

EFFECTO INSECTICIDA DE SACHA YOCO (*Paullinia clavigera* var. *bullata* Simpson) (SAPINDACEAE) Y OREJA DE TIGRE (*Tradescantia zebrina* Hort ex Bosse) (COMMELINACEAE) EN EL CONTROL DE *Anopheles benarrochi* Gabaldon, Cova García y López, 1941, PRINCIPAL VECTOR DE MALARIA EN UCAYALI, PERÚ

INSECTICIDAL EFFECT OF *Paullinia clavigera* var. *bullata* Simpson (SAPINDACEAE) AND *Tradescantia zebrina* Hort ex Bosse (COMMELINACEAE) IN THE CONTROL OF *Anopheles benarrochi* Gabaldon, Cova García & López 1941, MAIN VECTOR OF MALARIA IN UCAYALI, PERU

Diana Pérez¹ y José Iannacone²

Resumen

La resistencia de los mosquitos vectores de enfermedades metaxénicas a los insecticidas químicos, se ha incrementado en los últimos años. Frente a esta realidad, se está realizando la búsqueda de métodos alternativos, utilizando extractos de plantas con actividad larvicida. El objetivo del presente trabajo fue evaluar la mortalidad larvaria del III estadio de *Anopheles benarrochi* Gabaldon, Cova García & Lopez, 1941 bajo la decocción de *Paullinia clavigera* var. *bullata* Simpson (Sapindaceae) y de la infusión de *Tradescantia zebrina* Hort ex Bosse (Commelinaceae). Los mayores porcentajes de mortalidad, fueron de 100 % a 24 h de exposición a las concentraciones de 10 y 20 % en *P. clavigera* y de 10 % en *T. zebrina*. *P. clavigera* mostró más eficiencia insecticida sobre *A. benarrochi* en comparación con *T. zebrina* en términos de CL_{50} de 1 a 12 h de exposición; sin embargo, a las 24 h los valores de CL_{50} fueron similares (*P. clavigera*, $CL_{50} = 0.81$ % y *T. zebrina* $CL_{50} = 0.86$ %).

Palabras clave: *Anopheles benarrochi*, biocida, extractos vegetales, mortalidad larvaria, *Paullinia*, *Tradescantia*.

Abstract

The resistance of mosquito vectors of metaxenic diseases to chemical pesticides has increased in the last years. Facing this reality, a search of alternative methods has begun employing plant extracts with larvicide activity. The aim of the current research was to evaluate the mortality on third stage larvae of *Anopheles benarrochi* Gabaldon, Cova García & Lopez, 1941 using cooked extract of *Paullinia clavigera* var. *bullata* Simpson (Sapindaceae) and tea extract of *Tradescantia zebrina* Hort ex Bosse (Commelinaceae). The highest mortality percentages were 100 % on 24 h at 10 % and 20 % concentrations with *P. clavigera* and at 10 % with *T. zebrina*. *Paullinia clavigera* showed more insecticide efficient over *A. benarrochi* in comparison to *T. zebrina* in terms of LC_{50} at 1 to 12 h exposure; however, at 24 h, the values of LC_{50} were similar (*P. clavigera*, $LC_{50} = 0.81$ % and *T. zebrina* $LC_{50} = 0.86$ %).

Key words: *Anopheles benarrochi*, biocide, larval mortality, *Paullinia*, *Tradescantia*, vegetable extracts.

Introducción

La malaria es un problema de salud pública en numerosos países de América Latina, donde se le considera una enfermedad endémica de alta prevalencia (Iannacone & Caballero, 1999; Blanco *et al.*, 2000; Bobadilla *et al.*, 2002), cuya distribución en Latinoamérica hasta el año 1999, sitúa a Brasil como el país con mayor número absoluto de casos (50.5 %), seguido por los países de la región subandina con 32.3% (OPS 2001). En la actualidad, las estrategias mundiales para prevenir y controlar la expansión de la enfermedad se basan en la utilización de insecticidas químicos en el control del vector *Anopheles*, pero su uso indiscriminado, ha favorecido el desarrollo de mecanismos de resistencia (Klein *et al.*, 1991). En efecto, según la OMS (1992) en América se ha demostrado la resistencia de especies vectoras tales como *Anopheles albimanus* (Wiedemann, 1821),

Anopheles pseudopunctipennis Theobald, 1901, *Anopheles darlingi* (Root, 1926) y *Anopheles vestitipennis* Dyar & Knab, 1906, a carbamatos, piretroides y organofosforados; este último grupo químico, es responsable de la resistencia en más de veinte especies de mosquitos a nivel mundial. En el Perú se emplea el temefos en los programas de control larvario, constituyendo un elemento de riesgo en salud pública debido a su toxicidad en humanos y su moderado impacto en el ambiente (Iannacone & Alvariano, 1998).

En muchos países, el empleo de controladores biológicos ha cobrado gran relevancia y se considera con frecuencia una alternativa a los insecticidas (De Barjac, 1987). Se conoce la capacidad infectiva del hongo *Beauveria bassiana* (Bals-Criv) Vuill, el nemátodo *Romanomermis culicivorax* Ross & Smith, 1976 (Santamarina & Perez, 1997), la bacteria

Bacillus thuringiensis var. *israelensis* H-14 (Iannacone & Alvarino, 1997), el crustáceo *Chlamydoteca* sp.; así como de peces larvivos (Iannacone & Alvarino, 1997; Iannacone *et al.*, 2000), entre otros, sobre larvas de anofelinos.

El empleo de productos derivados de plantas para el control de larvas de mosquitos, es una alternativa natural y es considerada segura para el medio ambiente (Iannacone *et al.*, 2002); tal es así que se continúa investigando como repelentes en mosquitos adultos (Yang *et al.*, 2004), y como intoxicantes e inhibidores del crecimiento frente a larvas (OPS, 1999, 2000; Iannacone *et al.*, 2002).

La Región Ucayali cuenta con una gran diversidad de especies vegetales que, entre otros usos, pueden ser utilizadas como biocidas; sin embargo es muy limitado el conocimiento y uso de estas especies. Mediante estudios etnobotánicos en Ucayali, *Paullinia clavigera* Simpson y *Tradescantia zebrina* Hort ex Bosse han sido seleccionadas con potencial biocida para ser investigadas en el control de los vectores de la malaria, especialmente en *A. benarrochi* considerado en Ucayali el vector primario (Pérez, 2002; Schoeler *et al.*, 2003).

