

**UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON
FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**



**" ECOLOGIA LARVARIA DE ANOPHELES ALBIMANUS
WIEDEMANN (DIPTERA: CULICIDAE) EN EL SUR DE CHIAPAS,
MEXICO ".**

TESIS

**PARA OBTENER EL TITULO DE MAESTRIA EN CIENCIAS
CON ESPECIALIDAD EN ENTOMOLOGIA MEDICA**

PRESENTA

JUAN IGNACIO ARREDONDO JIMENEZ

MONTERREY, NUEVO LEON

SEPTIEMBRE DE 1990

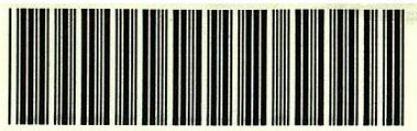
TM

Z532

FCB

1990

A71



1020091302

**UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON
FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**



**" ECOLOGIA LARVARIA DE *ANOPHELES ALBIMANUS*
WIEDEMANN (DIPTERA: CULICIDAE) EN EL SUR DE CHIAPAS,
MEXICO ".**

TESIS

**PARA OBTENER EL TITULO DE MAESTRIA EN CIENCIAS
CON ESPECIALIDAD EN ENTOMOLOGIA MEDICA**

PRESENTA

JUAN IGNACIO ARREDONDO JIMENEZ

MONTERREY, NUEVO LEON

SEPTIEMBRE DE 1990

TM
ZS320
FCB
1990
A71



161931

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON
FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

" ECOLOGIA LARVARIA DE *ANOPHELES ALBIMANUS* WIEDEMANN
(DIPTERA : CULICIDAE) EN EL SUR DE CHIAPAS, MEXICO ".

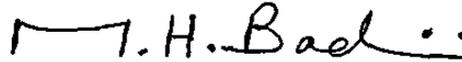
TESIS

PARA OBTENER EL TITULO DE MAESTRIA EN CIENCIAS
CON ESPECIALIDAD EN ENTOMOLOGIA MEDICA

PRESENTA

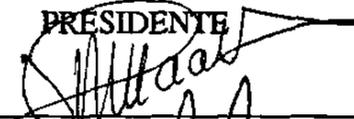
JUAN IGNACIO ARREDONDO JIMENEZ

COMISION DE TESIS

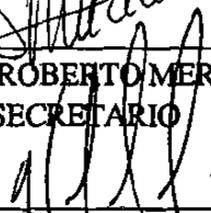


DR. MOHAMMAD H. BADI

PRESIDENTE


M. EN C. ROBERTO MERCADO

SECRETARIO


M. EN C. HUMBERTO QUIROZ MARTINEZ

VOCAL

MONTERREY, NUEVO LEON

SEPTIEMBRE DE 1990

Este trabajo fue llevado a cabo en el Centro de Investigación de Paludismo/Dirección General de Epidemiología/Secretaría de Salud y fue parcialmente financiado por el Programa Especial de Investigación y Entrenamiento en Enfermedades Tropicales (TDR/OMS) y por la Secretaría de Salud.

AGRADECIMIENTOS

Al Dr. Mario H. Rodríguez, mi mejor crítico y amigo especial.

Al Dr. Mohammad Badii mi asesor, por sus críticas constructivas, aunque algunas veces duras, me han hecho aprender un poco de estadística.

Al Dr. David N. Bown, mi guía principal en el área de la Entomología Médica.

Al Dr. Enrique G. Loyola, el mejor compañero de trabajo, amigo y maestro.

A mis revisores de tesis M. C. Humberto Quiroz y M. C. Roberto Mercado.

Al Staff del CIP, Ing. Salvador Partida, administrador, Biól. Américo Rodríguez Ramírez Coordinador del proyecto Dinámica de Criaderos y al Oc. Juan Eugenio Hernández, Jefe del Departamento de Cómputo.

Al equipo de ecología del CIP, Q.F.B. Teresa López Ordoñez, Q.A. Arnoldo Orozco Bonilla, Biól. Guadalupe Vázquez Martínez y a los Técnicos Entomólogos Amílcar Zúñiga Ambrosy, Luis Domínguez Sibaja, Francisco Maldonado Vázquez, Octaviano Girón de León y Enrique Pérez Escobar.

A todos mis compañeros de la maestría en Monterrey, Humberto, Adriana, Carlos, Nancy, María Luisa, Raúl, Alfredo, Iliana, Maribel y Mario.

A mis maestros M. C. Filiberto Reyes Villanueva, Dr. Jaime García, Dr. Alejandro González, M. C. Juana Barrientos y QPB María de la Paz Tijerina.

Al Director de la Facultad de Ciencias Biológicas de la U.A.N.L. Dr. Reyes Tamés Guerra.

A los Doctores Eliska Rejmankova, Donald Roberts, Harry Savage, Kevin Pope, Byron Wood, Jack Paris y Lew Legters.

A todos mis amigos, en especial a la raza de Isla Guadalupe (Buck's, Zopi boy, Kitty, Puma, Lefo y Viejito). A Pablito, a Mora y a Javier.

CONTENIDO

	Página
Lista de Figuras y Tablas.....	i
Resumen.....	vi
I. Introducción.....	1
II. Antecedentes.....	3
III. Método y Materiales.....	5
III.1. Descripción del Area de Estudio.....	5
III.2. Mapeo del Area de Estudio.....	5
III.3. Métodos de Muestreo.....	6
III.3.1. Parámetros ambientales.....	6
III.3.1.1. Temperatura y humedad relativa.....	6
III.3.1.2. Precipitación pluvial.....	6
III.3.2. Parámetros fisicoquímicos.....	6
III.3.2.1 Temperatura del agua.....	6
III.3.2.2. pH.....	6
III.3.2.3. Conductividad eléctrica.....	6
III.3.2.4. Nivel del agua.....	7
III.3.3. Factores bióticos.....	7
III.3.3.1. <i>Anopheles albimanus</i>	7
III.3.3.2. Depredadores.....	8
III.3.3.3. Macrofitas acuáticas.....	8
III.3.4. Muestreo de adultos.....	9
III.3.4.1. Trampas de Luz.....	9
III.3.4.2. Cebo humano.....	9
III.3.5. Análisis de datos.....	9
IV. Resultados y Discusión.....	11
IV.1. Muestreo de larvas.....	11
IV.1.1 Relación entre variables físicas y químicas y la abundancia larvaria.....	11
IV.1.2 Relación entre algunos factores bióticos y la abundancia larvaria.....	13
IV.1.3 Descripción de los criaderos de <i>An. albimanus</i>	13
IV.1.3.1. Pozas de río.....	14
IV.1.3.2. Margenes de río.....	15
IV.1.3.3. Charcas de lluvias.....	15
IV.1.3.4. Arroyos temporales/lagunas temporales.....	15
IV.1.3.5. Marismas.....	15
IV.1.3.6. Arroyos temporales/lagunas permanentes.....	15
IV.1.3.7. Canales de irrigación.....	16
IV.1.3.8. Estuarios.....	16
IV.1.3.9. Pantanos de mangle.....	16

	Página
IV.1.4. Distribución espacial de las poblaciones larvarias	17
IV. 2. Muestreo de adultos	17
IV.2.1. Trampas de luz	17
IV.2.2. Colecciones en cebo humano	18
V Conclusiones	19
VI Literatura Citada	20

LISTA DE FIGURAS Y TABLAS

- Figura 1. Representación esquemática del área de estudio (no a escala) en donde se muestran los transectos perpendiculares al curso del río. La distancia aproximada entre el Canton Huanacaxtal y el mar de de 51/1 km.
- Figura 2. Forma de colecta de datos en el campo.
- Figura 3. Distribución de los diferentes tipos de criaderos mapeados en el área de estudio.
- Figura 4. Abundancia relativa de las poblaciones larvaria de *Anopheles albimanus* a lo largo del tiempo (abr. 88-abr. 89) en los criaderos disponibles en toda el área de estudio.
- Figura 5. Abundancia estacional de las poblaciones larvarias de *Anopheles albimanus* en todos los tipos de criaderos (del 1 al 23), presentes en una porción del plano costero del sur de Chiapas, México.
- Figura 6. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en la poza de río 1.
- Figura 7. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en la poza de río 2.
- Figura 8. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en la poza de río 3.
- Figura 9. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en el margen de río 4.
- Figura 10. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en el margen de río 5.
- Figura 11. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en el margen de río 6.

- Figura 12. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en el margen de río 7.
- Figura 13. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en el margen de río 8.
- Figura 14. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en el margen de río 9.
- Figura 15. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en la charca de lluvias 10.
- Figura 16. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en la charca de lluvias 11.
- Figura 17. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en la charca de lluvias 12.
- Figura 18. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en la laguna temporal 13.
- Figura 19. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en la laguna temporal 14.
- Figura 20. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en la marisma 15.
- Figura 21. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en la laguna permanente 16.
- Figura 22. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos

- los estadios), de *Anopheles albimanus* en el canal de irrigación 17.
- Figura 23. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en el estuario 18.
- Figura 24. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en el estuario 19.
- Figura 25. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en el estuario 20.
- Figura 26. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en el estuario 21.
- Figura 27. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en el estuario 22.
- Figura 28. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, estadios I-II), maduros (IEM, estadios III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los estadios), de *Anopheles albimanus* en la laguna de mangle 23.
- Figura 29. Abundancia estacional de las poblaciones larvarias de *Anopheles albimanus* en pozas de río y charcas de lluvias entre 1988 y 1989 en el plano costero del sur de Chiapas.
- Figura 30. Abundancia estacional de las poblaciones larvarias de *Anopheles albimanus* en márgenes de río y canales de irrigación entre 1988 y 1989 en el plano costero del sur de Chiapas.
- Figura 31. Abundancia estacional de las poblaciones larvarias de *Anopheles albimanus* en lagunas y marismas entre 1988 y 1989 en el plano costero del sur de Chiapas.
- Figura 32. Abundancia estacional de las poblaciones larvarias de *Anopheles albimanus* en estuarios entre 1988 y 1989 en el plano costero del sur de Chiapas.
- Figura 33. Distribución espacial de las poblaciones larvarias de *Anopheles albimanus* a lo largo del tiempo (abr. 88-abr. 89) en los criaderos disponibles en toda el área de estudio.

