

Algunas experiencias en el control biológico de mosquitos vectores

Some experiences in biological mosquito vectors control

Julia Castro Hidalgo¹

Universidad Nacional Mayor de San Marcos

RESUMEN

El control de la transmisión de enfermedades metaxénicas, principalmente se basa en la eliminación del vector. Por décadas se ha venido aplicando irracionalmente el control químico ocasionando trastornos ecológicos irreversibles por su poder acumulativo, lo que ha puesto de manifiesto que el control vectorial no puede basarse únicamente en el control químico. Esto ha motivado la implementación de estrategias creativas para enfrentar el problema de las enfermedades transmitidas por vectores, aplicando medidas adecuadas, principalmente aquellas que provoquen menor impacto como el control biológico que utiliza enemigos naturales. En la presente revisión se exponen algunas experiencias con algunos controladores biológicos como la bacteria *Bacillus sphaericus*, el nematodo *Romanomermis iyengari*, peces larvívoros y la planta biocida *Lonchocarpus utilis*. Todos los controladores han sido validados tanto en bioensayos de laboratorio como de campo, cuyos resultados determinaron ser específicos, permanentes y que no producen contaminación del medio, por lo que se recomienda su aplicación como alternativa para el control de mosquitos vectores en situación de brotes epidémicos.

PALABRAS CLAVE: transmisión, mosquitos vectores, enfermedades metaxénicas.

ABSTRACT

Control of the transmission of diseases metaxenic, is mainly based on the elimination of the vector. For decades will come to applying irrationally chemical control causing irreversible ecological disorders by its cumulative power, it has been shown that vector control cannot be based solely on the chemical control. This has prompted the implementation of creative strategies to confront the problem of vector-borne diseases by applying appropriate measures, particularly those that cause less impact as biological control using natural enemies. This review presents some experiences with some biological controllers like the bacteria *Bacillus sphaericus*, nematode *Romanomermis iyengari*, larvivorous fish and the plant biocide *Lonchocarpus utilis*. All drivers have been validated in laboratory bioassays and field, whose results were determined to be specific, permanent and which do not produce pollution of the environment, so it is recommended its application as an alternative for the control of vector mosquitoes in situation of epidemic outbreaks.

KEYWORDS: transmission, vector mosquitoes, metaxenic diseases

Recibido: 14/10/2015

Aprobado: 27/11/2015

1 Facultad de Ciencias Biológicas. Laboratorio de Control de Artrópodos y Vectores. <jch4920@hotmail.com>

Introducción

El presente trabajo es un artículo de revisión de algunos métodos de control biológico de mosquitos vectores, en los que se incluyen datos experimentales de trabajos realizados por el autor. Las enfermedades transmitidas por vectores, continúan representando una amenaza para salud mundial, a pesar de los grandes esfuerzos que se vienen realizando a través de los programas de prevención y control. Las áreas de riesgo de las enfermedades metaxénicas se han incrementado en todo el mundo, inclusive han emergido en algunas zonas donde antes no existían, como la malaria, que actualmente es causa de muerte de 3 millones de personas por año y se calcula que muere 1 niño cada 10 segundos por esta enfermedad.

Esta situación se ha visto favorecida por las modificaciones del medio ambiente; las migraciones poblacionales; la resistencia de la población para cambiar sus hábitos y costumbres; la pobre participación de la comunidad en los programas de prevención y control; la velocidad de los desplazamientos como resultados de nuevos y modernos medios de transporte; la aparición de resistencia de los parásitos frente a los antiparasitarios; así como la resistencia de los vectores frente al uso irracional de insecticidas químicos lo que ha puesto de manifiesto que el control vectorial no puede basarse únicamente en el control químico, por su alto costo, su bajo efecto residual que hace que las aplicaciones se repitan con mayor frecuencia. (OMS, 1976)

Durante las últimas décadas ha crecido el interés por el control biológico, como una estrategia creativa para afrontar el problema de las enfermedades transmitidas por vectores, aplicando medidas adecuadas, principalmente aquellas que provoquen menor impacto en el ambiente, que sean efectivas, factibles de realizar, de bajo costo y que se adapten mejor a la situación local (Molyneux, 1996). En esta

búsqueda de nuevos métodos de control de vectores, aquellos que utilizan agentes biológicos, a través del sistema de regulación natural en beneficio del hombre han sido considerados como alternativas ideales para el control de larvas de mosquitos vectores de enfermedades metaxénicas (OMS, 1982).

Control biológico

El control biológico consiste en utilizar enemigos naturales, que interactúan de un modo natural con el vector y compatible con su medio ambiente, permitiendo controlar el nivel poblacional, al reducir la densidad de los vectores por debajo del nivel crítico requerido para la transmisión de la enfermedad, sin ocasionar problemas de contaminación ni residuos.