Las poblaciones naturales de *P. clavigera* se ubican en ecosistemas de altura Amazónica, formando parte del bosque primario y en planicies anegadizas, requieren de poca luminosidad, de moderada a alta humedad relativa y de altitudes de 150 a 2000 msnm. Prefieren los suelos arcillosos. Su raíz se utiliza como ictiotóxico para la pesca, y presenta actividad antifúngica y molusquicida. El contenido de taninos (principalmente ácido catecutánico y catecol) es muy alto, por lo que provoca efectos en el sistema nervioso central; asimismo presenta una gran cantidad de cafeína que varía de 3 a 5 % del peso seco, y una saponina llamada timbonina con propiedades ictiotóxicas, se encuentra en cantidades pequeñas. En la especie congénica a *P. clavigera*, *Paullinia pinnata* se han registrado actividades molusquicidas contra *Biomphalaria glabrata*, hospedero intermediario de *Schistosoma mansoni* (Melendez & Carriles, 2002), posiblemente debido a flaconas glicosiladas (Abourashed *et al.*, 1999). En *Paullinia cupana* "Guarana" se ha evaluado su importancia como remedio herbal natural y etnobotánico (Myerscough, 1998) y se ha evaluado la toxicidad del extracto acuoso sobre células de ovario de hamster y sobre la bacteria *Vibrio fisheri*, encontrándose que dosis altas pudieran ser dañinas para la salud humana (Santa María *et al.*, 1998). Extractos acuosos de *P. cupana* han mostrado actividad genotóxica y mutagénica en células bacterias de *Escherichia coli* (da Fonseca *et al.*, 1994). Altas concentraciones de cafeína se han encontrado en *Paullinia yoco* y *P. cupana* (Schutter, 1994; Cipollini, 2000). Plotkin (1988) señala a *P. cupana* como una fuente potencial de plaguicida biodegradable.

En el caso de *T. zebrina* se le encuentra en ecosistemas de Bosque húmedo tropical, en suelos franco limosos con abundante materia orgánica, no tolera inundaciones prolongadas, ni exposición directa al sol. Se reporta que la hoja por contacto puede desencadenar picazón tóxica, con propiedades cáusticas e inflamatorias a la piel. La planta posee principalmente antocianinas. Se le considera una planta de importancia ornamental; se le ha usado para la detección de radiaciones y para el biomonitorio de la calidad del aire para detectar metales trazas (Isidoro *et al.*, 2003; Kim *et al.*, 2003; Sumita *et al.*, 2003).

Bajo estas consideraciones, el objetivo del presente trabajo fue evaluar *in vitro* la mortalidad de larvas de *A. benarrochi* empleando el extracto por decocción de *P. clavigera* var. *bullata* y por infusión de *T. zebrina*.

Materiales y métodos

Mosquitos adultos

Se colectaron los mosquitos en estado adulto según el protocolo propuesto por Macedo *et al.* (1997) intradomiciliariamente, con cebo animal, en el caserío San José del distrito de Campo Verde, provincia de Coronel Portillo, departamento de Ucayali, Perú. Zona de alto riesgo endémico para malaria. Luego se trasladaron al Laboratorio de Entomología del Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP), filial Ucayali, ubicado en la carretera Federico Basadre (CFB) km 12.400. La especie *A. benarrochi* se identificó a nivel del estadio adulto usando las claves de determinación taxonómica (Lounibos *et al.*, 1997; Sallum *et al.*, 1997; Calle *et al.*, 2002).

Crianza de larvas

Se siguió las recomendaciones de Macedo *et al.* (1997), usando fuentes de porcelana de 40 x 28 x 5 cm con agua de criadero artificial, la cual se adicionó interdiariamente. La alimentación a base de materia orgánica fue provista *ad libitum* mediante la planta acuática *Pistia stratiotes* L., las cuales fueron introducidas en el medio de crianza, así como por microorganismos en suspensión provenientes del agua de criadero.

Extractos botánicos

Las lianas de *P. clavigera* (PC) fueron colectadas en el km 83 de la CFB, Caserío "Señor de los Milagros", jurisdicción del distrito de Irazola, Provincia de Padre Abad y *T. zebrina* (TZ) fue obtenida del Banco de Genes de Plantas Biocidas y Medicinales del Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP), Ucayali, ubicada en la CFB km 12.400. Las lianas de PC fueron secadas directamente al sol por espacio de dos semanas aproximadamente y se trituraron en un molino de martillo. Se pesaron 250 g de PC y se realizó la decocción con 2.5 L de agua destilada, la cual fue estandarizada a pH 7 con NaOH 1N, la decocción se realizó por espacio de 2 h hasta obtener un L de solución madre de color rojo tinto. Para el caso de TZ

se secó toda la planta directamente al sol hasta perder el 90 % de humedad aproximadamente, se trituró en un molino de martillo; se realizó una infusión con 100 g de TZ triturada en 1 L de agua destilada a 80 °C, del cual se obtuvo 800 ml de solución madre.

Bioensayos

Se utilizaron larvas del III estadio de *A. benarrochi*, los cuales se expusieron al extracto de PC por decocción y a TZ por infusión. Se prepararon concentraciones al 5 %, 10 %, 15 % y 20 % para PC y concentraciones de 2.5 %, 5 %, 7.5 % y 10 % para TZ ([peso seco en g de la planta/ volumen de agua destilada] x 100), los cuales correspondieron a agregar 20; 40; 60; y 80 ml del extracto patrón (Solución Madre) de ambas especies de plantas, y enrasados a 100 ml con agua destilada. Se emplearon vasos de plástico circulares descartables de 250 ml de capacidad. Todos los bioensayos se realizaron a una temperatura no controlada de 30 °C ± 5 °C y humedad relativa entre 60 y 85 %.

Evaluación de la mortalidad

Las lecturas de mortalidad de *A. benarrochi* se realizaron a 1, 4, 8, 12 y 24 h de exposición. Las larvas se consideraron muertas cuando no reaccionaron al momento de ser tocadas con un puntero romo en la región cervical durante 10 seg. de observación (Macedo *et al.*, 1997).