- Figura 34. Variación temporal de *Anopheles albimanus* adultos (solo hembras) capturados con las trampas de luz en tres localidades del área de estudio, entre abril de 1988 y abril de 1989.
- Figura 35. Distribución mensual de las poblaciones larvarias (ILA) y los adultos de *Anopheles albimanus* capturados con las trampas de luz en tres localidades del área de estudio.
- Figura 36. Distribución estacional de las poblaciones larvarias (ILA) y los adultos de *Anopheles albimanus* capturados con las trampas de luz en tres localidades del área de estudio.
- Figura 37. Poblaciones larvarias y de adultos de *Anopheles albimanus* colectados en cebo humano (entre abril y diciembre de 1988) en las localidades situadas dentro del área de estudio.
- Figura 38. Variación temporal de las poblaciones de adultos de *Anopheles albimanus* colectados mediante trampas de luz o en cebo humano.
- Figura 39. Variación temporal de las poblaciones larvarias de todos los estadios y adultos de *Anopheles albimanus* colectados mediante trampas de luz o en cebo humano.
- Figura 40. Variación temporal de las poblaciones larvarias maduras y adultos de *Anopheles albimanus* colectados mediante trampas de luz o en cebo humano.
- Figura 41. Variación temporal de las poblaciones larvarias juveniles y adultos de *Anopheles albimanus* colectados mediante trampas de luz o en cebo humano.
- Tabla 1. Correlación entre algunas variables físicas y químicas con la abundancia larvaria (ILA) de *Anopheles albimanus*, en los criaderos encontrados en el área de estudio.
- Tabla 2. Matriz de valores de la prueba de comparación de rangos tipo Tukey de los tipos de la vegetación en relación con la abundancia larvaria de *Anopheles albimanus*.
- Tabla 3. Matriz de valores de la prueba de comparación de rangos tipo Tukey de los tipos de criadero en relación con la abundancia larvaria de *Anopheles albimanus*.
- Tabla 4. Distribución espacial (Índice de Morisita, $I\delta$) de las poblaciones larvarias de *Anopheles albimanus* entre abril de 1988 a abril de 1989, en los criaderos disponibles del área de estudio.
- Tabla 5. Distribución espacial (Índice de Morisita, $I\delta$) de las poblaciones larvarias de *Anopheles albimanus* entre abril de 1988 a abril de 1989, en los criaderos disponibles del área de estudio de acuerdo con la cantidad de vegetación en el periodo de tiempo comprendido

entre abril de 1988 y abril de 1989.

Tabla 6. Distribución espacial (Índice de Morisita, I_d) de las poblaciones larvarias de *Anopheles albimanus* de acuerdo con el tipo de criadero en el periodo de tiempo comprendido entre abril de 1988 y abril de 1989.

Tabla 7. Comparación de las poblaciones larvarias y de adultos de *Anopheles albimanus* entre abril y diciembre de 1988, en una porción del plano costero del sur de Chiapas, México.

RESUMEN

Se realizó un estudio de la ecología larvaria de *Anopheles albimanus* en una porción del plano costero (Municipio de Mazatán) del sur de Chiapas, México. Este estudio incluyó el muestreo de larvas con caladores estándar y el de adultos por dos métodos, trampas de luz y colecciones en cebo humano. Fueron reconocidos y estudiados a lo largo de un año diversos tipos de criaderos: Pozas de ríos, márgenes de ríos, charcas de lluvia, arroyos/lagunas temporales, marismas, arroyos/lagunas permanentes, canales de irrigación, estuarios y manglares. La salinidad fue el único factor fisicoquímico que ejerció una influencia notable en las poblaciones larvarias. Los mosquitos prefirieron hábitats oligosalinos y mesosalinos a los de agua dulce. También prefirieron criaderos temporales, de aguas claras, sin movimiento del agua y con vegetación sumergida o emergente. Los mejores criaderos fueron los canales de irrigación, marismas y estuarios.

Las poblaciones de mosquitos se distribuyeron agregadamente en todas las instancias, excepto cuando se encuentran presentes rigores ambientales, como en el mes de diciembre durante la época de secas o en hábitats poco productivos (lagunas de mangle, lagunas permanentes).

Las trampas de luz CDC en miniatura no fueron eficaces en la captura, por lo que el medio más confiable para monitorear las poblaciones de adultos fueron las colectas en cebo humano. Finalmente, la prueba de la confiabilidad del muestro mostró que el método de colecta de las poblaciones larvarias fue el adecuado.

I. INTRODUCCION

En 1955 y 1956, la Asamblea Mundial de la Salud VIII y IX, se dió a la tarea de promover una campaña global para erradicar el paludismo en el mundo (WHO 1955, 1956); en 1956, el Comité de Expertos en Paludismo de la Organización Mundial de la Salud preparó los lineamientos técnicos (WHO 1957). La campaña contemplaba como elementos únicos de ataque, el rociado intradomiciliario con DDT para controlar las poblaciones de anofelinos adultos, la administración de medicamentos anti palúdicos (en países subdesarrollados), junto con el manejo del medio ambiente (reducción de fuentes, relleno sanitario, etc.), en países desarrollados. En 1969, la XXII Asamblea de Salud Mundial analizó los logros alcanzados por la campaña. Se encontró que en más de 30 países, principalmente los desarrollados (Wernsdorfer 1980), se logró erradicar el paludismo, mientras que la gran mayoría (países en vías de desarrollo), logró sólo disminuirlo durante unos pocos años.

Con la aparición de anofelinos resistentes al DDT y a otros insecticidas (Pant 1988), de cepas de plasmodios resistentes a algunos medicamentos anti palúdicos (Bruce-Chwatt *et al.* 1986), aumento en los precios de insecticidas alternativos, del equipo de rociado y las graves crisis socio-económicas y políticas de muchos países pobres, el precario control logrado desapareció, encontrándose en los últimos años un aumento progresivo en el número de casos de paludismo. De aquí que la Asamblea Mundial de la Salud haya adoptado una estrategia revisada de control y erradicación del paludismo, basada en una estimación realista de las condiciones epidemiológicas particulares de cada país y de su potencial para controlar efectivamente esta enfermedad (WHO 1969).

Actualmente, el paludismo es un problema importante de salud pública en México. A partir de 1976, cuando se presentaron menos de 20,000 casos, se ha observado un notable aumento en la incidencia de esta enfermedad, llegando a una incidencia mayor a los 100,000 casos en cada uno de los últimos cuatro años. En 1988, se reportaron en nuestro país más de 116,000 casos. De éstos, más del 16% (18,922), correspondieron al estado de Chiapas (DGE 1989).

Las principales razones del notable aumento en la incidencia del paludismo en los últimos años han sido la aparición de multi-resistencia fisiológica y/o etológica de los anofelinos a algunos insecticidas, la suspensión de las campañas de rociado en algunas regiones, problemas técnicos, económicos y administrativos (Rodríguez & Loyola 1989). Por otro lado, el desconocimiento de ciertos aspectos básicos de la ecología de los vectores ha impedido el uso adecuado de las medidas de control disponibles. Deficiencias en el conocimiento de la ecología de los vectores se encuentran principalmente a nivel de etapas inmaduras, en cuanto a sus preferencias por tipos de criaderos, el potencial productivo en éstos y su dinámica de producción a lo largo del espacio y tiempo.

A partir de 1986, el Programa de Paludismo en el Estado de Chiapas, ha basado su estrategia de control de mosquitos vectores, en el rociado intradomiciliario de insecticidas residuales, tales como el carbamato bendiocarb (Ficam®), en aquellos lugares en donde se presente resistencia específica al DDT. El DDT sigue siendo el insecticida de primera elección en programas de salud debido a su bajo costo

(aproximadamente 10 veces menos que el bendiocarb) y es utilizado en lugares donde los mosquitos son aun susceptibles. En el sur de Chiapas, debido a que *An. albimanus* es resistente al DDT, el insecticida usado es el bendiocarb.

El Programa de Paludismo, contempla dos estrategias de control de vectores que son llevadas a cabo dependiendo de la época del año. Durante la época de lluvias (mayo-octubre), se efectúa el control de mosquitos adultos, mediante el rociado intradomiciliario en los meses de julio y octubre, por ser esta época cuando aumentan las poblaciones de los mosquitos. El rociado es selectivo en aquellas localidades que hayan presentado más de cinco casos el año anterior. Como segunda estrategia de control, durante la época de secas (noviembre-abril), se efectúa el control de las etapas inmaduras de mosquitos mediante la aplicación del insecticida organofosforado temephos (Abate ®), a criaderos "positivos a anofelinos". En esta época, los criaderos de mosquitos están más localizados y es posible controlarlos más efectivamente (Bailey et al. 1980).

Las limitaciones de la estrategia de control, principalmente a nivel de etapas inmaduras, son: (a) los efectos no deseados del larvicida utilizado, el cual, aunque es de baja toxicidad, también puede matar a organismos a quienes no va dirigido, (b) el hecho de que se rocía por igual en criaderos muy poco productivos y de alta producción y (c) los altos costos del insecticida que impiden su aplicación sostenida y a gran escala. Otro hecho importante es que el temephos se aplica por igual tanto para el control de larvas de *An. albimanus* como de *An. pseudopunctipennis* sin que se conozcan sus preferencias por ciertos tipos de criaderos.

Recientemente, se ha enfatizado en la necesidad de cambiar la estrategia del uso de insecticidas para maximizar su eficacia. "Se requiere de un profundo conocimiento de la ecología y comportamiento de cada especie vector antes de que sea adoptada la estrategia de control en diferentes situaciones epidemiológicas" (Pant et al. 1981). El reconocimiento de la importancia de los diferentes criaderos, sus variaciones temporales y espaciales y la influencia de tales variaciones sobre la población larvaria de *An. albimanus* y el papel que juega esta especie en la comunidad biológica en su conjunto permitirá desarrollar estrategias de control más efectivas en términos de costo-beneficio. Con esto, se evitarían pérdidas al dirigir estrategias de control tales como la aplicación de insecticidas químicos y/o biológicos en criaderos poco productivos y centrar la aplicación de tales medidas a aquellos criaderos más productivos.

II. ANTECEDENTES

Tres especies de anofelinos son reconocidas actualmente como transmisores del paludismo en México. *An. albimanus*, *An. pseudopunctipennis* Theobald y *An. vestitipennis* Dyar & Knab (Rodríguez & Loyola 1989, Loyola *et al.* 1990). Por su distribución geográfica, se reconoce a *An. pseudopunctipennis* como vector responsable de la mayoría de los casos de paludismo en México (Rodríguez & Loyola 1989). Estudios recientes han incriminado positivamente a *An. vestitipennis* como vector de paludismo en la Selva Lacandona (Loyola *et al.* 1990). *An. albimanus* es la especie responsable de la transmisión de la mayoría de los casos de paludismo en zonas costeras del Golfo y Pacífico hasta elevaciones de 500 m sobre el nivel del mar en México (Rodríguez y Loyola 1989). *An. albimanus* es una especie zoofílica, exofílica y exofágica, no particularmente longeva, encontrándose rara vez incubando parásitos del paludismo (Breeland, 1972); esta especie presenta una tasa de esporozoitos muy baja (0.1%) (Ramsey *et al.* 1986). No obstante, debido a que sus tasas de picadura son muy altas (40 mosquitos/hombre/noche) (Arredondo *et al.* datos no publicados) y a que hasta una porción no determinada de los mosquitos pueden alimentarse más de una vez para completar un ciclo gonotrófico (C. Villarreal y M. C. Rodríguez com. pers.), continúa siendo un vector de gran importancia.