El control biológico se presenta como una alternativa eficaz, esperanzadora y libre de riesgo a los crecientes problemas derivados del uso de insecticidas químicos. Los métodos de control biológico ofrecen muchas ventajas porque afectan una amplia gama de dípteros vectores que en su ciclo presentan estadios acuáticos; son biodegradables; se pueden emplear en todos los hábitats; son económicos por su acción prolongada y residual; de fácil almacenamiento y aplicación e inoocuos para el hombre, la flora, fauna e hidrobiontes acompañantes de los cuerpos de agua y se espera que su uso alivie el 70% de los altos costos de los insecticidas (OMS, 1992).

La aplicación de los agentes biológicos, depende de la especie, hábitat del vector y de la idoneidad del procedimiento en cada situación. Los agentes biológicos más usados y que ofrecen mejores posibilidades para el Control Biológico de mosquitos vectores lo constituyen las **Bacterias esporógenas** como el *Bacillus sphaericus* y el *Bacillus thuringiensis*; los **Nemátodos** de la Familia Mermithidae como el *Romanomermis iyengari* y el

Romanomermis culicivorax; **Peces** larvívoros como *Poecillia reticulata*, *P. punctata*, *Rivulus sp.*, *Gambusia sp.*, *Apistograma sp.*, *Tilapia sp.*, *Oryzias sp.*; **Protozoos** como *Nossema* y *Lankesteria*; **Hongos** como *Lagenidium giganteum*; *Metarhizum anizoplae*, *Verticillum lecani* y *Baeuveria bassiana*.

Experiencias utilizando *Bacillus sphaericus*

Bacillus sphaericus cepa 2362, tiene como formulación una solución acuosa de color gris, que contiene esporas y cristales tóxicos categoría IV, con CL_{50} de 09,0691 mg de esporas/L y CL_{90} de 0,15058 mg de esporas/L, de aspecto concentrado por fermentación. Su acción se debe a una toxina binaria conformada por proteínas de 51,4 y 41,9 kDa, las que son activadas en el interior de las larvas por proteasas, que permiten su ingreso a las células intestinales, ocasionando la ruptura de la pared intestinal con la consecuente muerte larvaria.

En los planes operativos de control vectorial, el Programa Nacional del Control de la Malaria, considero además del control químico, la introducción de nuevos métodos como el biológico, físico, cultural. El control biológico a través de bacterias fue seleccionado para medir en el campo la eficacia del *B. sphaericus* 2362 (Neidi, 1904) en 38 criaderos naturales, de los cuales 20 fueron temporales y 18 permanentes. Se seleccionaron 5 sub-regiones de salud, ubicadas en áreas

de transmisión de malaria: La Libertad, Piura, Sullana, Tumbes y San Martín. El índice de infestación de los criaderos se realizó utilizando el método estandarizado del "jamo" (OMS, 1994). Se utilizaron 1000 litros del biolarvicida y la dosis de aplicación empleada fue de 10 mL del biolarvicida/ 90 mL de agua del criadero por m^2 , incrementándose la dosis en los criaderos con fuerte concentración orgánica y/o abundante vegetación. El biolarvicida fue aplicado solo en criaderos que tenían una población masiva de larvas de primer, segundo y tercer estadio. Se evaluó la eficiencia a las 24, 48 y 72 horas post-tratamiento y debido a las diferencias en el registro de la información de las densidades larvarias, se utilizó el método de Variación que evidenció el porcentaje de reducción de la densidad larvaria post-aplicación (Tabla 1) alcanzando a las 48 horas una efectividad del 90% para todos los estadios larvales y una eficiencia del 94% en 4 de las 5 sub-regiones de salud evaluadas (Figura 1). No se observó ningún daño sobre los hidrobiontes presentes en los criaderos (Castro *et al.* 1996).

