación. Las botellas impregnadas con piretroides pueden usarse como máximo hasta 5 días después de la impregnación.

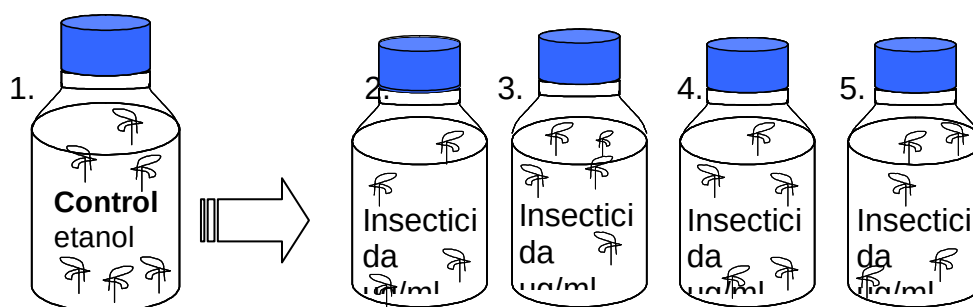
Si se prevé coleccionar un gran número de mosquitos, puede realizar más bioensayos usando las botellas el mismo día. Entre cada prueba se deben dejar las botellas

sin tapar por lo menos media hora para asegurarse que se han secado bien. Cada botella puede usarse máximo 5 veces, siempre y cuando estas permanezcan limpias.

Cualquier humedad o exceso de etanol en las botellas provoca la adhesión de los mosquitos a las superficies de las mismas. Esto provocará sesgos en la interpretación de los resultados de las botellas tratadas o provocar la anulación del experimento si ocurre en las botellas control.

Desarrollo del bioensayo

1. Cada repetición debe consistir en 5 botellas (4 tratadas y 1 control).
2. Poner en línea las botellas con las tapas sin enroscar para facilitar la introducción de los mosquitos. Empezar con la botella control y seguir con las botellas con dosis diagnósticas: de esta manera, se puede evitar la contaminación de la botella control.
3. Aspirar con cuidado un grupo de entre 15 y 25 mosquitos hembra. Todos los mosquitos que incluya no deben estar alimentados con sangre, sólo con una solución de azúcar al 10%. Debe asegurarse que todos los mosquitos usados durante el experimento tienen las mismas condiciones con respecto a este punto.
4. Introducir los mosquitos en la botella soplando con cuidado, colocando la punta del aspirador en la parte central de la botella. Evitar dañar a los mosquitos. Prevenir el escape de los mosquitos cubriendo la boca de la botella y volviendo a poner la tapa rápidamente.



5. El tiempo 0 debe determinarse como el momento en el que los mosquitos se ponen en cada botella.
6. Verificar rápidamente si algunos de los mosquitos murieron en el proceso de la transferencia a la botella. Apuntar este número en el tiempo 0 de los formatos. Debe restar este número del número total de mosquitos al final de la prueba.

7. Comenzar a observar la mortalidad. registrar el número de “muertos” en el formato de colecta de datos sugerido en el sistema de vigilancia entomológica - SIVIEN cada 5 minutos.
8. Cuando las densidades en campo son bajas, es posible que no se tengan suficientes mosquitos para montar cuatro botellas tratadas y un control. En estos casos, lo importante es garantizar una botella control y el resto de mosquitos en una, dos o tres botellas tratadas.

Criterios de Mortalidad: Son mosquitos “muertos”:

- Mosquitos que caen al fondo de la botella.
- Mosquitos con aspecto anormal (alas abiertas, patas retorcidas).
- Mosquitos que no pueden volar.

Evitar usar criterios subjetivos (insectos con afectación del vuelo)

El observar el comportamiento de los mosquitos en la botella control, puede ayudar a recordar cómo es un mosquito sano.

Mientras observa la mortalidad, rotar cuidadosamente la botella (**NO** agitar o golpear la botella). Esta rotación cuidadosa estimulará el vuelo en los mosquitos sanos, mientras que a los mosquitos muertos o intoxicados se les verá resbalando a lo largo de la curvatura de la botella haciéndoles fácilmente reconocibles. Es más fácil contar el número de mosquitos muertos en las primeras lecturas del experimento, y es más fácil contar el número de mosquitos vivos cuando el experimento está finalizando.