Los estudios de Breeland en El Salvador, enfatizaron algunos aspectos de ecología de la etapa adulta de *An. albimanus*. Su contribución al conocimiento de la ecología de la fase larvaria se restringe a mencionar los criaderos disponibles a lo largo del año y a una estimación de la densidad media de larvas para todos los hábitats (1.76 larvas/calado) (sin mencionar como tomó los calados) (Breeland 1972). Bailey *et al.* (1980), encontraron que la dinámica poblacional de *An. albimanus* podía ser bien descrita por muestreos larvales durante la época de secas. Por otra parte, durante la época de lluvias, las densidades de adultos eran muy grandes y más localizadas que las larvarias. Verhoef (1986), en un estudio de la ecología de criaderos de mosquitos en el sur de Chiapas, centró su trabajo en la búsqueda exhaustiva de hábitats larvarios de una localidad particular (Ranchería El Gancho, Mpio. de Suchiate, Chis.). Su contribución a la ecología larvaria de *An. albimanus*, se limita también a mencionar la variedad de criaderos que esta especie dispone, su densidad por hábitat en los meses de transición de la estación de secas a la de lluvias (densidad larvaria media de 1.8 larvas por calado) y apunta los rasgos generales del hábitat óptimo de esta especie: *An. albimanus* prefiere sitios expuestos a la luz del sol en donde emerge vegetación de pastizales ("pasto fino") o macrofitas acuáticas ("hierba"). Desafortunadamente, ya que no fueron consideradas ningún otro tipo de variables que no fueran luz, restos vegetales, fango o árboles, este estudio, además de ser muy descriptivo, no puede ser considerado para definir las condiciones que caracterizan el hábitat larvario de *An. albimanus*, puesto que tales apreciaciones no contemplan las relaciones entre esta especie con el medio físico y biológico que la rodea.

En estas condiciones, se decidió llevar a cabo un estudio de la ecología larvaria de esta especie, con énfasis en el análisis de los factores bióticos y abióticos que pudieran influir en la capacidad productiva de los criaderos.

OBJETIVO GENERAL:

Determinar las condiciones que definen el hábitat larvario de *Anopheles albimanus* Wiedemann en depósitos naturales de agua del sur de Chiapas, México.

OBJETIVOS PARTICULARES:

1. Determinar la variación espacial y temporal de las poblaciones larvarias de *Aa. albimanus* en diferentes colecciones naturales de agua del sur de Chiapas, México.
2. Definir las condiciones que caracterizan el microhábitat de las etapas larvarias de *Anopheles albimanus*, en base a:
 - i) la descripción, en términos generales, de los componentes vegetal y animal que pueden ejercer alguna influencia en el desarrollo de larvas de *An. albimanus* en un cuerpo de agua dado.
 - ii) la medición de las variaciones de algunos parámetros fisicoquímicos.

HIPOTESIS DE TRABAJO:

Ciertas condicionantes abióticas y/o bióticas de los criaderos determinan la capacidad de éstos para sostener una población larvaria y producir adultos de *Anopheles albimanus*.

III. METODO Y MATERIALES

III.1. Descripción del Area de Estudio.

En el sur del Estado de Chiapas se encuentra la planicie costera del Pacífico centroamericano, que comprende desde el Istmo de Tehuantepec en Oaxaca, hasta la República de El Salvador. Se trata de una llanura de 20-30 km de ancho (Thalman 1984), limitada al norte por la Sierra Madre de Chiapas y al sur por el Océano Pacífico. Según la clasificación climática de Köppen modificada por García (1973), presenta un clima tropical tipo Aw₂ en zonas cercanas al litoral y Am al acercarse a las montañas de la Sierra Madre de Chiapas (Mauricio-Leguizamo et al. 1982). En ella se presentan dos estaciones bien definidas, la de lluvias, que va de abril/mayo y la de secas, que comprende el resto del año, teniendo un régimen de precipitación pluvial promedio de 2153 mm, con extremos de 1000-5000 mm, una temperatura media mensual de 27-30° C (Thalman 1984) y humedad relativa de 61-95 % (Verhoef 1986).

El área de estudio comprendió tres localidades localizadas en la zona estuárica del Río Coatán (a unos 30 km al suroeste de la Ciudad de Tapachula, Chiapas), en las que se encuentran los diferentes criaderos de *Aa. albimanus* representativos de la región, tanto en la estación de secas como en la de lluvias: Efraín A. Gutiérrez, La Victoria y Barra San Simón, Municipio de Mazatán (Figura 2).

En este lugar, los criaderos en los meses secos son encontrados en pequeños remansos del Río Coatán (que pasa por un costado de los poblados), el "Estero" el Burrero, el cual es un afluente del río y en el sistema estuárico de este río (Barra San Simón), que en ese entonces no comunica con el mar. Durante la época de lluvias, se presentan diferentes tipos de criaderos temporales (zonas de inundación de diferentes magnitudes), disminuyen en importancia los del río por el aumento de su caudal y desaparecen los criaderos del sistema estuárico por un aumento en la salinidad y disminución del nivel del agua debido a su apertura al mar, además de intensos movimientos de agua debido al régimen de mareas.

III.2. Mapeo del Area de Estudio.

El área de estudio abarcó un área de aproximadamente de 16 km². En esta área se efectuaron recorridos a pie a lo largo de transectos perpendiculares a uno y otro lado del río con intervalos de 500 m, tomando como referencia el cauce del Río Coatán, desde una distancia aproximada de 5 km río arriba hasta la desembocadura (Figura 1). Estos transectos tuvieron una longitud que varió dependiendo de las características del terreno entre 500-1000 m. A lo largo de los recorridos, se mapearon los cuerpos de agua naturales encontrados. Los criaderos no encontrados dentro de los transectos no fueron considerados en el estudio. El propósito fue abarcar los criaderos representativos de los anofelinos que pudieran llegar a alimentarse de sangre humana en las localidades comprendidas dentro del área de estudio (La Victoria, Efraín A. Gutiérrez y Barra San Simón).

Dissolved Solids Tester Multirange Conductivity Meter (Instructivo en el estuche, modelo 1988). El fundamento de medición de la conductividad eléctrica está basado en el principio electrométrico. El método está descrito en el manual de instrucciones y consistió en, una vez calibrado el instrumento, se introdujo el electrodo directamente sobre el cuerpo de agua y aseguró de eliminar todas las burbujas de la sonda. Se puso el botón en la posición de encendido y se leyó la conductividad directamente sobre el cuerpo de agua en unidades de μMhos . Fue evitado todo contacto del electrodo con ninguna otra superficie que la solución problema.

III.3.2.4. Nivel del agua: Las variaciones en el nivel del agua de los diferentes criaderos fue registrada por medio de estacas graduadas situadas en puntos fijos de los criaderos, o con la ayuda de una cinta métrica en el caso de criaderos temporales.

III.3.3. Factores bióticos

III.3.3.1. *Anopheles albimanus*.

Para la toma de muestras se utilizó un calador ovalado estándar CIP '83 con un borde plano de 500 ml de capacidad y un mango de 1.5 m de largo (CIP 1985). La técnica de calado consistió en el arrastre de agua superficial con el calador, formando un ángulo de 45° con el colector. El operador se situó en posición de frente al sol, para evitar proyectar su sombra sobre el agua y disturbar a las larvas de mosquitos. En aguas con abundante vegetación, el calador fue sumergido cuidadosamente en varios lugares, sin dejar que el agua sobrepasara el borde al llenarse el calador (WHO 1975).

Se tomó un número variable de calados en cada cuerpo de agua, dependiendo de dos criterios:

A. La densidad de anofelinos encontrada, de la forma siguiente :

- a) Densidad mayor a 50 larvas/calado: 5 calados.
- b) Densidad entre 20 y 50 larvas/calado: 10 calados.
- c) Densidad entre 5 y 20 larvas/calado: 15 calados.
- d) Densidad entre 2 y 5 larvas/calado: 20 calados.
- e) Densidad menor a 2 larvas/calado: 30 calados.

2. El tamaño y forma de los criaderos (CIP 1985):

- a) Focos larvarios lineales (ríos, canales, etc.)
 1. Accesibles desde una orilla: una calada cada 5 pasos.
 2. Accesibles desde ambas orillas: una calada cada 10 pasos a cada lado.
- b) Focos larvarios no lineales (lagunetas, charcos, estanques, etc.):
 1. Tamaño pequeño (reducido a un cuadrado no mayor de 10 pasos por lado): Una calada cada paso.
 2. Tamaño mediano (reducido a un cuadrado no mayor de 100 pasos por lado): Una calada cada 5 pasos.
 3. Tamaño grande (reducido a cuadrados mayores de 100 pasos por lado): Una calada cada 10

pasos.

El agua así colectada por el calador, fue transferida a una charola de peltre blanca rectangular de 40 X 25 cm, en donde fueron separadas las larvas por medio de goteros, depositadas en bolsas de plástico tipo Whirl-pak® debidamente etiquetados por número de colección. Las muestras vivas se llevaron al laboratorio de ecología del Centro de Investigación de Paludismo (CIP), Tapachula, Chiapas, para su debida identificación. Los estadios larvarios del I al III, fueron mantenidos hasta llegar al IV o pupa para poderlos identificar taxonómicamente. Algunos ejemplares fueron criados hasta adultos para confirmar la identificación.

Se registró el número de larvas encontradas por especie, junto con su edad (agrupando los estadios I-II y III-IV) y se obtuvieron tres índices:

Índice larvario absoluto:

$$ILA = \frac{\text{número total de larvas por especie}}{\text{número de caladas}}$$

Índice de estadios jóvenes:

$$IEJ = \frac{\text{número de larvas de estadios jóvenes (I-II)}}{\text{número de caladas}}$$

Índice de estadios maduros:

$$IEM = \frac{\text{número de larvas de estadios maduros (III-IV, Pupas)}}{\text{número de caladas}}$$

Para el cálculo de la efectividad del muestro larvario en base a las colectas en cebo humano (Bailey et al. 1980), los índices arriba calculados fueron multiplicados por 100.

III.3.3.2. Depredadores.

El componente animal no culicido potencialmente depredador fue estimado cualitativamente. Al momento de tomar los calados en los diferentes criaderos, se anotó la presencia o ausencia de depredadores potenciales de mosquitos. Se tomaron grupos generales de los depredadores potenciales de mosquitos: peces, insectos (hemipeteros, coleópteros, etc.), anfibios, etc. Además, fue estimada la abundancia relativa de los depredadores en base a tres categorías: Escasos, abundantes o ausentes.