Se evaluó a través de bioensayos de campo la efectividad del *B. sphaericus* en 6 criaderos de Anophelinos ubicados en las localidades de Padrecocha, Santa Clara, Manacamiri y Santo Tomás de la ciudad de Iquitos, provincia de Maynas, Departamento de Loreto, en época de vaciante de los ríos y entre 28 y 38 °C de temperatura (Tabla 2). La determinación larvaria se realizó por el método del cucharón

TABLA 1
EFECTIVIDAD DEL TRATAMIENTO CON *Bacillus sphaericus*
cepa 2362, EN 5 SUBREGIONES DE SALUD

SUB REGIONES	SULLANA	PIURA	LA LIBERTAD	SAN MARTIN	TUMBES
ESPECIES ANTES DEL TRATAMIENTO	<i>Anopheles A. calderón A. albimanus Culex</i>	<i>Anopheles A. punctimacula A. albimanus C. quinquefasciatus</i>	<i>A. pseudopunctipennis</i>	<i>Anopheles Culex</i>	<i>Anopheles Culex Mansonia</i>
DENSIDAD INICIAL LARVAS/ m^2	12097	4000	309	69	277
% REDUCCION 48 HORAS	89.2	99.9	98	87	S/R

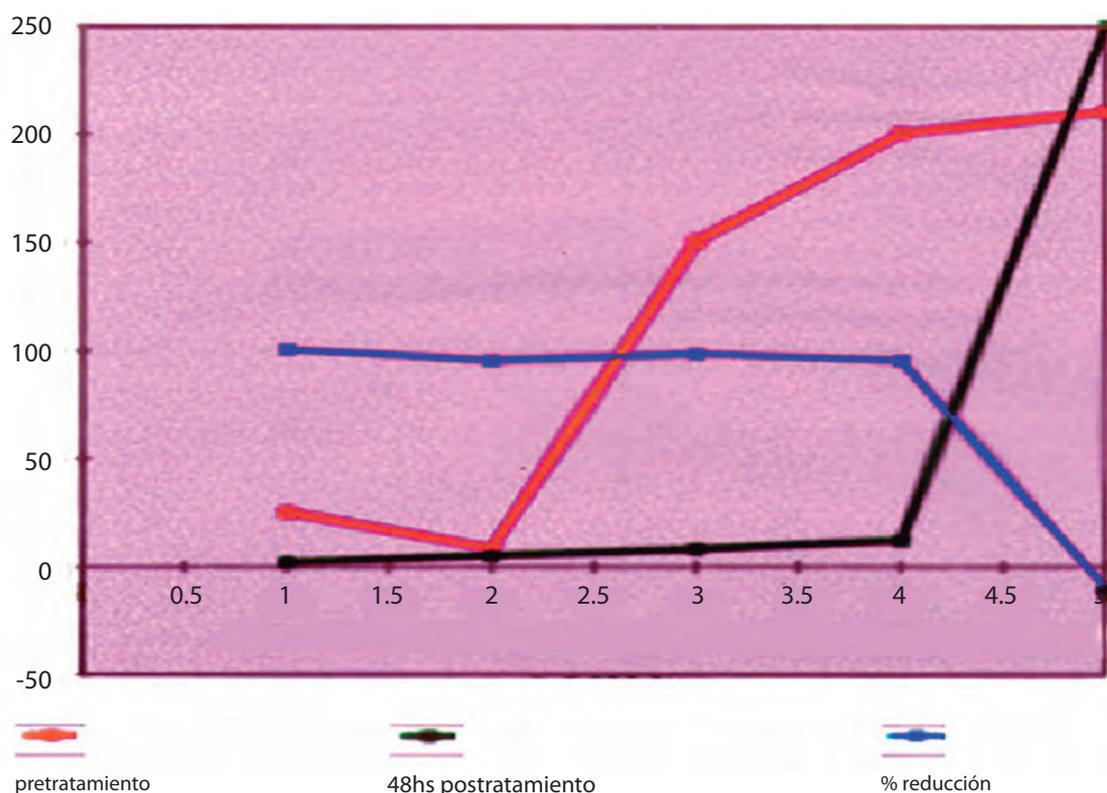


Figura 1. Eficiencia por método de variación de totales en criaderos por subregiones.

TABLA 2
EFECTIVIDAD DEL TRATAMIENTO CON *Bacillus sphaericus* 2362 EN CRIADEROS DE 4 CASERIOS EN IQUITOS

Caseríos	Padrecocha		Manacamiri		Santo Tomás	Santa Clara
	LAGUNA PERMANENTE	CHARCO TEMPORAL	POZA TEMPORAL	LAGUNA TEMPORAL	CHARCO TEMPORAL	LAGUNA TEMPORAL
48hs	100	100	100	100	100	100
72hs	100	100	100	99,4	100	100
96hs	89	88	93	92,5	87,5	86
168hs	88	70,6	60	87	12,5	76

(OMS, 1982) y la densidad larvaria determinó entre 7 y 174 larvas de anofelinos de primer, segundo, tercer y cuarto estadio larvario por metro cuadrado. Se utilizaron 57.04 litros de suspensión del biolarvicida para un área de 5,642 m², siendo la dosis de 10 mL / m², que fue aplicada por aspersión con bomba Hudson sobre la superficie de los criaderos. La actividad larvicida se evaluó a las 48, 72, 96 y 168 horas, verificándose el 90% de efectividad sobre larvas de *Anopheles* después de 96

horas post-aplicación (Figura 2). También se comprobó la acción residual a los 7 y 30 días, comprobándose la presencia de la bacteria en agua y barro. Se identificó la presencia de *Anopheles darlingi*, *A. triannulatus*, *A. oswaldoi* y *A. mattogrossensis* (Castro et al. 1999).