Análisis estadístico

Las pruebas de toxicidad aguda de los extractos acuosos sobre *A. benarrochi* se evaluaron en cuatro concentraciones más el control, con cuatro repeticiones, en un diseño de Bloque Completo al Azar (DBCA): 5 x 4. La eficacia de los tratamientos y las repeticiones se evaluó a través de un análisis de varianza (ANDEVA) de dos vías, previa transformación de los datos a raíz cuadrada del arcoseno. En el caso de existir diferencias significativas entre los tratamientos y entre las repeticiones se realizó la prueba de Tukey. Los cálculos de la mortalidad corregida se realizaron mediante la fórmula de Abbott en caso de muerte natural en el grupo testigo cuando éste era menor al 20 % (Macedo *et al.*, 1997). Los datos se analizaron mediante el paquete SAS Institute Inc, 1989. Las concentraciones letales medias (CL₅₀), así como sus límites de confianza se determinaron utilizando el programa de la EPA Probit.

Resultados y discusión

Las principales condiciones y criterios de aceptabilidad para la prueba de toxicidad aguda con las formas larvianas del mosquito *A. benarrochi*, empleando extractos de PC por decocción y de TZ por infusión, mostraron un 80 % de sobrevivencia en los controles (Tabla 1).

Tabla 1. Condiciones y criterios de aceptabilidad de la prueba de toxicidad aguda con *Anopheles benarrochi*

Tipo de bioensayo	estático
Tiempo de exposición	1, 4, 8, 12 y 24 h
Temperatura	29 ± 6 °C
Humedad relativa	60 – 85 %
pH de la solución	7
Fotoperíodo	12:12
Tamaño de envase	capacidad de 250 ml
Volumen de la solución / envase	100 ml
Edad de organismos	larvas del III estadio
Nº de réplicas / concentración	4
Nº de concentraciones más control	40 5
Nº de larvas / concentración	10
Nº de larvas por envase	200
Nº total de larvas por ensayo	no requiere
Régimen de alimentación	destilada
Agua control y de dilución	Directa por 10 seg.
Tiempo de observación	mortalidad (cuando no reaccionan al con algún movimiento al ser tocadas en la región cervical).
Respuesta letal	Sobre 80% de sobrevivencia en los controles.
Criterio de aceptabilidad sugerida	

Tabla 2. Efecto de extractos acuosos de *Paullinia clavigera* en la mortalidad de larvas de *Anopheles benarrochi* en bioensayos de laboratorio a diferentes horas de evaluación.

Concentración (%)	1 hora		4 horas		8 horas		12 horas		24 horas	
	Mortalidad	Sig.	Mortalidad	Sig.	Mortalidad	Sign.	Mortalidad	Sig.	Mortalidad	Sig.
Agua destilada	0	c	0	c	0	c	0	c	10 (0)	b
5	0	c	10	c	32,5	b	57,5	b	85 (83,33)	a
10	15	b	47,5	b	90	a	95	a	100(100)	a
15	22,5	b	57,5	ab	92,5	a	97,5	a	97,5(97,22)	a
20	42,5	a	82,5	a	97,5	a	97,5	a	100(100)	a

Promedio en una misma línea vertical seguidos por la misma letra minúscula no difieren significativamente a P = 0,05. Prueba de Tukey (SAS, 1989).

Sign.= Significancia.

Valores entre paréntesis están corregidos por la fórmula de Abbott. Los valores de las concentraciones en ml fueron transformados a % ([peso seco de la planta/volumen de agua destilada] x 100).

Los resultados de mortalidad de larvas después de la aplicación del extracto de PC por decocción a las concentraciones de 5, 10, 15 y 20 % a 24 h de evaluación mostraron diferencias significativas en comparación con el testigo absoluto (agua destilada). Las mortalidades diferentes al control se inician a 1 h de exposición en concentraciones de 10, 15 y 20 %; asimismo, la concentración al 5 %, inicia su efecto a 4 h de exposición con 10 % de mortalidad y se va incrementando hasta 24 horas con 95 % (Tabla 2).

Tabla 3. Efecto de extractos acuosos de *Tradescantia zebrina* en la mortalidad de larvas de *Anopheles benarrochi* en bioensayos de laboratorio a diferentes horas de evaluación.

Concentración (%)	1 hora		4 horas		8 horas		12 horas		24 horas	
	Mortalidad %	Sign.	Mortalidad %	Sign.	Mortalidad %	Sign.	Mortalidad %	Sign.	Mortalidad %	Sign.
Agua destilada	0	a	0	a	0	b	0	b	15(0)	c
2,5	0	a	0	a	0	b	0	b	65 (58,82)	b
5	0	a	0	a	0	b	17,5	b	90 (88,24)	ab
7,5	0	a	0	a	10	b	52,5	a	95(94,12)	ab
10	0	a	0	a	42,5	a	80	a	100 (100)	a

Promedio en una misma línea vertical seguidos por la misma letra minúscula no difieren significativamente a P = 0.05. Prueba de Tukey (SAS, 1989).

Sign.= Significancia.

Valores entre paréntesis están corregidos por la fórmula de Abbott. Los valores de las concentraciones en ml fueron transformados a % ([peso seco de la planta/volumen de agua destilada] x 100).

A diferencia de PC, *Tradescantia* inicia recién su efecto biocida a 8 h de exposición, en forma significativa con respecto al testigo (agua destilada), en concentración del 10 %; observándose a las 12 h y a las 24 h mortalidades significativas a las diferentes concentraciones (Tabla 3).

El PC presenta mayor efecto insecticida que TZ de 1 a 12 h de exposición. Sin embargo, a 24 h de exposición los valores de CL₅₀ son numéricamente semejantes (Tabla 4).

Tabla 4. Valores de la concentración letal media (CL₅₀) en los extractos acuosos de *Paullinia clavigera* y *Tradescantia zebrina* sobre larvas de *Anopheles benarrochi*.

Periodo de exposición (h)	CL ₅₀ (%)	
	<i>Paullinia clavigera</i>	<i>Tradescantia zebrina</i>
1	25.46 (21.54 – 30.09)	> 17.62
4	11.21 (9.55 – 13.16)	> 17.62
8	6.17 (5.43 – 7.02)	17.62 (14.35 – 21.63)
12	1.99 (1.36 – 2.91)	7.23 (6.53 – 8.02)
24	0.81 (0.55 – 1.18)	0.86 (0.52 – 1.40)

Más de 2000 especies de plantas poseen químicos con propiedades biocidas en el control de plagas, y entre éstas, 344 especies han demostrado que tienen algún grado de actividad contra las larvas de mosquitos (Sukumar *et al.*, 1991). La Tabla 5 muestra 54 plantas pertenecientes a 30 familias con propiedades larvicidas contra culícidos reportadas en la literatura mundial en los últimos seis años (entre 1998 al 2003).