III.3.3.3. Macrofitas acuáticas.

Se utilizó el método de transectos y cuadrantes por zonas de hábitat (Brower y Zar 1977). Se usó

un transecto lineal de longitud variable, dependiendo del tamaño de los criaderos en cada estrato o zona de vegetación. A lo largo de este transecto, se eligieron aleatoriamente 5 puntos de muestreo al azar. En los puntos de muestreo elegidos, se plantó un cuadrante de 1 m², siendo determinada la densidad por unidad de superficie de las especies encontradas y se estimó la cobertura relativa por especie en los lugares de colecta (Brower y Zar 1977). Las muestras colectadas de las especies de macrofitas acuáticas fueron preservadas con la ayuda de una prensa botánica y con el uso de claves pictóricas fueron identificadas (Rejmankova 1989, no publicado).

Dos aspectos fueron evaluados para representar el hábitat: la composición florística, expresada como una lista de especies de plantas presentes y la estructura de la vegetación, expresada como la proporción de suelo cubierta por cada especie (Gabinaud 1987). Posteriormente se hizo una clasificación ecológica de los tipos de plantas encontrados, en base a su relación con el agua (plantas, emergentes, flotantes, sumergidas y mezclas de éstas).

III.3.4. Muestreo de adultos:

III.3.4.1. Trampas de Luz. Fueron llevados a cabo en la periferia de las localidades situadas dentro del área de estudio (La Victoria, Efraín A. Gutiérrez y Barra de San Simón). Los adultos fueron colectados usando trampas de luz blanca fría tipo "CDC" miniaturizada de baterías de celda seca (Johnston *et al.* 1973, Service 1976), sin atrayente adicional, cuatro noches por semana. Las estaciones de muestreo fueron instaladas por duplicado en las localidades de estudio, cerca de casas que habían probado ser muy positivas a partir de colecciones en cebo humano, pero lejos de otras fuentes de luz para evitar competencia.

III.3.4.2. Cebo humano. Las capturas en cebo humano fueron efectuadas siguiendo las técnicas descritas por Bown *et al.* (1987). Dos personas se situaron fuera de las viviendas, exponiendo las piernas y pies descalzos a las picaduras de mosquitos. Con la ayuda de un tubo aspirador (WHO 1975), colectaron todos los anofelinos que llegaban a picarles entre las 1800 y las 2400 horas, cuatro noches por semana. Las densidades de picadura se expresaron como el número promedio de mosquitos por hombre/noche, después de multiplicar los totales de mosquitos capturados durante las seis horas por un factor de 1.4, que representa aproximadamente la fracción de mosquitos que se capturarían si las colecciones duraran doce horas (de 1800 a 0600) (Bown *et al.* 1990).

III.3.5. Análisis de datos:

Los datos generados se ingresaron a una base de datos Excel® (Microsoft Inc.), en una computadora Macintosh Ix con 4 MB de RAM y disco de 160 MB (Apple Computer Inc.). Para el análisis estadístico fueron transferidos al paquete estadístico Systat® de Systat Inc. (Wilkinson 1989). Para el análisis de la distribución espacial de las poblaciones larvarias, en función del tiempo, tipo de criadero, tipo y cantidad de vegetación acuática, se utilizó el Índice de Morisita, I_d (Morisita 1959, cit. Brower y Zar 1977), por ser este uno que permite trabajar con datos agrupados. Como las poblaciones

larvarias se distribuyeron agregadamente, se usaron transformaciones logarítmicas (Southwood 1978, Green, 1979), para después continuar con el análisis estadístico. Según fuera el caso, fueron corridas correlaciones de Spearman (no-paramétricas) o Pearson (paramétricas) (Zar 1984), pruebas de homocedasticidad de Bartlett (Bartlett 1937, cit. Zar 1984), pruebas U de Mann-Whitney para dos muestras (Mann y Whitney 1947, cit. Zar 1984), ANOVAS no paramétricos monofactoriales (prueba de Kruskal-Wallis; Kruskal & Wallis 1952, cit. por Zar 1984), comparaciones múltiples no paramétricas tipo Tukey (Prueba de Dunn; Dunn 1964, cit. por Zar 1984).

IV. RESULTADOS Y DISCUSION

Este estudio comprendió de abril de 1988 a abril de 1989 e incluyó el muestreo de larvas y adultos de *Anopheles albimanus* Wiedemann, en una porción de la planicie costera del sur de Chiapas, México, cubriendo un área de 16 km². En este periodo se colectaron 782 muestras de larvas, 550 muestras de adultos mediante trampas de luz y 270 colecciones de adultos en cebo humano.

IV.1. Muestreo de larvas.

Después del mapeo inicial del área de estudio, fueron reconocidos y estudiados a lo largo de un año diversos tipos de criaderos (asignados por fines prácticos por sus características hidrológicas o de vegetación (Figura 3): Pozas de ríos (3 repeticiones), márgenes de ríos (6 repeticiones), charcas de lluvia (18 repeticiones), arroyos/lagunas temporales (8 repeticiones), marismas (3 repeticiones), arroyos/lagunas permanentes (1), canales de irrigación (1), estuarios (5 repeticiones) y manglares (4 repeticiones). El número de repeticiones dependió de la abundancia de criaderos de cada tipo.

IV.1.1 Relación entre algunas variables fisicoquímicas-abundancia larvaria.

Se observó poca o ninguna correlación entre las variables abióticas evaluadas y la abundancia larvaria (Tabla 1). Como casi todos los criaderos son poco profundos, no se observó relación entre la profundidad del agua y la abundancia larvaria. La temperatura del agua varió entre los 21 y 40° C, pero pareció no ejercer efecto alguno sobre la abundancia de larvas, puesto que se observaron correlaciones estadísticamente significativas tanto positivas como negativas. Tampoco se observó influencia de la conductividad eléctrica, pH, ni del O₂ disuelto sobre las poblaciones larvarias. Como no fue posible observar relación alguna entre el pH y O₂ disuelto en el agua respecto a las poblaciones larvarias, se decidió no incluirlos en los resultados. Tampoco se observó una relación lineal entre distancia a la casa más cercana y la abundancia larvaria, lo que sugiere que ninguna casa del área de estudio, está lo suficientemente lejos de los criaderos (Tabla 1).

Con los datos de conductividad eléctrica, el agua fue clasificada por niveles de salinidad según Cowardin (E. Rejmankova com. pers.), como agua dulce (valores de conductividad entre 0 y 800 µMhos), oligosalina (800-8000 µMhos) y mesosalina (8000-30000 µMhos). Las aguas oligosalinas (densidad media IEJ=1.8; IEM=0.51; ILA=2.31) ($p < 0.05$, prueba de Kruskal-Wallis¹; la comparación no paramétrica tipo Tukey fue significativa, $Q_{0.05,3} i_{ij} = 8.83$; $Q_{0.05,3} i_{mm} = 9.38$; $Q_{0.05,3} i_{m} = 9.53$, $p < 0.05$) y mesosalinas (densidad media IEJ=1.41; IEM=0.54; ILA=1.95) ($Q_{0.05,3} i_{ij} = 5.62$; $Q_{0.05,3} i_{mm} = 5.52$; $Q_{0.05,3} i_{m} = 5.68$, $p < 0.05$), demostraron ser mejores hábitats que el agua dulce para (densidad

¹ Los ANOVAS no paramétricos de Kruskal-Wallis se aplicaron, después de que se verificaba que los datos no eran homocésticos ($p < 0.05$, prueba de Bartlett), aún después de una transformación logarítmica.

absoluta (ILA). Las aguas oligo y mesosalinas no fueron diferentes tomando el IEJ e IEM, pero en cuanto al ILA, las aguas oligosalinas promovieron una mayor abundancia larvaria ($Q_{0.05,3} \text{ ila} = 2.68, p < 0.05$).

Los ambientes identificados fueron marismas, manglares, playas, huertos, campos cultivados y aldeas. No hubo relación alguna entre el tipo de ambiente y el IEJ, IEM e ILA. Los modificadores del ambiente (primarios, secundarios, platanares y palmares), tampoco ejercieron influencia en las poblaciones de larvas.

Los "hábitats", aquí definidos como un tipo de colección de agua en base a características del terreno (lago-estanco, charco, estuario, depresión marismeña, margen de río, hoyo, huella de rueda, pantano o canal de irrigación), observaron diferencias significativas entre ellos respecto a la densidad larvaria, después del ANOVA de Kruskal-Wallis ($p < 0.05$; sin embargo, las comparaciones entre hábitats no fueron significativas, según la prueba tipo Tukey ($p > 0.05, Q_{0.05,6} = 3.197$).

La sombra proyectada por la vegetación sobre los criaderos, no ejerció influencia sobre el IEJ, IEM e ILA. Por otra parte, en relación a la turbidez, los hábitats de agua clara (densidad media IEJ=1.75; IEM=0.52; ILA=2.29), fueron los preferidos por las poblaciones larvarias, por sobre aguas coloreadas (densidad media IEJ=0.37; IEM=0.18; ILA=0.55) ($Q_{0.05,4} \text{ lej} = 4.04; Q_{0.05,4} \text{ iem} = 3.83; Q_{0.05,4} \text{ ila} = 4.18, p < 0.05$) y turbidas (densidad media IEJ=0.5; IEM=0.25; ILA=0.75) ($Q_{0.05,4} \text{ lej} = 4.9; Q_{0.05,4} \text{ iem} = 5.27; Q_{0.05,4} \text{ ila} = 5.64, p < 0.05$), pero no sobre las contaminadas (densidad media IEJ=0.58; IEM=0.27; ILA=0.85). No hubo diferencias entre los hábitats de agua coloreada, turbia o contaminada.

Los mosquitos de todos los estadios prefirieron los hábitats en donde el agua no tenía movimiento (densidad media IEJ=1.11; IEM=0.41; ILA=1.52), que los de movimiento lento (densidad media IEJ=1.12; IEM=0.33; ILA=1.45) ($Q_{0.05,4} \text{ lej} = 3.29; Q_{0.05,4} \text{ ila} = 3.4, p < 0.05$), movimiento moderado (densidad media IEJ=0.45; IEM=0.28; ILA=0.73) ($Q_{0.05,4} \text{ lej} = 4.3; Q_{0.05,4} \text{ iem} = 3.22; Q_{0.05,4} \text{ ila} = 4.57, p < 0.05$) y rápido (densidad media IEJ=0.02; IEM=0.01; ILA=0.03) ($Q_{0.05,4} \text{ lej} = 7.5; Q_{0.05,4} \text{ iem} = 6.2; Q_{0.05,4} \text{ ila} = 8.1, p < 0.05$). No hubo diferencia entre hábitats con agua de movimiento lento y moderado, pero sí entre movimiento lento y rápido ($Q_{0.05,4} \text{ lej} = 4.9; Q_{0.05,4} \text{ iem} = 4.8; Q_{0.05,4} \text{ ila} = 45.5, p < 0.05$). Finalmente, las aguas con movimiento moderado fueron mejores hábitats que las aguas con movimiento rápido ($Q_{0.05,4} \text{ lej} = 3.1; Q_{0.05,4} \text{ iem} = 2.8; Q_{0.05,4} \text{ ila} = 3.4, p < 0.05$).