Recuerde registrar los datos de humedad y temperatura en los formatos nacionales establecidos en el SIVIEN.

Lavado de las botellas

Enjuagar las botellas con etanol 2 veces (no es esencial, un lavado exhaustivo con jabón y agua es suficiente), agitando las botellas cada vez y renovando el etanol en cada enjuague.

No desechar el etanol con residuos de insecticida por la tubería, recoger en un frasco etiquetado específicamente con el nombre de los desechos y descartar del mismo modo en que las autoridades de salud eliminan los materiales de desecho tóxico.

1. Lavar las botellas con agua tibia y jabón.
2. Dejar las botellas en remojo con agua jabonosa durante una noche.
3. Enjuagar las botellas con agua corriente al menos 10 veces.

4. Dejar las botellas remojando en agua limpia alrededor de una hora.
5. Extraer las botellas y dejar que se sequen completamente al aire en un lugar limpio. Si usted dispone de un horno para cristal, dejar secar 4 horas a temperatura baja.
6. Confirmar que las botellas han sido bien lavadas: Seleccionar aleatoriamente 5 botellas e introducir algunos mosquitos, estos deben continuar vivos 3 horas más tarde. Si los mosquitos caen o mueren, comenzar el proceso de lavado de nuevo con todas las botellas.

Interpretación de los resultados

Si se observa mortalidad entre el 3 – 10 % en el control (con la experiencia este número debe bajar a cero en la mayoría de los casos), es necesario usar la fórmula de Abbott para corregir la mortalidad del tratamiento de estos datos. Si la mortalidad en el control es mayor del 10%, el ensayo debe ignorarse y debe repetirse.

Fórmula de Abbott

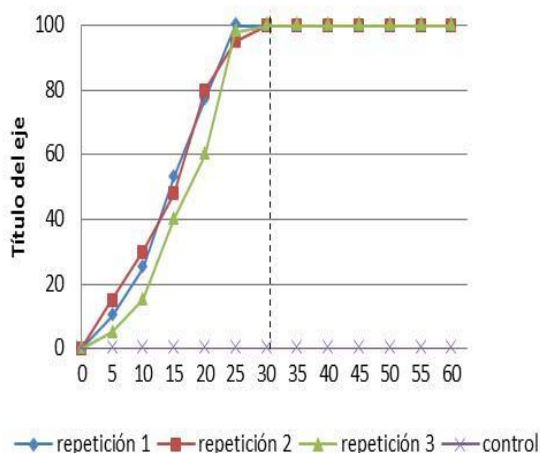
$$\text{Mortalidad del tratamiento corregida} = \frac{(\% \text{ mortalidad del tratamiento} - \% \text{ mortalidad en control})}{(100 - \% \text{ mortalidad en el control})} \times 100$$

Los datos obtenidos en los ensayos de campo deben compararse con los datos obtenidos en la red de vigilancia de resistencia a insecticidas.

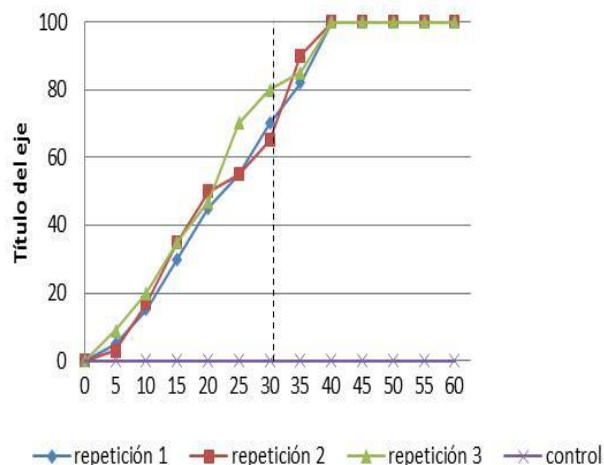
El umbral (o límite) de resistencia para cada insecticida (tabla 1) se visualiza en la gráfica como una línea recta. Los mosquitos que sobreviven a este límite, se consideran como menos susceptibles al insecticida. Si los mosquitos tardan más en morir o intoxicarse es porque el insecticida tarda más tiempo en llegar al lugar blanco, en otras palabras, presentan alguna pérdida de susceptibilidad (Figura 1).