En bioensayos de laboratorio se probó la actividad del *Bacillus sphaericus* 2362 sobre larvas de *Anopheles pseudopunctipennis* (Theobald,1901) y *Culex quinquefasciatus* (Say,1823). Se utilizó agua destilada y agua

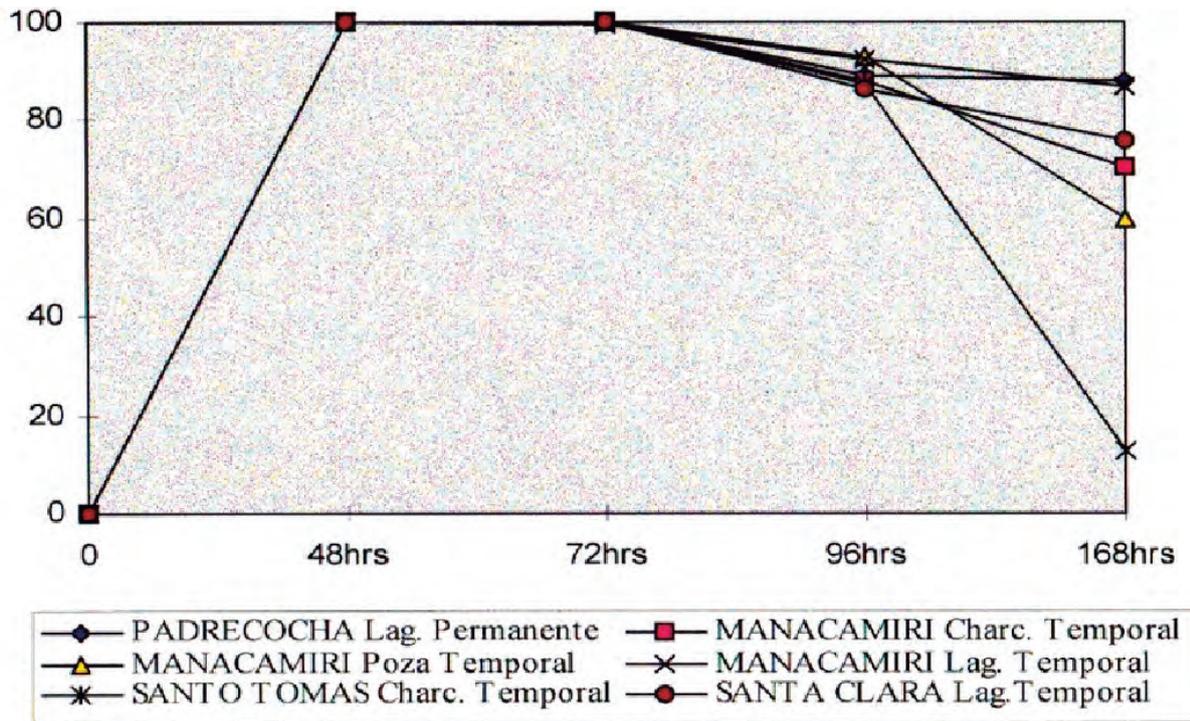


Figura 2. Curva de mortalidad de larvas de *Anopheles* sp.