La efectividad de los insecticidas vegetales es dependiente de algunos factores extrínsecos, tales como la especie y variedad de la planta, época de recolección, parte cosechada y forma de preparación, extracción y aplicación (Iannacone *et al.*, 2002). Además Amadiola (2000), señala que las diferencias en la toxicidad de diferentes extractos pudieran deberse a la solubilidad de sus compuestos activos en

los solventes o a la presencia de inhibidores activos en los solventes o a la presencia de inhibidores de principios insecticidas. En el presente estudio, en ambas especies de plantas se empleó agua destilada como solvente.

Entre los factores inherentes al organismo de prueba, es de destacar la variación de la susceptibilidad de acuerdo a la edad, estado de desarrollo, reorganización anatómica y a las variaciones propias de la muda; existe además, una tasa metabólica muy baja en individuos cercanos a la pupación, como las larvas; tal es así que se prefirió trabajar con el III estadio, debido a que Mulla & Su (1999) muestran que este estadio fue el más susceptible en comparación con el IV (Xue *et al.*, 2000).

De otro lado, la actividad tóxica de los principios activos de las plantas biocidas empleadas sería de ingesta y de contacto (Stoll, 1989; Rodríguez, 2000). De ingesta, porque al alimentarse las larvas mediante filtración y al no poseer una ingestión selectiva de partículas, los larvicidas pueden ingresar libremente produciendo toxicidad digestiva (Macedo *et al.*, 1997); y de contacto, mediante tres mecanismos interdependientes: transporte desde la cutícula al sitio de acción, inhibición enzimática y efecto sobre el sistema nervioso central, respiratorio u otro sistema involucrado como una consecuencia bioquímica del primer mecanismo (Gunther & Jeppson, 1962).

Se concluye que ambas especies de plantas *P. clavigera* y *T. zebrina* son candidatas ideales y promisorias como agentes biocidas naturales para el control larvario de *A. benarrochi*, debido a que producen CL₅₀s de 0.81 % a 0.86 % a las 24 h de exposición (Tablas 2 y 3).

Literatura citada

Abourashed E.A., Toyang N.J., Choinski J.Jr. & Khan I.A. 1999. Two new flavone glycosides from *Paullinia pinnata*. J. Nat. Prod. 62: 1179-1181.

Amadiola A.C. 2000. Controlling rice blast *in vitro* and *in vivo* with extracts of *Azadiracta indica*. Crop Protection. 19: 452-460.

Araujo E.C., Silveira E.R., Lima M.A., Neto M.A., de Andrade I.L., Santiago G.M. & Mesquita A.L. 2003. Insecticidal activity and chemical composition of volatile oils from *Hyptis martiusii* Benth. J. Agric. Food Chem. 51: 3760-3762.

Bandara K.A., Kumar V., Jacobsson U. & Molleyres L.P. 2000. Insecticidal piperidine alkaloid from *Microcos paniculata* stem bark. Phytochemistry. 54: 29-32.

Blanco S., Martínez A., Cano O., Tello R. & Mendoza E.I. 2000. Introducción al *Bacillus sphaericus* cepa-2362 (GRISELEF) para el control biológico