Figura 1. Comparación de poblaciones hipotéticas susceptible y resistente en respuesta a la dosis diagnóstico de del tametrina 12.5 µg/ml.

Población susceptible



Población resistente



Conservación de la muestra

Una vez ha terminado la prueba, los mosquitos deben ser almacenados en viales de 0.5 µl los cuales deben tener un orificio en la tapa para permitir el escape de humedad, estos viales son empacados en bolsas sello pack con silica gel con el fin de conservarlos correctamente para identificación morfológica y en los casos que se requiera identificación molecular. Se deben empacar por separado los mosquitos de cada botella.

Rotulación de la muestras para su procesamiento.

El material debe estar rotulado teniendo en cuenta el insecticida que se evaluó, la dosis

Procesamiento de las muestras Identificación de los *Anophelesspp* empleados en las pruebas.

Los individuos *Anophelesspp* empleados en las pruebas deben ser identificados morfológicamente usando las claves dicotómicas disponibles. En caso que los especímenes hagan parte de complejos de especies o sean de difícil diferenciación morfológica es necesario emplear técnicas moleculares que permitan su confirmación.

Un porcentaje de estos *Anophelesspp* identificados por los entomólogos departamentales o distritales debe ser remitido al Laboratorio de Entomología del INS para control de calidad de la identificación realizada.

Limitación de la técnica:

Los resultados se pueden ver afectados por el vencimiento de los insecticidas o por mal almacenamiento de los mismos.

Emisión de resultados: consignación de estos resultados en el SIVIEN

Exámenes complementarios: No aplica

Anexo 12. Equipo para la aplicación de rociado residual

Los aspersores de compresión, son los que se emplean con mayor frecuencia en la aplicación de tratamientos con insecticidas residuales en viviendas. Funcionan mediante la compresión del depósito por bombeo de aire, lo que hace que el líquido de aspersión entre a la **lanza** y llegue a la **boquilla**.

El **tanque** es un recipiente bajo presión que se comprime y descomprime repetidamente, debe ser lo suficientemente resistente. Normalmente los tanques son cilíndricos y hechos de un material fuerte, generalmente acero inoxidable o polipropileno de una sola pieza.

La **tapa del tanque** deberá estar equipada con un sello contra fugas para mantener la presión del aire. La tapa se abre hacia adentro, usando la presión de aire en el depósito para mantener el sello. El orificio del tanque deberá ser lo suficientemente grande para que se pueda verter el líquido fácilmente sin derrames y para permitir acceso fácil para la limpieza.

Generalmente, el tanque se pone bajo presión mediante una **bomba** manual de émbolo, la que puede estar separada de la tapa en la parte superior del **aspersor**.

Con el fin de trabajar eficientemente, el **aspersor de compresión** deberá tener un espacio de aire adecuado en el tanque. En la práctica esto quiere decir que el aspersor no deberá llenarse demasiado con el insecticida, ya que el aire se comprime al poner el aspersor bajo presión, mediante el bombeo de más aire en un espacio de aire de volumen fijo. En la práctica normalmente el aspersor se llena sin exceder las tres cuartas partes de su capacidad total.

La bomba está formada por un vástago del **émbolo**, con un mango en “T” en un extremo y un sello flexible o ventosa del émbolo en el otro, el que se mueve de arriba a abajo dentro del cilindro de la bomba. En la base del cilindro se encuentra una **válvula** de retención de un solo paso a través de la cual pasa el aire hacia el tanque de aplicación. El mango de la bomba deberá tener un mecanismo de cierre para mantenerlo en posición cuando se termina de bombear.

La mezcla sale del tanque bajo presión, a través de una **manguera** flexible. La manguera está conectada a una **lanza** rígida de aplicación que contiene la **pistola** y finalmente la **boquilla** en el extremo de la lanza.