Los criaderos temporales ($n=539$, densidad media IEJ=1.25; IEM=0.4; ILA=1.65), fueron mejores que los criaderos permanentes ($n=243$, densidad media IEJ=0.25; IEM=0.19; ILA=0.44) (prueba U de Mann-Whitney, $U_{0.05} (2), 539, 243 \text{ lej} = 57922; U_{0.05} (2), 539, 243 \text{ iem} = 59588.5; U_{0.05} (2), 539, 243 \text{ ila} = 57315, p < 0.05$).

IV.1.2 Relación entre algunos factores bióticos y la abundancia larvaria.

Fue posible encontrar desarrollo larvario en hábitats sin vegetación (densidad media IEJ=0.14; IEM=0.11; ILA=0.25) y en siete tipos ecológicos de macrofitas acuáticas, vegetación sumergida (densidad media IEJ=6.98; IEM=2.04; ILA=9.027), flotante (densidad media IEJ=0.14; IEM=0.29; ILA=0.43), emergente (densidad media IEJ=0.82; IEM=0.35; ILA=1.17), sumergida/flotante (densidad media IEJ=2.78; IEM=0.84; ILA=3.62), sumergida/emergente (densidad media IEJ=2.15; IEM=0.42; ILA=2.37), flotante/emergente (densidad media IEJ=0.87; IEM=0.28; ILA=1.15) y todos los tipos (densidad media IEJ=0.17; IEM=0.18; ILA=0.35). La vegetación sumergida favoreció una mayor abundancia larvaria ($p < 0.05$) (IEJ, IEM, ILA) que la mayoría de los tipos, excepto que el tipo sumergida/emergente y sin vegetación (IEM) (Tabla 2). Con excepción de la vegetación emergente y de todos los tipos, las demás categorías fueron estadísticamente más productivas que los hábitats sin vegetación ($p < 0.05$).

Los valores de cobertura de la vegetación no tuvieron correlación alguna con la abundancia larvaria. Una mejor aproximación fue categorizar los valores porcentuales de cobertura relativa en tres: ausente (0% Cobertura) vegetación escasa (1-60%), y abundante (>60%). Los hábitats con vegetación escasa fueron los más productivos (densidad media IEJ=1.16; IEM=0.4; ILA=1.56), seguidos de hábitats con vegetación abundante (densidad media IEJ=0.9; IEM=0.33; ILA=1.22) ($p > 0.05$) y hábitats sin vegetación ($Q_{0.05,4} \text{ } i_{ej} = 6.3$; $Q_{0.05,4} \text{ } i_{em} = 6.5$; $Q_{0.05,4} \text{ } i_{la} = 7.0$, $p < 0.05$). A su vez, los hábitats con vegetación abundante fueron estadísticamente más productivos que los hábitats sin vegetación ($Q_{0.05,4} \text{ } i_{ej} = 6.2$; $Q_{0.05,4} \text{ } i_{em} = 5.2$; $Q_{0.05,4} \text{ } i_{la} = 6.6$, $p < 0.05$).

Los hábitats que presentaron algas verdes filamentosas fueron significativamente más productivos ($n=87$, densidad media IEJ=2.28; IEM=1.00; ILA=3.28), que los hábitats en donde no había algas ($n=695$, densidad media IEJ=0.77; IEM=0.25; ILA=1.02) (prueba U de Mann-Whitney, $U_{0.05} (2), 87, 695 \text{ } i_{ej} = 43021.5$; $U_{0.05} (2), 87, 695 \text{ } i_{em} = 44298$; $U_{0.05} (2), 87, 695 \text{ } i_{la} = 44876.5$, $p < 0.05$).

Los criaderos en los que no había depredadores aparentes, favorecieron una mayor abundancia larvaria (densidad media IEJ=1.47; IEM=0.59; ILA=2.06), en el IEJ e ILA que los lugares en donde se encontraron principalmente peces (densidad media IEJ=0.83; IEM=0.29; ILA=1.12) ($Q_{0.05,3} \text{ } i_{ej} = 3.06$; $Q_{0.05,3} \text{ } i_{la} = 3.29$, $p < 0.05$). Se observó una mayor abundancia en lugares con predominancia de invertebrados depredadores (densidad media IEJ=2.61; IEM=1.05; ILA=3.66) que en lugares en donde no había ($Q_{0.05,3} \text{ } i_{ej} = 3.11$; $Q_{0.05,3} \text{ } i_{la} = 3.01$, $p < 0.05$). Parecería que la importancia de los depredadores insectos sobre las poblaciones de mosquitos es menor que la de los peces (al menos en el presente estudio).

IV.1.3 Descripción de los criaderos de *Az. albimanus*.

Como se ha observado, existe una gran diversidad en los tipos de criaderos utilizados por *Az. albimanus*, ésto se debe a la gran capacidad adaptativa que presentan y que permite a las hembras

seleccionar casi cualquier colección de agua como sitio de oviposición. El aspecto más importante lo constituye el tipo funcional de vegetación acuática y la cantidad de espejo de agua que cubre, aunque se observaron excepciones en charcas de lluvia sin vegetación y una gran cantidad de larvas.

Los recipientes artificiales tales como tanques, tinas o llantas, generalmente no son adecuados para *An. albimanus*. Esta especie se cria fácilmente en colecciones de agua temporales formadas por agua de lluvias sobre depresiones del terreno o en simples charcos formados por el agua acumulada en pisadas de animales. En las extensiones grandes de agua que no poseen vegetación, raramente se encontraron larvas de anofelinos, principalmente en asociación con restos de vegetación flotante, aunque se pueden formar criaderos en las márgenes de arroyos, lagos y ríos cubiertas de vegetación y donde el agua forma remansos. Para *An. albimanus*, las lagunas costeras funcionan como criaderos, pero sólo durante la época de secas, que es cuando la desembocadura de los ríos se encuentra cerrada al mar debido al azolvamiento causado por la disminución del flujo de agua dulce a las lagunas y el transporte de sedimentos del mar por acción del oleaje. Durante las lluvias, disminuyen en importancia los criaderos asociados a corrientes de agua por haber aumentado su caudal y desapareciendo los del sistema estuárico por variaciones diurnas en el nivel de agua y un considerable aumento en la salinidad del agua debido a su apertura al mar.

Como resultado de la actividad humana, los sistemas de irrigación también contribuyen a formar criaderos de anofelinos, intencionalmente. Este es el caso de formación de abrevaderos para el ganado, o el de riego mal planeado, debido principalmente a un método de drenaje inadecuado, produciendo la inundación de los campos.

Se encontró una densidad media general de 1.27 larvas por calado (IEJ=0.94; IEM=0.33), menor a la previamente reportada (Breeland 1972, Verhoef 1986), aunque hubo una gran variabilidad en cuanto a la abundancia larvaria, dependiendo del tipo de criadero y de la época del año (Figuras 4 y 5). Se observó el mayor ILA entre febrero y marzo de 1989, principalmente de las etapas juveniles (estadios I-II). En esa época es cuando se cerró la bocabarra del río Coatán, aumentando el nivel del agua e invadiendo extensas áreas con vegetación. Las etapas larvarias maduras (estadios III-IV-P), fueron menos abundantes durante todo el año (Figura 4). Se ha mencionado que la acción de los depredadores acuáticos es la causa principal de mortalidad entre las larvas de mosquitos (hasta un 90%, Service 1976), aparte de mortalidad por enfermedad o desecamiento de criaderos. De aquí que la población de mosquitos de estadios tardíos (IEM) sea mucho menor que la de juveniles (IEJ)

Los localidades de muestreo de larvas incluyeron los siguientes tipos de criaderos, (entre paréntesis la categoría aproximada a que corresponden), según la clasificación de Laird (1988):

IV.1.3.1. Pozas de río (Categoría 2): Pequeñas pozas muy poco profundas, principalmente expuestas al sol, con poca o ninguna vegetación acuática. Cuando se encuentra vegetación, ésta la constituyeron principalmente los pastos *Panicum purpurascens*, *Echinochloa* sp., *Thalassia geniculata*. El alga filamentosa *Spirgyra* sp. es a veces abundante en estos hábitats expuestos al sol. Estos hábitats

son encontrados casi exclusivamente durante la época de secas o cuando el río aumenta su caudal y se desborde en algunas áreas, como en julio (antes de que se abriera la bocabarra del río), o en octubre, debido a las intensas lluvias (Criadero 3).

Criaderos No. 1, 2 y 3 (Figuras 6-8, 29).

IV.1.3.2. Márgenes de río (Categoría 1): Sitios desde poco profundos, a profundidad media con flujo de lento a moderado (en la época de secas). Cubiertos por densa vegetación acuática, la cual es barrida durante las lluvias. Plantas flotantes como *Eichornia crassipes*, *Pistia stratiotes*, *Salvinia minima* o *S. auriculata*, *Lemna minor*, *Spirodella polyrrhiza*; plantas emergentes como *Typha domingensis*, *Pontederia lanceolata*, *Heteranthera* sp., *Echinochloa colonum*, *Thalia geniculata*, *Sagittaria lancifolia*, *Panicum* sp. y *Paspalum* sp.

Criaderos No. 4, 5, 6, 7, 8 y 9 (Figuras 9-14, 30).

IV.1.3.3. Charcas de lluvias (Categorías 6 y 7): Pequeñas pozas de duración variable (desde una o dos semanas, hasta 3 ó 4 meses), pueden ser sombreadas o estar expuestas al sol, con o sin vegetación acuática. Algunas originadas de depresiones naturales, huella de ruedas o pisadas de animales. Vegetación principalmente de pastos emergentes (*Cynodon* sp. entre otros), Cyperaceae, *Fimbristylis spodiocera*, *Acacia* sp., restos de vegetación flotante.

Criaderos No. 10, 11 y 12 (Figuras 15-17, 29).

IV.1.3.4. Arroyos temporales/lagunas temporales (Categoría 2/6): De poco profundos a profundidad mediana, expuestos o sombreados. De poca a abundante vegetación acuática. Los arroyos se forman al inicio de la época de lluvias; posteriormente se detiene el flujo y se forman pequeñas lagunas, las cuales eventualmente se secan en tiempos diferentes durante la época de secas. Vegetación flotante de (*Salvinia minima*, *Eichornia crassipes*, *Lemna minor*, *Spirodella polyrrhiza*, *Pistia stratiotes*) y emergente (*Echinochloa colonum*, *Mimosa* sp., *Typha domingensis*, *Ludwigia octovalvis*, *Panicum* sp.).