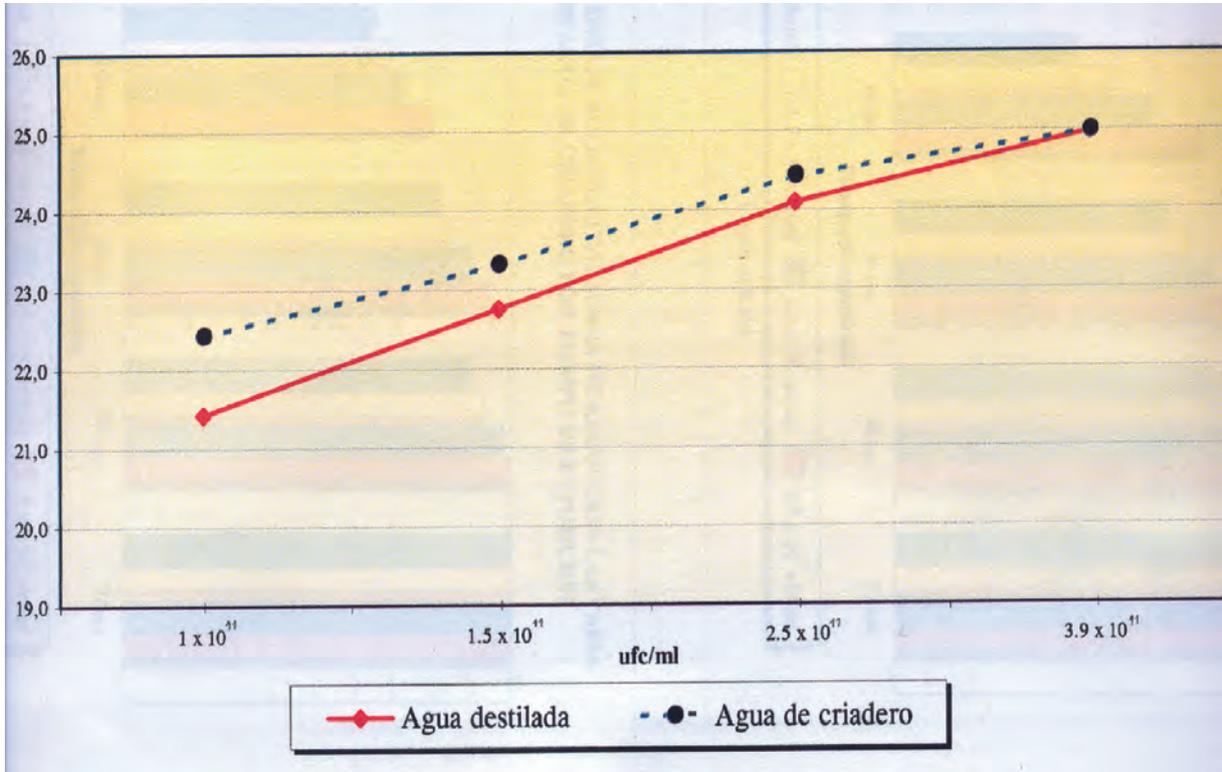


Figura 3. Mortalidad larvaria de *Culex quinquefasciatus* vs concentración de *Bacillus sphaericus* a 48 hrs de exposición.

TABLA 3
 MEDIA DE INFESTACION Y MORTALIDAD LARVARIA DE
Culex quinquefasciatus POR LA L₃ DE *Romanomermis iyengari*

DOSIS	TOTAL PREPARASITOS <i>R. iyengari</i>	DENSIDAD LARVARIA <i>C. quinquefasciatus</i>	MEDIA INFESTACION	% PARASITISMO
1:1	100	100	0,16	8,33
2:1	200	100	0,41	25
5:1	500	100	0,66	41,6
10:1	1000	100	2,11	100

de criadero, con concentraciones de 1×10^{11} , $1,5 \times 10^{11}$, $2,5 \times 10^{11}$, $3,9 \times 10^{11}$ esporas/mL. La población blanco se mantuvo en condiciones de laboratorio, usándose agua y flora nativa de criadero. Se vertieron dosis de 1 mL en vasos de prueba que contenían 25 larvas de II y III estadio y 150 mL de agua de criadero o agua destilada respectivamente; se usaron vasos con igual cantidad de agua y larvas como controles para cada concentración, tipo de agua y especie de larva probada. Las pruebas fueron realizadas tres veces para cada concentración, en condiciones de laboratorio. Se realizaron 12 réplicas divididas en 6 para cada especie, usándose un total de 4,800 larvas por especie. Las lecturas de la mortalidad de larvas fueron a las 12, 24, 48 y 72 horas post-aplicación después de añadido *Bacillus sphaericus*. Se observó la elevada susceptibilidad de *Culex quinquefasciatus* a *Bacillus sphaericus* 2362, con una mortalidad mayor al 90% cuando se compararon los grupos tratados y controles (valor de $p = 0,031$ y $0,012$ para cada tipo de agua respectivamente) a las 48 h y con una concentración de $1,5 \times 10^{11}$ esporas/mL (Figura 3). Se demostró ampliamente que *Anopheles pseudopunctipennis* no es susceptible a *Bacillus sphaericus* 2362 en bioensayos de laboratorio y no se encontraron diferencias significativas en los tratamientos con diferentes tipos de agua (valor de $p > 0,05$) (Nongrados *et al.* 2000).