La pistola controla el encendido y apagado del aspersor, sin fugas ni goteo. Esto se hace mediante una válvula de gatillo accionada por **resorte**: el resorte cierra la válvula al soltar la pistola. Es conveniente usar un filtro en la lanza para evitar que se tape la boquilla.

Ya que el aspersor es un recipiente a presión, se deberá tener varias características de seguridad deberán estar presente, normalmente en la parte superior del aspersor. Estas son:

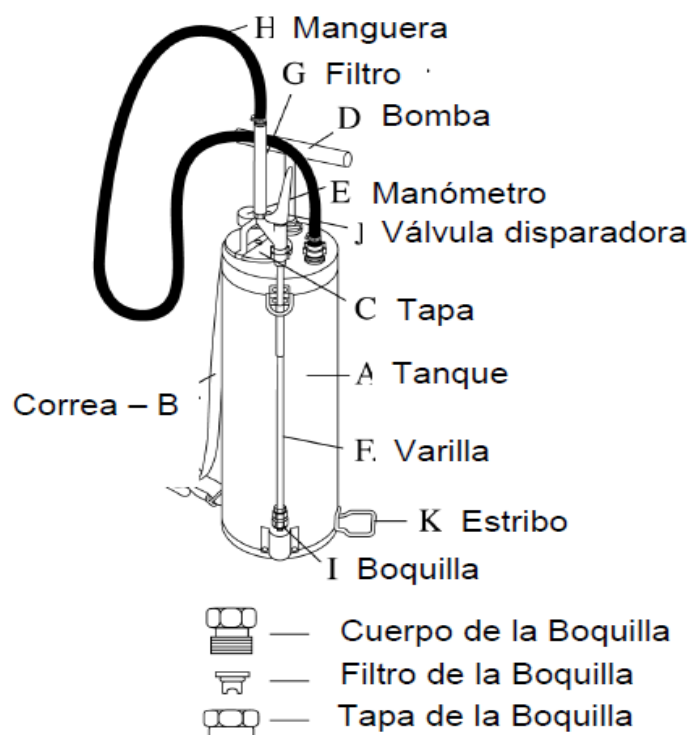
- Un **manómetro** donde se indique claramente la presión normal de trabajo y los valores de sub y sobre compresión. La mejor forma de hacerlo es mediante bandas de color, ya que así es fácil ver si el aspersor está con presión excesiva, lo cual es peligroso.
- Una **válvula de seguridad** que se abrirá automáticamente si la presión aumenta excesivamente.
- Un sistema manual de reducción de la presión para eliminar la presión residual antes de abrir el tanque. La mejor forma de hacerlo es mediante una **válvula discreta**. Sin embargo, algunos aspersores se han diseñado para que este paso se realice cuando el operador abre parcialmente la tapa del tanque hasta escuchar el escape del aire.
- El aspersor también deberá estar equipado con **correas ajustables**. estas deberán ser de un material resistente y no absorbente. Otras características que también podrían estar presentes son un **pedal** para balancear el rociador durante el bombeo y una **portalanza** para evitar que se ensucie o tape la boquilla cuando se deja en el suelo. Ver limpieza del aspersor en el anexo. 18.

El rociado residual se realiza mediante bombas aspersoras de compresión de operación manual Tipo Hudson X-Pert ® de 8 -10 litros, que generan gotas de tamaño de entre 100 y 400 micras.

Las siguientes partes componen la bomba (ver figura 2):

- A. Tanque
- B. Correa
- C. Tapa
- D. Bomba
- E. Manómetro
- F. Varilla
- G. Filtro
- H. Manguera
- I. Boquilla
- J. Válvula disparadora de abrir y cerrar (*on/off*)
- K. Estribo

Figura. Bomba aspersora de compresión manual



Limpieza del aspersor

La limpieza del aspersor o bomba de aplicación, deberá limpiarse SIEMPRE al final de un día de trabajo, o si se cambia de un tipo de producto a otro. NUNCA se deberá dejar lleno con la mezcla usada, ya que esta podría degradarse y las sustancias químicas podrían dañar el equipo.

Cuando se limpie el equipo, es importante que el operario use ropa protectora: al menos una camisa manga larga y pantalones largos, protección ocular, guantes, botas y cuando sea posible, un delantal.