Criaderos No. 13 y 14 (Figuras 18-19, 31).

IV.1.3.5. Marismas (Categoría 4B): Colecciones de agua léntica, que se forma en depresiones del terreno que permanece inundado estacionalmente con agua dulce o salobre. Vegetación emergente, principalmente *Fimbristylis spodiocera*, *Acacia* sp., algunos pastos (*Mullenbergia* sp., *Panicum* sp., *Paspalum* sp., *Oryza* sp.) y algunas halofitas (*Batis maritima*, *Jouvea straminea*).

Criadero No. 15 (Figuras 20, 31).

IV.1.3.6. Arroyos temporales/lagunas permanentes (Categoría 2/5): De poco profundos a profundidad media. Sólo hay flujo de agua durante la época de lluvias, pero se forma una laguna que persiste durante toda la época de secas. Presenta sitios de soleados a permanentemente sombreados. Presenta un bosque en galería muy diverso, caracterizado por árboles *Coccoloba barbudensis*, *Salix chilensis*, *Pachira acuminata*, manchones de bambú y una rica vegetación acuática de grupos flotantes como *Nymphaea* cf. *conardii*, *Pistia stratiotes*, *Salvinia auriculata*, *Lemna minor*, *Spirodella polyrrhiza*, *Wolffia* sp., o emergentes como *Hymenachne amplexicaulis*, *Pontederia* sp., *Cyperus*

odoratus, *Cyperus* spp. (tres especies), *Typha domingensis*, *Scirpus cubensis*, *Ludwigia octovalvis*, *Oryza* sp., *Paspalum conjugatum*, *Echinochloa colonum*, *Panicum purpurascens*, *Phyllanthus elsiæ*, *Euphorbia* sp., *Alternanthera cf. ficoidea*.

Criadero No. 16 (Figuras 21, 31).

IV.1.3.7. Canales de irrigación (Categoría 1/2): De poco profundos a profundidad media, con flujo lento a moderado algunas veces estáticos, con pastos (*Paspalum* sp., *Panicum* sp., *Sorghum* sp.) y hierbas (*Lippia* sp.), sobre los márgenes y vegetación acuática como lentejas de agua (*Lemna minor*, *Spirodella polyrrhiza*). Por ser canales que irrigan cultivos de soya (*Glycine max*) sólo son usados durante las lluvias, pero se secan completamente después de la cosecha (octubre-noviembre).

Criadero No. 17 (Figuras 22, 30).

IV.1.3.8. Estuarios: Areas de poco profundas a profundidad media permanentemente inundadas, pero sujetas a cambios dramáticos en los niveles de agua y a su salinidad, desde agua dulce en la época de secas, hasta agua muy salina en la época de lluvias, cuando la barra de arena del estuario se abre al mar. Tal apertura es natural cuando aumentan las avenidas de agua en el río, pero esto ocurre ocasionalmente (a decir de los lugareños la última vez fue en 1980; en septiembre de 1988 se presentó este mismo fenómeno); de cualquier manera, para evitar inundaciones en Barra de San Simón, anualmente los lugareños abren la barra con picos y palas, ya que de no ser así, las viviendas de la aldea se inundarían completamente. Aquí se presenta una variedad de criaderos que pueden desde ser áreas expuestas al sol con muy poca vegetación acuática en la barra de arena, hasta áreas parcialmente sombreadas con abundante vegetación (*Criatum* sp., *Fimbristylis spudicea*, etc.) en asociación con mangle permanentemente inundado (*Rhizophora mangle*, *Avicennia germinans*) y palmas *Sabal* sp. (del lado opuesto a la barra de arena).

Criaderos No. 18, 19, 20, 21, 22 (Figuras 23-27, 32).

IV.1.3.9. Pantanos de mangle: Areas de mangles estacionalmente inundadas con un gradiente desde mangles altos (*Laguncularia* sp., *Conocarpus* sp.), hasta mangles bajos (*Rhizophora mangle*, *Avicennia germinans*), incluyendo la transición entre ambas áreas.

Criadero 23 (Figuras 28, 31).

Los diferentes criaderos fueron clasificados en cuanto a su producción larvaria en criaderos de alta producción, mediana producción o baja producción. Los criaderos altamente productivos fueron los canales de irrigación (6.6 larvas/calado), seguidos de marismas (2.7) y estuarios (2.1). Los criaderos medianamente productivos fueron las charcas de lluvia (1.1), márgenes de ríos (1.1) y lagunas temporales (0.8). Los criaderos de baja producción fueron los manglares (0.3), lagunas permanentes (0.2) y pozas de ríos (0.2). Las comparaciones entre los diferentes tipos de criaderos, en base al IEJ e ILA, y la abundancia larvaria están indicados en la Tabla 3. En ésta se observa que los criaderos de alta producción fueron más productivos que los de mediana y baja producción ($p < 0.05$). A su vez los criaderos de mediana producción fueron estadísticamente más productivos que los criaderos de baja producción ($p < 0.05$). Sin embargo, al analizar el IEM, ya no se observan diferencias entre criaderos de mediana y baja producción, con los criaderos de alta producción, sólo las marismas fueron significativamente

mejores que la mayoría de los demás criaderos.

IV.1.4. Distribución espacial de las poblaciones larvarias.

Las poblaciones larvarias de *An. albimanus* demostraron distribuirse de manera significativamente agregada en grado variable a lo largo del tiempo (Figura 33, Tabla 4). La excepción la constituyó el mes de diciembre de 1988. En este mes todos los criaderos temporales ya se habían secado y la barra del Río Coatán aún no se había cerrado, por lo que este fue el periodo crítico para las poblaciones de mosquitos. La bocabarra se cerró en el mes de enero de 1989, el nivel de agua aumentó en los estuarios y las poblaciones se recuperaron, volviendo a distribuirse de manera agregada.

Se calculó además el $I\delta$ respecto a la cantidad de vegetación presente en los criaderos, con el fin de observar, si la disponibilidad de espacios para reposar y alimentarse dados por la vegetación, influye de alguna manera en la distribución espacial. Se encontró que las poblaciones se agregaron fuertemente en ausencia de vegetación y con vegetación escasa a moderada donde el grado de agregación disminuyó un poco en presencia de vegetación abundante, pero no dejó de ser significativo (Tabla 5). Puede decirse que aunque hay variaciones, la distribución espacial agregada es una característica de los estadios larvarios de *An. albimanus*.

Finalmente, se analizó si la distribución espacial variaba según el tipo de criadero (Tabla 6). Como era de esperarse, las poblaciones larvarias de distribuyeron generalmente de manera agregada en casi todos los criaderos, excepto en las lagunas permanentes y lagunas de mangle. Estos criaderos demostraron ser de los menos productivos. Las lagunas permanentes son sistemas más o menos estables, con aguas que sólo se reciclan durante las lluvias. La cobertura vegetal en la mayor parte de estas lagunas es mayor al 80%, por lo que las pocas larvas ahí presentes tienen suficiente espacio donde esconderse, pudiendo así perder un poco su agregación natural. Por otro lado, las lagunas de mangle pueden ser consideradas como el criadero más hostil, puesto que están inundados estacionalmente, hay una gran cantidad de materia orgánica en descomposición y la vegetación acuática es muy escasa. De modo que la distribución espacial podría desviarse del patrón de dispersión agregada hacia otros tipos en presencia de un factor aleatorio como fluctuaciones drásticas del hábitat de (rigores extremos o reducción del hábitat).

IV. 2. Muestreo de adultos.

IV.2.1. Trampas de luz. Se observó que las capturas de mosquitos con las trampas de luz no fueron iguales en las diferentes localidades (Figura 34). Las colecciones de adultos en La Victoria (LV) y Barra San Simón (BSS) fueron muy similares a lo largo del año, con picos de abundancia máxima en junio y julio de 1988.

La comparación entre las capturas mensuales de mosquitos con trampas de luz y mediante colecciones de inmaduros agrupados por criaderos próximos a las localidades, muestran una relación dependiente de la época del año. En la época de secas se presentaron más larvas en los criaderos circundantes a BSS. Los criaderos cercanos a Efraín A. Gutiérrez (EAG), siempre presentaron las

menores densidades larvarias. (Figura 35). Tanto en LV como en EAG, las poblaciones de adultos se correlacionaron positivamente con las colectas de inmaduros (ILA), pero durante la época de secas éstos no se relacionaron entre sí. Por otra parte, las colectas en BSS, no mostraron un patrón uniforme a lo largo del tiempo. Cuando se agruparon los datos por las estaciones del año (lluvias tempranas, mayo-junio; lluvias tardías, julio-octubre; secas-tempranas, noviembre-enero; y secas tardías, febrero-abril, Figura 36), no hubo relación entre las distintas colectas y las localidades. Tomando los datos agrupados de colectas en trampas de luz y poblaciones larvarias, no se observó correlación alguna (Figuras 39-41). Las colectas por trampas de luz no pudieron detectar coincidencia entre picos de abundancia larvaria y de adultos.

IV.2.2. Colecciones en cebo humano. Las colecciones en cebo humano se efectuaron entre abril y diciembre de 1988. Los datos mostrados en la Figura 37 y Tabla 7, incluyen datos promedio de LV y EAG, debido a que en 1988 LV fue rociada con el insecticida bendiocarb y EAG fue dejado como localidad testigo no rociada en otro estudio (Bown *et al.* 1990).

No hubo correlación entre el ILA e IEM y la abundancia larvaria (Figuras 39-40). Sin embargo el IEI y las tasas de picaduras tuvieron una correlación positiva estadísticamente significativa ($r_p = 0.803$, $p < 0.05$) (Figura 41). Una posible interpretación sería que los aumentos poblaciones larvarias de estadios tempranos reflejan una alta tasa de oviposición y una alta tasa de oviposición refleja una alta población de adultos picando en cebo humano.

Finalmente, se evaluó la confiabilidad de los muestreos larvarios tomando como referencia las colecciones en cebo humano igual que Bailey et al. (1980), pero con un criterio distinto porque las colecciones en cebo humano varían dramáticamente de acuerdo a las estaciones (como en este estudio) y no son estables como en el estudio mencionado. Un cociente entre tasa de picadura e ILA X 100 (TP/ILA) igual o cercano a 1 indica que ambos sistemas de muestreo son compatibles. La Tabla 7 indica que la relación entre el ILA X 100 y la tasa de picadura fue cercano a 1, por lo que puede decirse que ambos sistemas de muestreo, bajo las condiciones de este estudio fueron muy compatibles. Como contraste, Bailey et al. (1980), encontraron buenas relaciones entre el IEM y la tasa de picaduras sólo durante las épocas de secas en El Salvador.