- de vectores maláricos en Guatemala. Rev. Cub. Med. Trop. 52: 37-43.
- Bobadilla A.M., Zavaleta G., Franco F.G. & Pollack, L. 2002. Efecto bioinsecticida del extracto etanólico de las semillas de *Annona cherimolia* Miller "chirimoya" y *A. muricata* Linneaus "guanabana" sobre larvas del IV estadio de *Anopheles* sp. Rev. peru. biol. 9: 64 -73.
- Calderón G, Fernández R. & Valle J. 1995. Especies de la fauna anofelina, su distribución y algunas consideraciones sobre su abundancia e infectividad en el Perú. Rev. peru. Epidemiol. 8: 5-23.
- Calle L.D.A., Quinones M.L., Erazo H.F. & Jaramillo O.N. 2002. Morphometric discrimination of females of five species of *Anopheles* of the subgenus *Nyssorhynchus* from Southern and Northwest Colombia. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 97: 1191-1195.
- Chariandy C.M., Seaforth C.E., Phelps R.H., Pollard G.V. & Khambay B.P. 1999. Screening of medicinal plants from Trinidad and Tobago for antimicrobial and insecticidal properties. J. Ethnopharmacol. 64: 265-270.
- Ciccia G., Coussio J. & Mongelli E. 2000. Insecticidal activity against *Aedes aegypti* larvae of some medicinal South American plants. J. Ethnopharmacol. 72: 185-189.
- Cipollini M.L. 2000. Secondary metabolites of vertebrate-dispersed fruits: evidence for adaptive functions. Rev. Chil. hist. Nat. 73: 421-440.
- da Fonseca C.A., Leal J., Costa S.S. & Leitao A.C. 1994. Genotoxic and mutagenic effects of guarana (*Paullinia cupana*) in prokaryotic organisms. Mutat. Res. 321: 165-73.
- David J.P., Rye D., Pautou M.P. & Meyran J.C. 2000. Differential toxicity of leaf litter to dipteran larvae of mosquito developmental sites. J. Invertebr. Pathol. 75: 9-18.
- De Barjac H. 1987. Operational bacterial insecticides and their potential for future improvement. Appl. Microbiol. Biotechnol. 21: 85-90.
- Diallo D., Marston A., Terreaux C., Toure Y., Paulsen B.S. & Hostettmann K. 2001. Screening of Malian medicinal plants for antifungal, larvicidal, molluscicidal, antioxidant and radical scavenging activities. Phytother. Res. 15: 401-406.
- El Hag E.A., El Nadi A.H. & Zaitoon A.A. 1999. Toxic and growth retarding effects of three plant extracts on *Culex pipiens* larvae (Diptera: Culicidae). Phytother. Res. 13: 388-392.
- Gunther A. & Jeppson L. 1962. Insecticidas modernos y la producción mundial de alimentos. Compañía Editorial Continental S. A. México D. F.
- Hung H. S., Wang J., Sim K.Y., Ee G.C., Imiyabir Z., Yap K.F., Shaari K., Hock K. & Goh S. 2003. Meliternatin: a feeding deterrent and larvicidal polyoxygenated flavone from *Melicope subunifoliolata*. Phytochemistry. 62: 1121-1124.
- Iannacone J. & Alvarino L. 1997. Peces larvivoros con potencial para el control biológico de estados inmaduros de zancudos en el Perú. Rev. per. Ent. 40: 9-19.
- Iannacone J. & Alvarino L. 1998. Ecotoxicidad aguda del insecticida organofosforado temephos sobre *Chironomus calligraphus* Goeldi (Diptera: Chironomidae). Acta Entomol. Chilena. 22: 53-55.
- Iannacone J. & Caballero C. 1999. La técnica de precoloración de Walker para evaluar *Plasmodium vivax* Grassi y *Plasmodium malariae* Leveran en comunidades Asháninkas en Satipo (Junín, Perú). Rev. per. Biol. 6: 171-180.
- Iannacone J., Alvarino L., Moreno R., Reyes M. & Chauca J. 2000. Culicidos (Diptera) en la provincia Constitucional del Callao, Perú, durante el Niño 1997-98. Acta Entomol. Chilena. 24: 51-60.
- Iannacone J., Alvarino L. & Mansilla J. 2002. Actividad insecticida de cuatro extractos botánicos sobre larvas de los mosquitos *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae) y *Chironomus calligraphus* (Diptera: Chironomidae). Wiñay Yachay (Perú). 6: 56 - 71.
- Ioset J.R., Marston A., Gupta M.P. & Hostettmann K. 2000. Antifungal and larvicidal cordiaquinones from the roots of *Cordia curassavica*. Phytochemistry. 53: 613-617.
- Ioset J.R., Marston A., Gupta M.P. & Hostettmann K. 2001. Five new prenylated stilbenes from the root bark of *Lonchocarpus chiricanus*. J. Nat. Prod. 64: 710-715.
- Isidoro M., Ferrara M., Lavorgna M., Nardelli A. & Parrilla A. 2003. *In situ* monitoring of urban air in Southern Italy with the *Tradescantia* micronucleus bioassay and semipermeable membrane devices (SPMDs). Chemosphere. 52:121-126.
- Jang Y.S., Baek B.R., Yang Y.C., Kim M.K. & Lee H.S. 2002. Larvicidal activity of leguminous seeds and grains against *Aedes aegypti* and *Culex pipiens pallens*. J. Am. Mosq. Control Assoc. 18: 210-213.
- Jaswanth A., Ramanathan P. & Ruckmani K. 2002. Evaluation of mosquitocidal activity of *Annona squamosa* leaves against filarial vector mosquito, *Culex quinquefasciatus* Say. Indian J. Exp. Biol. 40: 363-365.
- Jeyabalan D., Arul N. & Thangamathi P. 2003. Studies on effects of *Pelargonium citrosa* leaf extracts on malarial vector, *Anopheles stephensi* Liston. Bioresour. Technol. 89: 185-189.
- Kim J.K., Shin H.S., Lee J.H., Lee J.J. & Lee J.H. 2003. Genotoxic effects of volatile organic compounds in a chemical factory as evaluated by the *Tradescantia* micronucleus assay and by chemical analysis. Mutat. Res. 541: 55-61.
- Klein T.A., Lima J.B., Tada M.S. & Miller R. 1991. Comparative susceptibility of anopheline mosquitoes in Rondonia, Brazil to infection by