El procedimiento de limpieza es el siguiente:

- Después de aplicar, vacíe el tanque del equipo.
- Llene aproximadamente un cuarto del volumen del tanque con agua. Cierre la tapa y agite, teniendo cuidado de no derramar el líquido.
- Pase parte del agua a través de la boquilla y lanza para asegurarse de que las mangueras, lanza y boquilla estén limpias.

- Vacíe el agua que queda en el tanque en un terreno baldío, lejos de seres humanos, edificios, cultivos, animales y fuentes de agua.
- Repita este proceso con agua y un poco de detergente, si lo tiene, al menos dos veces más.
- Desmonte la pistola, limpie el filtro de la lanza en una cubeta llena de agua. No sople dentro del filtro.
- Desmonte la unidad de la boquilla, nuevamente limpiando el filtro y los componentes de la boquilla en una cubeta llena de agua. No sople dentro de los componentes de la boquilla.
- Limpie la parte exterior del equipo incluyendo las correas. Siempre use paños o esponjas EXCLUSIVAMENTE para ello.
- Vacíe el equipo en un terreno baldío eliminando cuanta agua pueda.
- Guarde el equipo, quite la tapa y cuélguelo boca abajo para que toda el agua escape y deje secar.

Anexo 13. Aspectos operativos y condiciones del rociado residual intradomiciliario

EL rociado residual debe ser: a) total (rociar todas la viviendas), b) completo (cubrir todas las superficies rociables), c) suficiente (asegurar una aplicación uniforme de la dosis requerida de insecticida en todas las superficies rociables) y d) regular (repetir el rociado a intervalos regulares para asegurar que hay efecto residual insecticida durante la transmisión)

Cuando es conveniente aplicar el rociado residual

Es conveniente aplicar el rociado residual en las localidades con transmisión endémica y epidémica, antes que comiencen las lluvias por dos razones principales: a) durante la época de lluvias se dificulta el acceso a las localidades y la implementación de la estrategia, y b) con las lluvias se forman e incrementa el número de criaderos y aumentan las poblaciones de mosquitos.

Cuando no es conveniente aplicar el rociado residual

No es conviene aplicar el rociado residual cuando el estado de las viviendas es muy precario (paredes discontinuas, muchas aberturas en techos, sin puertas ni ventanas, etc.), ya que los mosquitos pueden entrar y salir sin restricciones de las mismas sin reposar en las superficies rociadas, por lo que el rociado no brinda ningún efecto de protección a los moradores de la vivienda ni produce ningún efecto letal sobre los vectores, en estos casos se recomienda los TILD, junto con otras medidas suplementarias.

Frecuencia del rociado residual

La frecuencia del rociado residual está determinada por el efecto residual del producto, el cual viene especificado en la etiqueta. En general, cuando se utilizan insecticidas piretroides, se aplican 2-3 veces al año.

Parámetros para un rociado residual efectivo

Presión de la bomba	25-55 libras/pulgada ² para descargar 760 ml/min
Velocidad de rociado	Debe ser de un metro por cada 2,2 segundos, es decir 4,5 segundos cada pared de 2 metros de alto. Esto equivale a aplicar 40 ml/m ² . Ocho litros = 200 m ²
Distancia de la boquilla a la pared	45 cm, para obtener un ancho ideal del abanico igual a 75 cm (faja rociada).
Traslape	Las fajas rociadas deben superponerse 5 cm, para asegurar que no se dejan espacios sin rociar
Boquilla (Atomizador)	8002-E; produce gotas de 100-400 micras

Preparación de mezclas

La mezcla del insecticida se prepara a partir de las instrucciones dadas por el fabricante. La cantidad (dosis), concentración, residualidad y nivel de riesgo de los productos vienen indicadas por los fabricantes y están establecidas por la WHOPES.