Experiencia utilizando nemátodos

También se ha utilizado depredadores naturales como el nemátodo *Romanomermis iyengari* como larvicida. Para determinar su capacidad infectiva se realizaron por triplicado, 2 bioensayos de laboratorio, a temperatura ambiente, con agua destilada estéril pH 7.0 y con dosis infectivas de 10:1; 5:1; 2:1; 1:1 de preparasíticos del *R. iyengari* por cada 100 larvas sobre la superficie del agua y con un control por tipo de dosis. En las aplicaciones se utilizaron 3,600 larvas de segundo estadio de *Culex quinquefasciatus*. La mortalidad larvaria se comprobó a las 72 hs y el desarrollo de la L₃ de *R. iyengari* en el interior de la larva de *Culex quinquefasciatus* se evidenció después de 6 a 7 días post aplicación. De acuerdo al porcentaje de infestación de 2,11% y el 97% de parasitismo, la dosis más efectiva fue 10:1, permitiendo el establecimiento y reciclaje en los medios de cultivo. (Castro *et al.* 2000). (Tabla 3)

Experiencia utilizando peces larvívoros

Se evaluó la capacidad larvívora de 60 peces de la fauna dulceacuícola procedentes de criaderos naturales, ubicados a 30 Km de la ciudad de Pucallpa en el departamento de Ucayali en bioensayos de laboratorio. Los ejemplares fueron identificados utilizando las claves de Ortega y Vari (1986) como *Carnegiella myersi* (Familia Gasteropelecidae); *Phyrrhulina sp.*

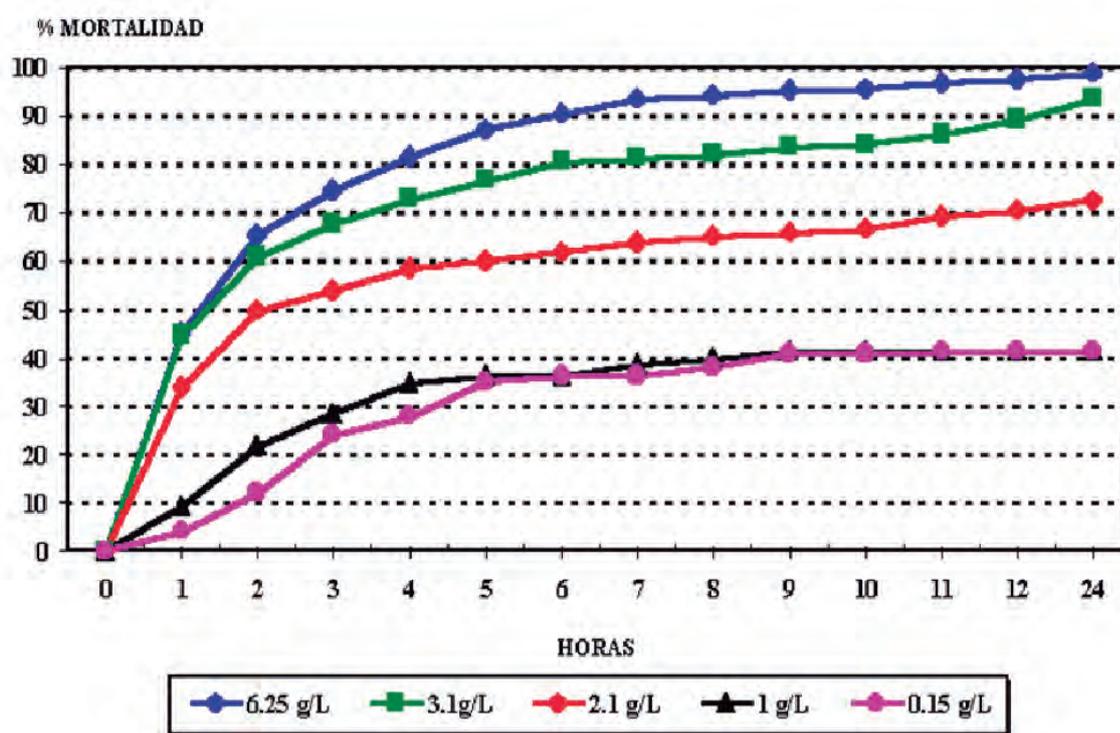


Figura 4. Efecto biocida de *Lonchocarpus utilis* sobre *Anopheles benarrochi* en agua destilada

(Familia: Lebiasinidae) y *Apistogramma cactuoides* (Familia:Cichlidae). También se utilizaron 20 especímenes de *Poecilia reticulata* colectados en criaderos de la laguna de Villa en Lima. Para los bioensayos en el laboratorio, los peces fueron acondicionados en acuarios individualizados, a los que les adicionó 25 larvas de tercer estadio de *Anopheles pseudopunctipennis*, durante 8 días consecutivos hasta completar 400 larvas. Para determinar el consumo de larvas, se procedió al conteo de las larvas que fueron devoradas diariamente. Se determinó que *A. cactuoides* y *P. reticulata* tuvieron como promedio de consumo 390 y 320 larvas respectivamente, lo que equivale al 97,5% y 80% de efectividad. (Castro *et al.* 2000).