- Plasmodium vivax*. Am. J. Trop. Med. Hyg. 45: 463-470.
- Lee S.E. 2000. Mosquito larvicidal activity of piperonaline, a piperidine alkaloid derived from long pepper, *Piper longum*. J. Am. Mosq. Control Assoc. 16: 245-247.
- Lounibos L.P., Duzak D. & Linley J.R. 1997. Comparative egg morphology of six species of the *albimanus* section of *Anopheles* (*Nyssorhynchus*) (Diptera: Culicidae). J. Med. Entomol. 34: 136-155.
- Macedo M.E., Consoli R.A., Grande T.S., dos Anjos A.M., de Oliveira A.B., Mendes N.M., Queiroz R.O. & Zani C.L. 1997. Screening of Asteraceae (Compositae) plant extracts for larvicidal activity against *Aedes fluviatilis* (Diptera: Culicidae). Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 92: 565-570.
- Mansour S.A., Messeha S.S. & el-Gengaihi S.E. 2000. Botanical biocides. 4. Mosquitocidal activity of certain *Thymus capitatus* constituents. J. Nat. Toxins. 9: 49-62.
- Melendez P.A. & Carriles V.A. 2002. Molluscicidal activity of plants from Puerto Rico. Ann. Trop. Med. Parasitol. 96: 209-218.
- Miles J.E., Ramsewak R.S. & Nair M.G. 2000. Antifeedant and mosquitocidal compounds from *Delphinium x cultorum* cv. Magic fountains flowers. J. Agric. Food Chem. 48: 503-506.
- Momin R.A. & Nair M.G. 2001. Mosquitocidal, nematocidal, and antifungal compounds from *Apium graveolens* L. seeds. J. Agric. Food Chem. 49: 142-145.
- Momin R.A. & Nair M.G. 2002. Pest-managing efficacy of trans-asarone isolated from *Daucus carota* L. seeds. J. Agric. Food Chem. 50: 4475-4478.
- Mongelli E., Coussio J. & Ciccina G. 2002. Investigation of the larvicidal activity of *Pothomorphe peltata* and isolation of the active constituent. Phytother. Res. 16 Suppl 1: S71-S72.
- Mulla M.S. & Su T. 1999. Activity and Biological effects of neem products against arthropods of medical veterinary importance. J. Am. Mosq. Control Assoc. 16: 234-240
- Myerscough M. 1998. Herbal remedies. How much do you know? Aust. Fam. Physician. 27: 1037-1040.
- Ndung'u M., Hassanali A., Hooper A.M., Chhabra S., Miller T.A., Paul R.L. & Torto B. 2003. Ring A-seco mosquito larvicidal limonoids from *Turraea wakefieldii*. Phytochemistry. 64: 817-823.
- Oberlies N.H., Rogers L.L., Martin J.M. & McLaughlin J.L. 1998. Cytotoxic and insecticidal constituents of the unripe fruit of *Persea americana*. J. Nat. Prod. 61: 781-785.
- ORGANIZACIÓN MUNDIAL DE LA SALUD (OMS). 1992. Resistencia de los Vectores de Enfermedades a los Plaguicidas. 15.º Informe del Comité de Expertos de la OMS en Biología de Vectores y Lucha Antivectorial (Serie de Informes Técnicos N.º 818). Ginebra.
- ORGANIZACIÓN PANAMERICANA DE LA SALUD (OPS). 1999. Control Selectivo de Vectores de Malaria. Guía para el nivel local de los sistemas de salud. Washington, DC. IV.
- ORGANIZACIÓN PANAMERICANA DE LA SALUD (OPS). 2001. Situación de los programas de malaria en las Américas. Bol. Epid. Org. Panam. Salud. 22:10-14.
- Park I.K., Lee S.G., Shin S.C., Park J.D. & Ahn Y.J. 2002. Larvicidal activity of isobutylamides identified in *Piper nigrum* fruits against three mosquito species. J. Agric. Food Chem. 50: 1866-1870.
- Pelah D., Abramovich Z., Markus A. & Wiesman Z. 2002. The use of commercial saponin from *Quillaja saponaria* bark as a natural larvicidal agent against *Aedes aegypti* and *Culex pipiens*. J. Ethnopharmacol. 81: 407-409.
- Pérez D. 2002. Etnobotánica medicinal y biocidas para malaria en la región Ucayali. Folia Amazoniana. 13: 85-106.
- Pitasawat B., Choochote W., Kanjanapothi D., Panthong A., Jitpakdi A. & Chaithong U. 1998. Screening for larvicidal activity of ten carminative plants. Southeast Asian J. Trop. Med. Public Health. 29: 660-662.
- Plotkin M. 1988. The outlook for new agricultural and industrial products from the tropics: Natural pesticides. In *Biodiversity*, ed. E.O. Wilson, 111-12. Washington, D.C.: National Academy Press.
- Rahuman A.A., Gopalakrishnan G., Ghose B.S., Arumugam S. & Himalayan B. 2000. Effect of *Feronia limonia* on mosquito larvae. Fitoterapia. 71: 553-555.
- Ramsewak R.S., Nair M.G., Murugesan S., Mattson W.J. & Zasada J. 2001. Insecticidal fatty acids and triglycerides from *Dirca palustris*. J. Agric. Food Chem. 49: 5852-5856.
- Redwane A., Lazrek H.B., Bouallam S., Markouk M., Amarouch H. & Jana M. 2002. Larvicidal activity of extracts from *Quercus lusitania* var. *infectoria* galls (Oliv.). J. Ethnopharmacol. 79: 261-263.
- Rodríguez C. 2000. Plantas Contra Plagas: Potencial práctico de ajo, anona, nim, chile y tabaco. Ed. RAPAM. México. D. F.
- Sallum M., Bergo E.S. & Forattini O.P. 1997. First record of *Anopheles benarrochi* Gabaldon, Cova García & Lopez from the State of Sao Paulo, Southern Brazil. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 92: 233-234.
- Santa Maria A., Lopez A., Diaz M.M., Munoz-Mingarro D. & Pozuelo J.M. 1998. Evaluation of the toxicity of guarana with in vitro bioassays. Ecotoxicol. Environ. Saf. 39: 164-167.
- Santamarina M.A. & Perez P.R. 1997. Reduction of mosquito larval densities in natural sites after

- introduction of *Romanomermis culicivorax* (Nematoda: Mermithidae) in Cuba. *J. Med. Entomol.* 34: 1-4.
- Schoeler G.B., Flores-Mendoza C., Fernandez R., Davila J.R. & Zyzak M. 2003. Geographical distribution of *Anopheles darlingi* in the Amazon Basin region of Peru. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 19: 286-296.
- Schultes R.E. 1994. Amazonian ethnobotany and the search for new drugs. *Ciba Found Symp.* 185: 106-112; discussion: 112-115.
- Siddiqui B.S., Afshan F., Gulzar T., Sultana R., Naqi S.N. & Tariq R.M. 2003. Tetracyclic triterpenoids from the leaves of *Azadirachta indica* and their insecticidal activities. *Chem. Pharm. Bull. (Tokyo)*, 51: 415-417.
- Stoll G. 1989. Protección natural de cultivos con recursos provenientes de las granjas de las zonas tropicales y sub tropicales. Ed. Científica José Margraf. Alemania.
- Sukumar K., Perich J. & Boombar L.R. 1991. Botanical derivatives in mosquito control; A review. *J. Am. Mosq. Control. Assoc.* 7: 210-237.
- Sumita N.M., Mendes M.E., Macchione M., Guimaraes E.T., de Lichtenfels A.J., de Lobo D.J., Saldiva P.H. & Saiki M. 2003. *Tradescantia pallida* cv. *purpurea* boom in the characterization of air pollution by accumulation of trace elements. *J. Air Waste Manag. Assoc.* 53:574-579.
- Sun R., Sacalis J.N., Chin C.K. & Still C.C. 2001. Bioactive aromatic compounds from leaves and stems of *Vanilla fragrans*. *J. Agric. Food Chem.* 49: 5161-5164.
- Tiew P., Ioset J.R., Kokpol U., Chavasiri W. & Hostettmann K. 2003. Antifungal, antioxidant and larvicidal activities of compounds isolated from the heartwood of *Mansonia gagei*. *Phytother. Res.* 17: 190-193.
- Traboulsi A.F., Taoubi K., el-Haj S., Bessiere J.M. & Ramal S. 2002. Insecticidal properties of essential plant oils against the mosquito *Culex pipiens molestus* (Diptera: Culicidae). *Pest. Manag. Sci.* 58: 491-495.
- Vahitha R., Venkatachalam M.R., Murugan K. & Jebanesan A. 2002. Larvicidal efficacy of *Pavonia zeylanica* L. and *Acacia ferruginea* D.C. against *Culex quinquefasciatus* Say. *Bioresour. Technol.* 82: 203-204.
- Xue R.D., Barnard D.R. & Ali A. 2000. Laboratory and field comparison of pyriproxyfen, polystyrene beads and other larvicidal methods against malaria vectors in Sri Lanka. *Acta Trop.* 81: 211-233.
- Yang Y.C., Lee S.G., Lee H.K., Kim M.K., Lee S.H. & Lee H.S. 2002. A piperidine amide extracted from *Piper longum* L. fruit shows activity against *Aedes aegypti* mosquito larvae. *J. Agric. Food Chem.* 50: 3765-3767.
- Yang Y.C., Lee E.H., Lee H.S., Lee D.K. & Ahn Y.J. 2004. Repellency of aromatic medicinal plant extracts and a steam distillate to *Aedes aegypti*. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 20: 146-149.