Ejemplo: Calcular la cantidad en ml de un insecticida piretroide comercial 25 SC que se necesita para mezclar con agua en una Bomba Hudson X-Pert® de 8 L de capacidad, para rociar 200 m² de pared a una concentración de 20 mg/m² de ingrediente activo.

$$\text{Cantidad en ml} = \frac{\text{Concentración deseada en pared (mg/m}^2\text{) por número de m}^2\text{ a rociar}}{\text{Concentración del producto en mg/ml}}$$

$$\text{Cantidad en ml de producto} = \frac{20 \text{ (mg/m}^2\text{)} \times 200 \text{ m}^2}{25 \text{ mg/ml}}$$

$$\text{Cantidad en ml de producto} = 160 \text{ ml}$$

Respuesta = Se necesitan 160 ml del producto piretroide comercial 25 SC para mezclar con agua en una bomba X-Pert de 8 litros para rociar 200 m² de pared a una concentración de 20 mg/m².

Ventajas de utilizar un adulticida

- Efecto residual prolongado (4 a 6 meses)
- Localidades donde no se puede utilizar otro tipo de control
- Dos a tres aplicaciones por año
- Uso en los programas de control integrado
- Localidades con alta transmisión
- Son poco tóxicos para los humanos a dosis y concentraciones bajas

Forma de aplicación

Para decidir qué tipo de aplicación se debe realizar, es importante conocer la situación de la transmisión de la enfermedad en la localidad, las especies de *Anopheles* presentes y los factores de riesgo presentes (criaderos, abundancia de mosquitos, enfermos, tipo de viviendas, etc.).

Preparativos para la aplicación del rociado residual en las localidades

Antes de la aplicación del rociado, se debe visitar la localidad para informar a los habitantes de cada vivienda sobre el programa de rociado, fecha y hora de aplicación, indicaciones sobre el cuidado y preparación de la vivienda para el rociado y cuidados de seguridad para toda la familia.

También se debe instruir a los moradores que deben salir de sus viviendas antes del rociado, los cuartos ocupados por personas enfermas que no puedan moverse no deberán ser rociados, todos los artículos domésticos, incluidos agua, alimentos, utensilios de cocina y juguetes, deben sacarse de la casa, los muebles y otros artículos deben ser cubiertos y ubicados en el centro de las habitaciones para permitir el fácil rociado de las paredes.

Se recomienda igualmente, mantener enjaulados o alejados de la casa a las mascotas y animales domésticos, después de la aplicación del insecticida, los moradores deben permanecer fuera de la vivienda hasta que el insecticida haya secado (alrededor de una hora). Hay que trapear el suelo antes de permitir que niños y mascotas reingresen, e indicar a los moradores que no deben limpiar las superficies rociadas de las paredes.

SEGURIDAD

Es importante conocer que las gotas producidas en el rociado residual (100 a 400 micras) pueden afectar el sistema respiratorio de quien realice la aplicación, por lo que es muy importante observar las normas de protección adecuadas.

Los insecticidas usados para rociado residual deben ser seguros para los humanos y animales domésticos. Debido a que el insecticida es depositado en las paredes interiores de las viviendas, aun con los mejores cuidados, es imposible de evitar el contacto con el insecticida rociado.

Ropa protectora y equipo aspersor

Antes de comenzar a aplicar, debe leerse la etiqueta del producto para ver si hay alguna recomendación específica.

La ropa normal recomendada para aplicar producto diluido es camisa de manga larga, pantalones largos y calzado cerrado, preferentemente botas de caucho. Los aplicadores que deben pasar largos periodos asperjando en muchos días sucesivos deben tener por lo menos dos overoles cada uno, para poder ponerse cada día uno recién lavado. También se recomienda un sombrero de ala ancha para aplicar hacia arriba, ya que hay peligro de goteado o salpicadura para los ojos, se recomienda además protección ocular, como un protector facial o gafas.

No se recomienda normalmente una máscara para el rostro o aparato de respiración cuando se usa un aspersor de compresión porque el riesgo de producir gotitas pequeñas que puedan ser inhaladas es bajo.