Experiencia utilizando planta biocida

Se evaluó la capacidad biocida del extracto crudo de *Lonchocarpus utilis* "barbasco" utili-

zando 7000 larvas de tercer y cuarto estadio de *Anopheles benarrochi* (Gabaldón, 1941), vector primario de malaria, en Yurimaguas, Loreto, con diferentes calidades de agua. Del extracto crudo se obtuvo un polvo fino que contiene como principio activo la rotenona siguiendo el método utilizado por Vilchez (1993). La actividad biocida, se midió con 5 dosis de polvo de la raíz: 6.25; 3.1; 2.1; 1.0; y 0.15 g/L utilizando 1 mL del homogenizado, como inóculo por dosis, realizándose la lectura a las 6, 12 y 24 horas post-tratamiento. A las 12 horas las dosis de 6,25 y 3,1 g/L, obtuvieron 98 y 89% de mortalidad larvaria cuando se utilizó agua destilada y cuando se utilizó agua de criadero la mortalidad fue de 86% y 82% respectivamente. A las 24 horas la mortalidad alcanzó el 99 y 94% usando agua destilada y con agua de criadero fue 93 y 90% (Figuras 4 y 5).. A las 6 horas de exposición con agua destilada, la dosis letal media (DL_{50}) fue de 0,6307 g/L y la dosis letal noventa (DL_{90}) fue de 12,43 g/L; mientras a las 12 horas la DL_{50} fue de 1,36 g/L y la DL_{90} fue de

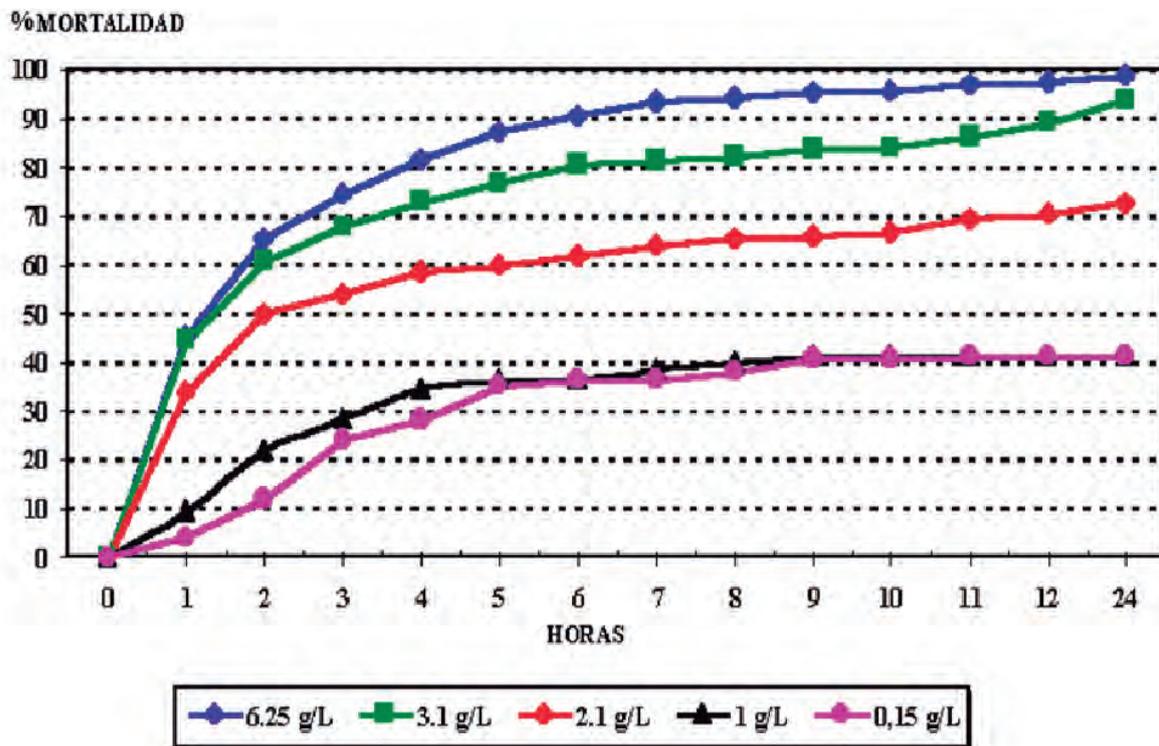


Figura 5. Efecto biocida de *Lonchocarpus utilis* sobre *Anopheles benarrochi* en agua de criadero.