Tabla citada en el texto

Tabla 5. Plantas con propiedades biocidas empleadas para el control de mosquitos culicidos entre 1998 al 2003.

Familia	Nombre científico	Parte de la planta	Especie de mosquito	Referencia
Acanthaceae	<i>Justicia pectoralis</i> Vault	hojas	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Chariandy <i>et al.</i> (1999)
Aizoaceae	<i>Glinus oppositifolius</i> (L.)	hojas	<i>Anopheles gambiae</i> s.l. Giles	Diallo <i>et al.</i> (2001)
Aizoaceae	D.C.	hojas	<i>Culex quinquefasciatus</i> Say	Diallo <i>et al.</i> (2001)
Aizoaceae	<i>Glinus oppositifolius</i> (L.)	hojas	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Diallo <i>et al.</i> (2001)
Anacardiaceae	<i>Lannea velutina</i> A. Rich	hojas	<i>Anopheles gambiae</i> s.l. Giles	Diallo <i>et al.</i> (2001)
Anacardiaceae	<i>Lannea velutina</i> A. Rich	hojas	<i>Culex quinquefasciatus</i> Say	Diallo <i>et al.</i> (2001)
Anacardiaceae	<i>Lannea velutina</i> A. Rich	hojas	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Diallo <i>et al.</i> (2001)
Anacardiaceae	<i>Pistacia lentiscus</i> L.	hojas	<i>Culex pipiens molestus</i> Forskal	Traboulsi <i>et al.</i> (2002)
Anacardiaceae	<i>Schinus molle</i> L.	hojas	<i>Culex quinquefasciatus</i> Say	Iannacone <i>et al.</i> (2002)
Annonaceae	<i>Annona cherimolia</i> Miller	semillas	<i>Anopheles</i> sp.	Bobadilla <i>et al.</i> (2002)
Annonaceae	<i>Annona muricata</i> L.	semillas	<i>Anopheles</i> sp.	Bobadilla <i>et al.</i> (2002)
Annonaceae	<i>Annona squamosa</i> L.	hojas	<i>Culex quinquefasciatus</i> Say	Jaswanth <i>et al.</i> (2003)
Apiaceae	<i>Apium graveolens</i> L.	semillas	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Nomin & Nair (2001)
Apiaceae	<i>Daucus carota</i> L.	semillas	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Momin <i>et al.</i> (2002)
Apocynaceae	<i>Rhazya stricta</i> Decne	hojas	<i>Culex pipiens</i> L.	El Hag <i>et al.</i> (1999)
Araliaceae	<i>Cussonia barteri</i> Seem	hojas	<i>Anopheles gambiae</i> s.l. Giles	Diallo <i>et al.</i> (2001)