Procedimientos después de la aplicación

Al concluir la aspersión por el día, ANTES de quitarse la ropa protectora, se debe seguir el siguiente procedimiento:

- Elimine cualquier mezcla excedente en condiciones de seguridad.
- Limpie el equipo por dentro y por fuera, eliminando el agua de enjuague en condiciones de seguridad.
- Verifique que no haya aparecido ninguna avería en el equipo y, si la hubiera repárela. Aceite el cuerpo del émbolo de la bomba y la copa de cuero, si es necesario.
- Devuelva los aspersores al almacén, asegurándose de que se guarden secos. De ser posible, guárdelos en posición invertida, con el conjunto de la tapa flojo.

- Almacene todo recipiente vacío de plaguicida y guárdelo bajo llave hasta que se realice el proceso de recogida y envío para eliminación en condiciones de seguridad.
- Quítese toda la ropa utilizada para aplicar y lávese bien todo el cuerpo, prestando especial atención a zonas expuestas, como las manos y el rostro.
- Lave la ropa usada para aplicar y otros equipos con detergente, en forma separada de la ropa habitual. Elimine el agua de lavar y el agua de los enjuagues en terrenos baldíos, lejos de fuentes de agua.

Recomendaciones generales para el manejo de insecticidas

1. Cuando los insecticidas son retirados de las bodegas de las DTS y transportados a las localidades a ser intervenidas, no deben emplearse vehículos que transporten viajeros, animales, alimentos u otras materias para consumo o empleo humano o animal y después de la descarga, siempre debe limpiarse el vehículo.
2. Cargar y descargar los envases de insecticidas con cuidado. Nunca ponerles encima otros elementos pesados que pudieran aplastarlos, ni tampoco dejarlos caer desde lo alto. Antes de cargar los envases de insecticidas, deben eliminarse los clavos sobresalientes, tiras metálicas y astillas que pudieran existir en los vehículos porque pueden perforar los envases y producir derrames.
3. Consultar la etiqueta para conocer las instrucciones de almacenamiento y evitar las temperaturas extremas.
4. Siempre deben almacenarse en lugares seguros, lejos del alcance de los niños y personas no autorizadas, animales, alimentos y surtidores de agua.
5. Seguir las instrucciones adecuadas para la preparación del insecticida, en función del área que vaya a tratarse y del equipo que se emplee.
6. Respetar siempre las dosis y diluciones recomendadas. Recordar que dosis más elevadas no producen mejor efecto y dosis bajas pueden ser menos eficaces.
7. Todos los empaques y envases deben ser transportados de regreso a las bodegas de almacenamiento de insecticidas para darles el manejo de eliminación adecuado.

8. En caso de derrame:

- Mantener alejados a personas y animales.
- No fumar, o emplear cerca del derrame iluminación con llamas libres.
- Retirar los envases dañados y colocarlos en el suelo horizontal, lejos de viviendas y fuentes de agua.
- Emplear aserrín para empapar el líquido derramado, barrer cuidadosamente a continuación y eliminar los residuos según las regulaciones de seguridad.
- Lavar a fondo todas las partes contaminadas del vehículo, lejos de manantiales y acequias.
- Usar ropas protectoras durante las operaciones de lavado.

9. Si alguna persona resulta contaminada:

- Quitar y lavar la ropa.
- Lavar repetidamente las zonas alcanzadas de la piel, con jabón y agua abundantes; en caso de duda, solicitar ayuda médica.

10. Si algún alimento ha resultado contaminado: No debe consumirse y eliminar los alimentos según regulaciones de seguridad.

11. Obedecer las leyes y regulaciones de manejo de plaguicidas para uso en salud pública.

Anexo 14. Consolidado de información epidemiológica, entomológica y parasitológica básica para programación en malaria

Depart/Distrito: _____ **años** _____ **programado** _____

Responsable _____

Ciudad y fecha _____

Municipios endémicos	N° casos de MC	N° casos de malaria	N° de muertes por MC	N° casos en <15 años	Estratos municipales con >60% carga de malaria	Entomología		Parasitología	
						Criaderos ppales product	Suscept y resist a los insecticida	N° de casos especies parasitarias	N° de muestras
Total Dpto									

Anexo 15. Análisis de la capacidad de respuesta y desarrollo institucional del programa territorial para la promoción, prevención y control de malaria

Departamento/ Distrito _____ Fecha de
evaluación _____
Responsable _____ Ciudad y
fecha _____