V. CONCLUSIONES

1. Se encontró que *An. albimanus* puede usar como criaderos, casi cualquier tipo de colección de agua en el sur de Chiapas. Algunos criaderos demostraron ser mejores que otros para sostener poblaciones larvarias de esta especie. Sus preferencias fueron por agua sin movimiento rápido, preferentemente clara, que no tenga mucha materia orgánica, que tenga vegetación, pero no muy abundante preferentemente sumergida y que no haya depredadores peces. Además, prefieren hábitats oligosalinos, pero el condicionante principal es el régimen de lluvias y la apertura o cierre de la boca del río Coatán.

2. Factores tales como temperatura del agua, pH, O₂ disuelto, nivel del agua, distancia a la casa más cercana, sombra, ambiente y modificadores del ambiente no manifestaron relación alguna con las poblaciones larvarias de *An. albimanus*.

3. *An. albimanus* se encuentra entre los insectos tropicales que pueden persistir durante la época de secas sin entrar en diapausa. La estrategia de permanencia durante todo el año de *An. albimanus*, fue el realizar migraciones cortas estacionales desde áreas con criaderos temporales (tierra adentro como marismas, canales de irrigación, lagunas), más abundantes durante la época de lluvias hacia criaderos permanentes en la época de secas en áreas costeras como estuarios, márgenes o pozas de río.

4. Las poblaciones larvarias de *An. albimanus*, salvo algunas excepciones en condiciones muy rigurosas, se distribuyen de forma muy agregada.

5. Las trampas de luz blanca CDC miniaturizadas no fueron una buena herramienta para monitorear las poblaciones larvarias de *An. albimanus*. Por otra parte las colecciones de estadios larvarios tempranos (IEJ), pudieron predecir elevadas poblaciones de adultos picando en cebo humano.

6. El muestreo larvario efectuado en este estudio, mostró una alta confiabilidad al compararlo con las poblaciones de adultos picando en las localidades del área de estudio.

V. LITERATURA CITADA:

- Bailey, D. L., R. E. Lowe, P. E. Kaiser, D. A. Dame y J. E. F. Fowler 1980. Validity of larval surveys to estimate trends of adult populations of *Anopheles albimanus*. *Mosq. News*. 40:245-251.
- Bartlett, M. S. 1937. Some examples of statistical methods of research in agriculture and applied biology. *J. Royal Statist. Soc. Suppl.* 4: 137-170.
- Bendix. 1968. *Instruction No. 509942 for Pyctroon Models 566-2 and 566-3*. Bendix Environmental Science Division, Baltimore, Maryland, 33 p.
- Bown, D. N., C. F. Frederickson, G. Del Angel-Cabañas y J. F. Méndez. 1987. An evaluation of bendiocarb and deltamethrin applications in the same Mexican village and their impact on populations of *Anopheles albimanus*. *PAHO Bull.* 22:121-135.
- Bown, D. N., M. H. Rodríguez, J. I. Arredondo and E. G. Loyola. 1990. Age structure and density levels in the entomological evaluation of the impact of an insecticide used in the control of *Anopheles albimanus* in southern Mexico. enviada para publicación.
- Breeland, S. G. 1972. Studies on the ecology of *Anopheles albimanus*. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 21:751-754.
- Brower, F. y J. H. Zar. 1977. *Field and laboratory methods for general ecology*. Wm. C. Brown, Duboq, Iowa.
- Bruce-Chwatt L.J., R. H. Black, C. J. Canfield, D. F. Clyde y W. Peters. 1986. Chemotherapy of malaria. Revised Second Edition. *World Health Organization Monograph Series*. 27:261p.
- C.I.P. (Centro de Investigación de Paludismo). 1985. *Manual de técnicas entomológicas para la evaluación de insecticidas*. Doc. Mimeografiado.
- D. G. E. (Dirección General de Epidemiología). 1989. Informe final de paludismo 1988. *Boletín Epidemiológico*. Semana 17.
- Dunn, O. J. 1964. Multiple contrasts using rank sums. *Technometrics*. 6:241-252.
- Gabinaud, A. 1987. Ecological mapping to support mosquito control on the French mediterranean coast. *Parasitol. Today*. 3 (10):317-320.
- García, E. 1973. *Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen*. México. UNAM.

- Green, R. H. 1979. Sampling design and statistical methods for environmental biologists. Wiley-Interscience. 257 p.
- Johnston, J. G., J. W. Weaver y W. D. Sudia. 1973. Flashlight batteries as a power source for CDC miniature light traps. *Mosquito News*. 33:190-194.
- Kruskal, W. H. y W. A. Wallis. 1952. Use of ranks in one-criterion analysis of variance. *J. Amer. Statist. Assoc.* 47:583-621.
- LaMotte Chemical. sin fecha. *Instruction Manual for the use of pH, conductivity and temperature meters*. LaMotte Chemical Products Co. Chesterton, Maryland. 22 p.
- Loyola, E. G., J. I. Arredondo, M. A. Vaca, D. N. Bown y M. H. Rodríguez. 1990. *Anopheles vestitipennis*, the probable vector of *Plasmodium vivax* in the Lacandon Forest of Chiapas, Mexico. enviado para publicación.
- Mann, H. B. y D. R. Whitney. 1947. On a test of whether one of two random variables is stochastically larger than the other. *Ann. Math. Statist.* 18:50-60.
- Mauricio-Leguizamo, J. M., H. García-Juárez y R. Valladares-García. 1982. La producción agrícola en Chiapas. Centro de Investigaciones Ecológicas del Sureste. *C.I.E.S. Ser. Doc.* 8, 83 p.
- Morisita, M. 1959. Measuring the dispersion of individuals and analysis of the distributional patterns. *Mem. Fac. Sci. Kyushu Univ.*, Series E (Biol). 2:215-235.
- Pant, C. P., N. Rishikesh, Y. H. Bang y A. Smith. 1981. Progress in malaria vector control. *Bull. W.H.O.* 59 (3):325-333.
- Pant, C. P. 1988. Malaria vector control: imagociding. pp. 1173. *In*: Wernsdorfer, W. H. y I McGregor (eds.) *Malaria. Principles and practice of malariaology*, Vol. II. Churchill Livingstone, Edinburgh.
- Ramsey, J., D. Bown, D. Aron, and J. Mendez. 1986. Field trial in Chiapas, Mexico, of a rapid detection method for malaria in Anopheline vectors with low infection rates. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 35:234-238.
- Rejmankova, E. 1989. Illustrated keys to aquatic macrophytes of southern Chiapas. Unpublished manuscript.
- Rodríguez, M. H. y E. G. Loyola. 1989. Situación epidemiológica actual y perspectivas de la investigación entomológica del paludismo en México. Memorias del IV Simposio Nacional de

Entomología Médica y Veterinaria. Oaxtepec, Mor., México. Sociedad Mexicana de Entomología, México, D. F.

- Service, M. W. 1976. *Mosquito Ecology. Field Sampling Methods*. Applied Science Publishers, London. 583 p.
- Southwood, T. R. E. 1978. *Ecological Methods*. Second Edition, Chapman and Hall, London. 523 p.
- Thalmann, I. 1984. *Aspectos demográficos, económicos y sociales en el área endémica de paludismo del Soconusco, Chiapas*. Doc. Mimeografiado. Centro de Investigación de Paludismo, Tapachula, Chiapas.
- Verboef, J. C. M. 1986. *Ecology of mosquito breeding during the transition from dry to wet season in a rural coastal area of Chiapas, México, with special reference to Anopheles albimanus (Diptera: Culicidae)*. Mimeo. Doc. Centro de Investigación de Paludismo, Tapachula, Chiapas.
- Wernsdorfer, W. H. 1980. Importance of malaria in the world. In: Kreier, J. P. (ed.) *Malaria*, Vol. 1 1-93 p. Academic Press, New York.
- W.H.O. (World Health Organization). 1955. Resolution WHA 8.30. *Off. Rec. W.H.O.* 63, 31.
- W.H.O. 1956. Resolution WHA 9.61. *Off. Rec. W.H.O.* 71, 43.
- W.H.O. 1957. Sixth Report of the Expert Committee on Malaria. *W.H.O. Tech. Rep. Ser.* 123.
- W.H.O. 1969. Resolution WHA 22.39. *Off. Rec. W.H.O.* 176, 18 and Annex 13.
- W.H.O. 1975 *Manual on practical entomology in malaria*, Part II. W.H.O., Geneva. 191 p.
- Wilkinson. L. 1989 *SYSTAT The system for statistics* SYSTAT, Inc. Evanston, IL.
- Zar J. H. 1984. *Biostatistical analysis* 2nd Edition. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, New Jersey 718