Araliaceae	<i>Cussonia barteri</i> Seem	hojas	<i>Culex quinquefasciatus</i> Say	Diallo <i>et al.</i> (2001)
Araliaceae	<i>Cussonia barteri</i> Seem	hojas	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Diallo <i>et al.</i> (2001)
Asteraceae	<i>Spilanthes acmella</i> Murr. <i>Alnus glutinosa</i> (L.)	hojas	<i>Culex quinquefasciatus</i> Say	Pitasawat <i>et al.</i> (1998)
Betulaceae	Gaertn <i>Alnus glutinosa</i> (L.)	hojas	<i>Aedes albopictus</i> (Skuse)	David <i>et al.</i> (2000)
Betulaceae	Gaertn <i>Cordia curassavica</i> (Jacq.)	hojas	<i>Culex pipiens</i> L.	David <i>et al.</i> (2000)
Boraginaceae	Roem & Schutt	raíces	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Ioset <i>et al.</i> (2000)
Euphorbiaceae	<i>Manihot utilissima</i> Pohl.	hojas	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Chariandy <i>et al.</i> (1999)
Fabaceae	<i>Cassia obtusifolia</i> L.	semillas	<i>Aedes aegypti</i> (L.) <i>Culex pipiens pallens</i>	Jang <i>et al.</i> (2002)
Fabaceae	<i>Cassia obtusifolia</i> L.	semillas	Coquillett	Jang <i>et al.</i> (2002)
Fabaceae	<i>Cassia tora</i> L.	semillas	<i>Aedes aegypti</i> (L.) <i>Culex pipiens pallens</i>	Jang <i>et al.</i> (2002)
Fabaceae	<i>Cassia tora</i> L. <i>Lonchocarpus chiricanus</i>	semillas	Coquillett	Jang <i>et al.</i> (2002)
Fabaceae	Pittier <i>Vicia tetrasperma</i> (L.)	raíces	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Ioset <i>et al.</i> (2001)
Fabaceae	Schreber <i>Vicia tetrasperma</i> (L.)	semillas	<i>Aedes aegypti</i> (L.) <i>Culex pipiens pallens</i>	Jang <i>et al.</i> (2002)
Fabaceae	Schreber <i>Quercus lusitanica</i> var. <i>infectoria</i> (G. Olivier) A. DC	semillas	Coquillett	Jang <i>et al.</i> (2002)
Fagaceae		corteza-tronco	<i>Culex pipiens</i> L.	Redwane <i>et al.</i> (2002)
Fagaceae	<i>Quercus robur</i> L.	hojas	<i>Aedes albopictus</i> (Skuse)	David <i>et al.</i> (2000)
Fagaceae	<i>Quercus robur</i> L. <i>Pelargonium citrosa</i> Van	hojas	<i>Culex pipiens</i> L.	David <i>et al.</i> (2000)
Geraniaceae	Leenii <i>Delphinium x cultorum</i>	hojas	<i>Anopheles stephensi</i> Liston	Jeyabalan <i>et al.</i> (2003)
Labiaceae	Voss <i>Hyptis martiusii</i> Mart ex	flores	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Miles <i>et al.</i> (2000)
Labiaceae	Benth	hojas	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Araujo <i>et al.</i> (2003)
Labiaceae	<i>Lavandula stoechas</i> L.	hojas	<i>Culex pipiens molestus</i> Forskal	Traboulsi <i>et al.</i> (2002)
Labiaceae	<i>Mentha microphylla</i> Koch <i>Minthostachys setosa</i>	hojas	<i>Culex pipiens molestus</i> Forskal	Traboulsi <i>et al.</i> (2002)
Labiaceae	(Briq.) Epling	hojas	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Ciccía <i>et al.</i> (2000)
Labiaceae	<i>Origanum syriacum</i> L. <i>Thymus capitatus</i> (L.)	hojas	<i>Culex pipiens molestus</i> Forskal	Traboulsi <i>et al.</i> (2002)
Labiaceae	Hoffm. & Link	hojas	<i>Culex pipiens</i> L.	Mansour <i>et al.</i> (2000)
Lauraceae	<i>Persea americana</i> Mill.	fruto	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Oberlies <i>et al.</i> (1998)
Magnoliaceae	<i>Illicium verum</i> Hook	hojas	<i>Culex quinquefasciatus</i> Say	Pitasawat <i>et al.</i> (1998)
Malvaceae	<i>Pavonia zeylanica</i> L. <i>Azadirachta indica</i> Adr.	hojas	<i>Culex quinquefasciatus</i> Say	Vahitha <i>et al.</i> (2002)
Meliaceae	Juss <i>Azadirachta indica</i> Adr.	hojas	<i>Anopheles stephensi</i> Liston	Siddiqui <i>et al.</i> (2003)
Meliaceae	Juss <i>Azadirachta indica</i> Adr.	hojas	<i>Culex pipiens</i> L.	El Hag <i>et al.</i> (1999)
Meliaceae	Juss	hojas	<i>Culex quinquefasciatus</i> Say	Iannacone <i>et al.</i> (2002)
Meliaceae	<i>Turraea wakefieldii</i>	raíces	<i>Anopheles gambiae</i> s.l. Giles	Ndung'uM <i>et al.</i> (2003)
Menispermaceae	<i>Abuta grandifolia</i> (Mart.) Sandwith	hojas	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Ciccía <i>et al.</i> (2000)
Mimosaceae	<i>Acacia ferruginea</i> D.C.	hojas	<i>Culex quinquefasciatus</i> Say	Vahitha <i>et al.</i> (2002)
Myrtaceae	<i>Myrtus communis</i> L. <i>Syzygium aromaticum</i>	hojas	<i>Culex pipiens molestus</i> Forskal	Traboulsi <i>et al.</i> (2002)
Myrtaceae	(Gaertn) Linn.	hojas	<i>Culex pipiens</i> L.	El Hag <i>et al.</i> (1999)
Orchidaceae	<i>Vanilla fragans</i> Ames	hojas y tronco	<i>Aedes aegypti</i> (L.) <i>Culex pipiens pallens</i>	Sun <i>et al.</i> (2001)
Piperaceae	<i>Piper longum</i> L.	fruto	Coquillett	Lee (2000)
Piperaceae	<i>Piper nigrum</i> L.	fruto	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Yang <i>et al.</i> (2002)
Piperaceae	<i>Piper nigrum</i> L.	fruto	<i>Aedes togoi</i> Theobald <i>Culex pipiens pallens</i>	Park <i>et al.</i> (2002)
Piperaceae	<i>Piper nigrum</i> L.	fruto	Coquillett	Park <i>et al.</i> (2002)
Piperaceae	<i>Pothomorphe peltata</i> L.	hojas	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Mongelli <i>et al.</i> (2002)

Rosaceae	<i>Quillaja saponaria</i> Molina	corteza-tronco	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Pelah <i>et al.</i> (2002)
Rosaceae	<i>Quillaja saponaria</i> Molina <i>Feronia limonia</i> (L.)	corteza-tronco	<i>Culex pipiens</i> L.	Pelah <i>et al.</i> (2002)
Rutaceae	Swingle <i>Feronia limonia</i> (L.)	hojas	<i>Culex quinquefasciatus</i> Say	Rahuman <i>et al.</i> (2000)
Rutaceae	Swingle <i>Feronia limonia</i> (L.)	hojas	<i>Anopheles stephensi</i> Liston	Rahuman <i>et al.</i> (2000)
Rutaceae	Swingle <i>Melicope subunifoliata</i>	hojas	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Rahuman <i>et al.</i> (2000)
Rutaceae	(Stapf) T.G. Hartley	corteza-tronco	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Hung <i>et al.</i> (2003)
Salicaceae	<i>Populus nigra</i> L.	hojas	<i>Aedes albopictus</i> (Skuse)	David <i>et al.</i> (2000)
Salicaceae	<i>Populus nigra</i> L.	hojas	<i>Culex pipiens</i> L.	David <i>et al.</i> (2000)
Sterculiaceae	<i>Mansonia gagei</i> Drumm	corteza-tronco	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Tiew <i>et al.</i> (2003)
Thymelaeaceae	<i>Dirca palustris</i> L.	semillas	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Ramsewark <i>et al.</i> (2001)
Tiliaceae	<i>Microcos paniculata</i> L.	hojas	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Bandara <i>et al.</i> (2000)
Verbenaceae	<i>Lantana camara</i> L. <i>Stachytarpheta</i>	hojas	<i>Culex quinquefasciatus</i> Say	Iannacone <i>et al.</i> (2002)
Verbenaceae	<i>jamaicensis</i> (L.) Vaht <i>Kaempferia galanga</i>	hojas	<i>Aedes aegypti</i> (L.)	Chariandy <i>et al.</i> (1999)
Zingiberaceae	Kencur	hojas	<i>Culex quinquefasciatus</i> Say	Pitasawat <i>et al.</i> (1998)

¹ Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana – Ucayali. Jr. Progreso 102, Pucallpa, Ucayali, Perú. E-mail: jfalcon36@hotmail.com / dperez@iiap.org.pe

² Laboratorio de Ecofisiología Animal. Facultad de Ciencias Naturales y Matemáticas. Universidad Nacional Federico Villarreal. Calle San Marcos 383, Pueblo Libre, Lima, Perú. E-mail: joseiannacone@hotmail.com