COMPONENTES	Fortaleza	Debilidades	Observaciones
GESTION			
Planeación			
Ejecución y monitoreo			
Evaluación de planes			
Asistencia técnica			
Inspección, vigilancia y control a municipios			
Gestión interdisciplinaria, interinstitucional e intersectorial			
Difusión e implementación de guías, protocolos y normas técnicas			
Retroalimentación de la información			
Gestión de insumos e infraestructura y logística			
Fortalecimiento del recursos humano del programa			
Gestión del conocimiento			
PROMOCION,Y PREVENCION			
Movilización y comunicación social			
Participación social e intersectorial			
Análisis situacional de involucrados institucionales, sociales e individuales			
CONTROL			
Control rutinario			
Control contingencial			
Evaluación pre y pos intervención			
VIGILANCIA INTEGRAL			
Vigilancia epidemiológica			
Vigilancia entomológica			
Vigilancia por laboratorio			
Busqueda activa			
Busqueda institucional			
Deteccion e investigación de brotes			
INVESTIGACION OPERATIVA			
Grupos de investigación			
Desarrollo de investigaciones			

Anexo 16. Matriz de objetivos, indicadores, verificadores y supuestos de la estrategia de gestión integrada para la promoción, prevención y control de la malaria

PROBLEMA CENTRAL:

Departamento/ Distrito: _____ Años programados _____
Responsable _____ Ciudad y fecha _____

OBJETIVOS	INDICADORES	MEDIOS DE VERIFICACION	RIESGOS
FIN			
PROPOSITO			
RESULTADOS			
ACTIVIDADES			

Anexo 17a. Plan de actividades y tareas del componente de gestion del programa

RESULTADO ESPERADO:

DEPART/ DISTRITO: _____ FECHA _____
CIUDAD _____ RESPONSABLE _____

Actividad	Tareas	Indicadores	Verificacion	Supuestos	Responsables
Planeación					
Ejecución y monitoreo					
Evaluación					
Asistencia técnica					
Inspección, vigilancia y control					
Gestión interdisciplinaria, e interinstitucional, sectorial y social.					
Gestión e implementación de guías, protocolos y normas técnicas					
Retroalimentación de la información					
Gestión de insumos, infraestructura, logística					
Fortalecimiento del recurso humano del progr					
Gestión del conocimiento					

Anexo 17 b. Plan de actividades y tareas del componente de vigilancia del programa

RESULTADO ESPERADO:

DEPARTAMENTO/ DISTRITO: _____ AÑO(S) _____

RESPONSABLE _____ CIUDAD Y FECHA _____

Actividad	Tareas	Indicadores	Verificación	Supuestos	Responsables
Vigilancia epidemiológica					
Vigilancia entomológica					
Vigilancia por laboratorio					

Anexo 17c. Plan de actividades y tareas del componente de tratamiento y seguimiento de casos

RESULTADO ESPERADO:

DEPARTAMENTO/ DISTRITO: _____ AÑO(S) _____

RESPONSABLE _____ CIUDAD Y FECHA _____

Actividad	Tareas	Indicadores	Verificación	Supuestos	Responsables
Ampliación de la red diagnóstica					
Gestión de medicamentos					
Promoción diagnóstico y tratamiento					
Tratamiento y seguimiento de casos					

Anexo 17 d. Plan de actividades y tareas del componente de control del programa

RESULTADO ESPERADO:

DEPARTAMENTO/ DISTRITO: _____ AÑO _____

RESPONSABLE _____ FECHA Y CIUDAD _____

Actividad	Tareas	Indicadores	Verificación	Supuestos	Responsables
Tipo de actividad					
Control rutinario					
Control contingencial de brotes					
Evaluación pre y post intervención					

Anexo 17e. Plan de actividades y tareas del componente de promoción y prevención

RESULTADO ESPERADO:

DEPARTAMENTO/ DISTRITO: _____ AÑO _____

RESPONSABLE _____ FECHA Y CIUDAD _____

Actividad	Tareas	Indicadores	Verificación	Supuestos	Responsables
Movilización y comunicación social Análisis					
Participación social e intersectorial					
situacional de involucrados institucionales, sociales e individuales					