27,5 g/L; mientras que a las 12 horas la DL_{50} fue de 0,83 g/L y la DL_{90} fue de 9,83 g/L del extracto crudo de *L utilis* (Figuras 4 y 5). Los resultados permitieron comprobar la efectividad del extracto crudo de *Lonchocarpus utilis* sobre larvas de *Anopheles benarrochi* como potencial biocida y que su acción está influenciada por la calidad de agua y la dosis de aplicación. (Mariños, 2001) (Mariños et al. 2004).

Conclusiones

Los métodos de control biológico validados sobre mosquitos vectores son efectivos tanto en bioensayos de laboratorio como de campo. Se comprobó también su especificidad y acción residual en el medio ambiente y en medios de cultivo, por lo que se recomienda como alternativa de control de mosquitos transmisores de enfermedades metaxénicas.

Referencias bibliográficas

CALDERÓN, G. 1995. Clave para identificar especies de *Anopheles* (Diptera: Culicidae, Anophelinae) del Perú (adultos, hembras). Rev. Per. Ent. 37: 31-40.

CASTRO, J; GARCÍA I y NEYRA D. 1996. Evaluación del tratamiento con *Bacillus sphaericus* en criaderos naturales en zonas de alto riesgo de malaria. Rev. Per. de Epid. 9(2): 18-23.

CASTRO, J; NONGRADOS, D. y MARIÑOS, C. 1999. Evaluación del *Bacillus sphaericus* 2362 en el control de larvas de mosquitos en Loreto, Perú. Rev. Per. Ent. 41: 91-95.

CASTRO J; NONGRADOS, D; MARIÑOS, C; MARTÍNEZ, N y ALZAMORA, L. 2000. Actividad larvicida del *Romanomermis iyengari* sobre larvas de *Culex quinquefasciatus*. Libro de Resúmenes IX Reunión Científica ICBAR. Pp 28.

CASTRO J; RIOFRIO C; GUTIÉRREZ W y CALDERÓN, E. 2000. Validación de peces larvívoros como biorre-

- guladores para el control de larvas de mosquitos. Libro de Resúmenes IV Congreso de Parasitología. Pp 245.
- MARIÑOS, C. 2001. Actividad larvicida de *Lonchocarpus utilis* (Smith, 1930) sobre *Anopheles benarrochi* (Gabaldon, 1941), vector de malaria en Yurimaguas, Loreto. Libro de Resúmenes X Reunión Científica ICBAR pp 104.
- MARIÑOS, C; CASTRO, J y NONGRADOS, D. 2004. Efecto biocida del «barbasco» *Lonchocarpus utilis* (Smith, 1930) como regulador de larvas de mosquitos. Rev. Per. Biol. 11 (1): 87-94
- MOLYNEUS, D. 1996. Instituciones relacionadas al desarrollo del control de vectores. Rev. Salud Pública pp 16-23.
- NONGRADOS D; CASTRO J; MARIÑOS C; LAGUNA A. y RÍOS R. 2000. Eficacia del *Bacillus sphaericus* 2362 en el control de larvas de *Anopheles pseudo-punctipennis* (Theobald, 1901) y *Culex quinquefasciatus* (Say, 1823) en bioensayos de laboratorio. Rev. Per. Biol. 7 (2): 176-190.
- ORTEGA, H. y VARI R. 1986. Annotated checklist of the freshwater fishes of Peru. Smithsonian Contribution to Zoology. 437: 1-25.
- OMS, 1976. Resistencia de los vectores y reservorios de enfermedades a los plaguicidas 22°. Informe del Comité de expertos de la OMS en Insecticidas. Serie de Informes Técnicos N° 585. 91 pp.
- OMS, 1982. Lucha biológica contra los vectores de Enfermedades. Sexto Informe del Comité de Expertos de la OMS en Biología de los vectores, lucha antivectorial. Serie de Informes Técnicos N° 679, 39 pp.
- OMS, 1992. Resistencia de los vectores de enfermedades a los plaguicidas. Serie de Informes Tecnicos 818. Ginebra. 63 pp.
- OMS, 1994. Una estrategia mundial para combatir el paludismo. 1. Paludismo: prevención, control. Serie de Informes Técnicos N° 765, 29 pp.
- VÍLCHEZ, E y SÁNCHEZ G. 1993. Uso de la rotenona (*Lonchocarpus nicou*) para controlar plagas de la col en Lima. Rev. Per. Ent. 36: 65-68.