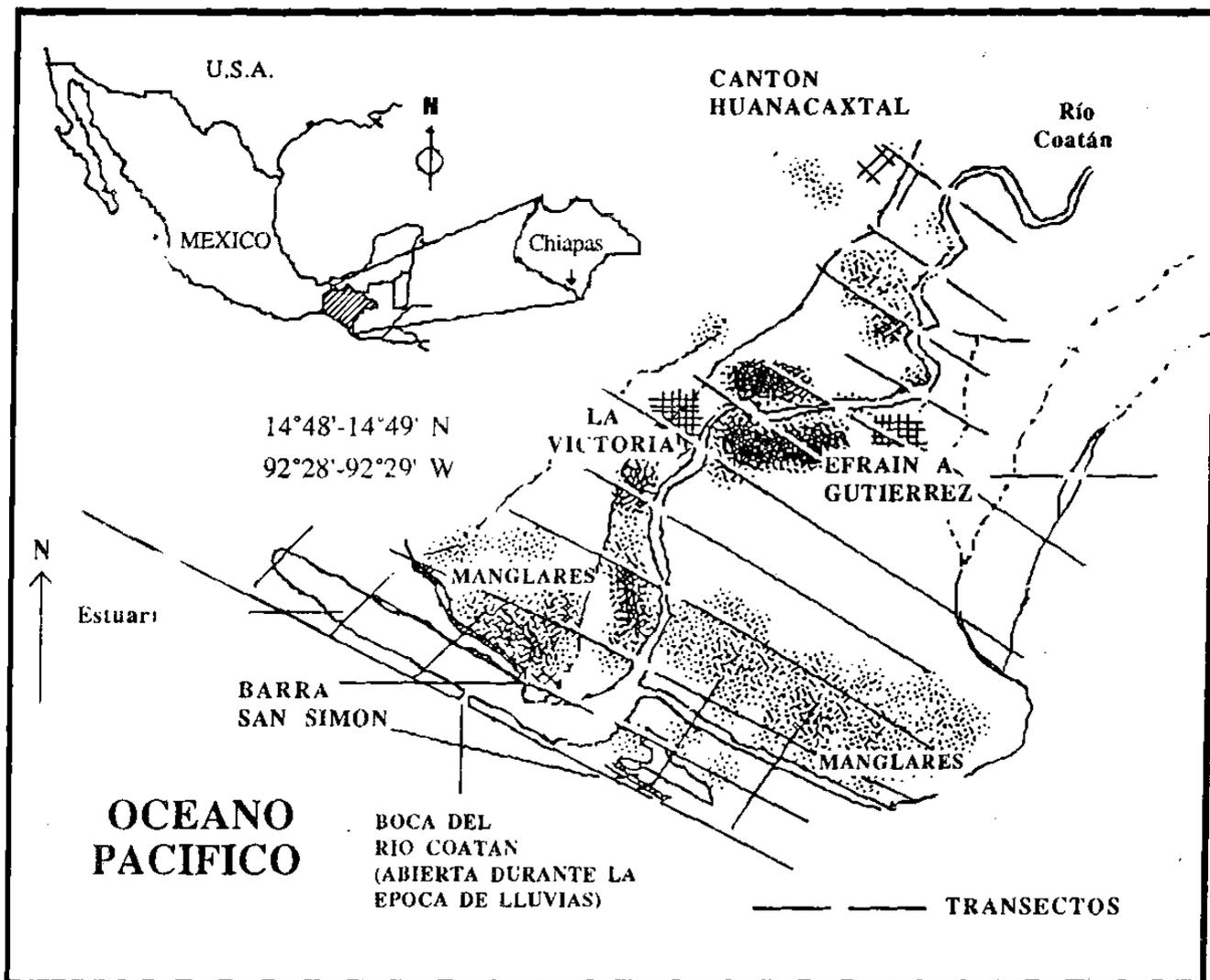


Figura 1. Representación esquemática del área de estudio (no a escala) en donde se muestran los transectos perpendiculares al curso del río. La distancia aproximada entre Canton Huanacaxtal y el mar es de 5 1/2 km.

DENTRO DE INVESTIGACION DE PALUDISMO, DEPARTAMENTO DE CONTROL DE VECTORES

<u>Núm. de colecta:</u>	<u>Núm. de muestreo:</u>	<u>Fecha:</u>	<u>Latitud/Longitud:</u>	<u>Núm. de mapa:</u>
<u>Hora (24 horas):</u>	<u>Altitud (m):</u>	<u>Temp. agua (°C):</u>	<u>Estadios colectados:</u> H I 2 3 4 P A	
<u>Localidad:</u>	<u>Nivel del agua:</u>	<u>pH:</u>	<u>Cond. eléct.:</u>	<u>Bulbo seco (°C):</u> <u>Bulbo húmedo (°C):</u>

<u>Tipo de colección:</u> 01. Inmaduro 02. Superficie intra 03. Abrigo animal 04. Caverna 05. Hueco de árbol 06. Vegetación 07. Otro _____ 08. Picando 09. Malla 10. Trampa luz CDC 11. Trampa luz-"Updraff" 12. Trampa _____ 13. Trampa c/cebo-malla 14. Trampa c/cebo-Maqpon 15. Trampa c/cebo _____ 16. Enjambre 17. Posandose 18. En la luz 19. Otros	<u>Ambiente:</u> 01. Pradera 02. B. cenegoso 03. Ciénega abierta 04. Marisma salada 05. Marisma dulceacuicola 06. Playa 07. Manglar 08. Huerta-Plantación 09. Campo cultivado 10. Arrozal 11. Arboleda de bambú 12. Urbano 13. Aldea	<u>Hóbitat larvario:</u> 01. Estanque-lago 02. Charco 03. Ciénega 04. Depresión marismosa 05. Márgen de arroyo-río 06. Poza de arroyo-río 07. Poza de roca 08. Escurridero-manantial 09. Poza de inundación 10. Zanja 11. Hoyo 12. Pozo 13. Cisterna 14. Contenedor artificial 15. Llanta 16. Hueco de árbol 17. Hueco de tronco 18. Internudo de bambú 19. Hoquedad de bambú 20. Axila de Plátano 21. Axila de piñar 22. Planta de guaje 23. Fronda de palma 24. Hoja caída 25. Cáscara de coco 26. Planta _____ 27. Marisma salada 28. Marisma dulceacuicola 29. Huella de ganado 30. Huella de rueda 31. Arrozal 32. Pantano 33. Canal de riego 34. Otro.	<u>Dimensiones del lugar:</u> m X m m prof.
	<u>Modificadores del ambiente:</u> 1. Primarios 2. Secundarios 3. Plátano 4. Hule 5. Fruta 6. Palma 7. Piña 8. Otro		<u>El agua parece ser:</u> 1. Permanente 2. Temporal
<u>Lectura disco de Secchi:</u>	<u>Viento:</u> 1. Calma 2. Ligero 3. Moderado (ráfagas) 4. Fuerte	<u>Movimiento del agua:</u> 1. Estancada 2. Lento 3. Moderado 4. Rápido	<u>Salinidad:</u> 1. Agua dulce 2. Agua salobre
<u>Actividades humanas:</u>	<u>Altura sobre el suelo</u> m	<u>Turbidez:</u> 1. Clara 2. Coloreada 3. Turbida 4. Contaminada	<u>Vegetación acuática:</u> 1. Sumergida 2. Flotante 3. Emergente 4. Sumergida y flotante 5. Sumergida y emergente 6. Flotante y emergente 7. Todos los tipos
<u>Dist. a la casa más cercana:</u> m	<u>Densidad larvas (a priori):</u> Anopheles: I () II () III () IV () P () Culex: I () II () III () IV () P () _____: I () II () III () IV () P () _____: I () II () III () IV () P () _____: I () II () III () IV () P ()	<u>Veg. acuática:</u>	<u>¿Cobertura:</u> 1. Ninguna 2. Escasa 3. Abundante
<u>Cielo:</u> 1. Despejado 2. Parcialmente nublado 3. Totalmente nublado 4. Neblina 5. Rocío 6. Lluvia ligera 7. Lluvia intensa	<u>¿Último día de lluvia?:</u>	<u>Algas:</u> Verdes Cafes	<u>¿Cobertura:</u>
<u>Sombra:</u> 1. Ninguna 2. Parcial 3. Total	<u>¿Predadores?: si no</u> Tipo: Densidad:	<u>Algas:</u> Verdes Cafes	<u>¿Cobertura:</u>
<u>Huesped:</u> Humano Cerdo Vacuna Perro Caballo Gallina	<u>Análisis químico:</u> Nitratos Silicatos CO ₂ disuelto Fosfatos O ₂ disuelto Materia orgánica Otro _____	OBSERVACIONES: Descripción de estación de muestreo u cambios desde la última visita a la vuelta ---->	OBSERVACIONES: Descripción de estación de muestreo u cambios desde la última visita a la vuelta ---->

Colectores:

Mod. J.A.-88

Figura 2. Forma de colecta de datos en el campo.

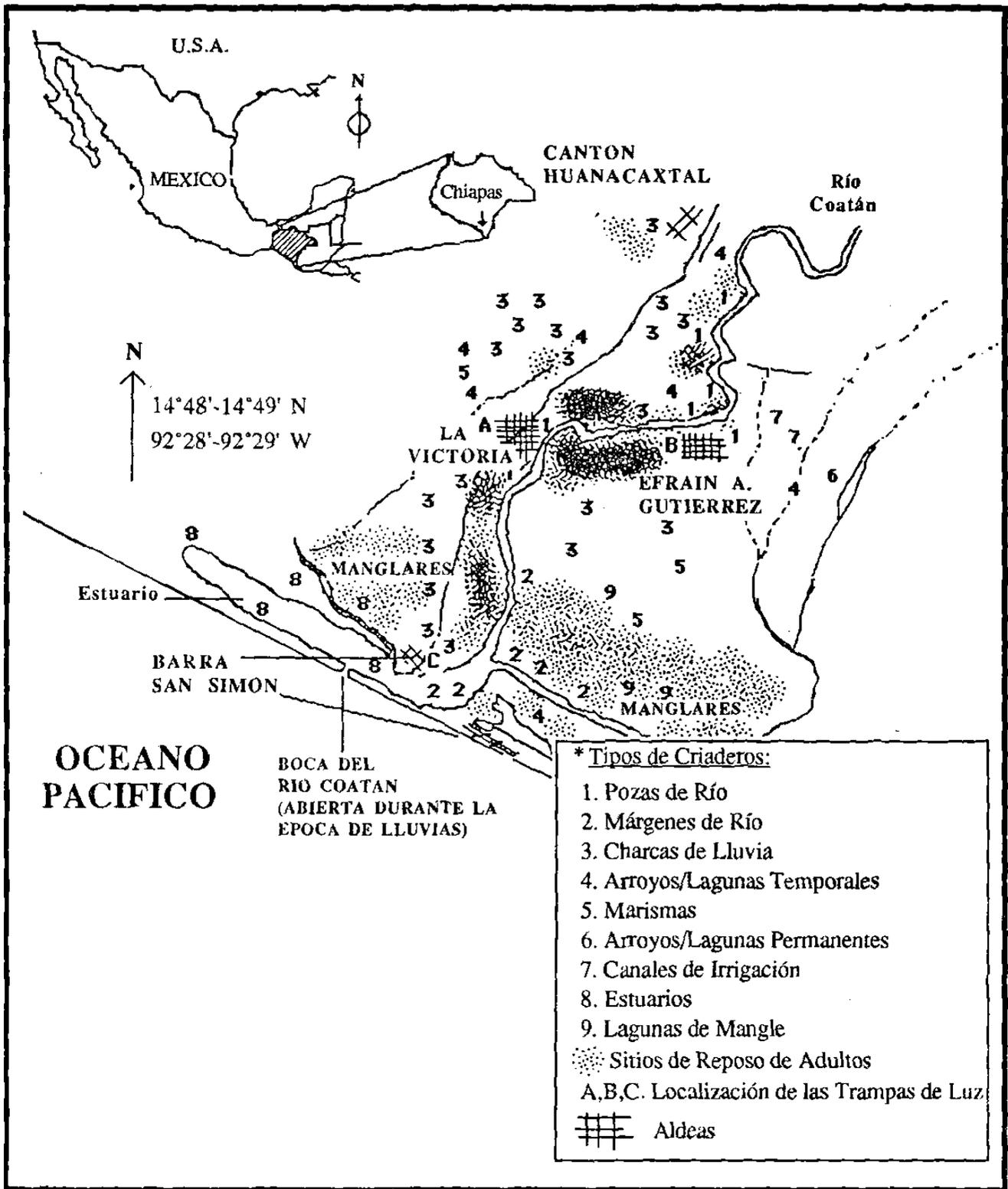
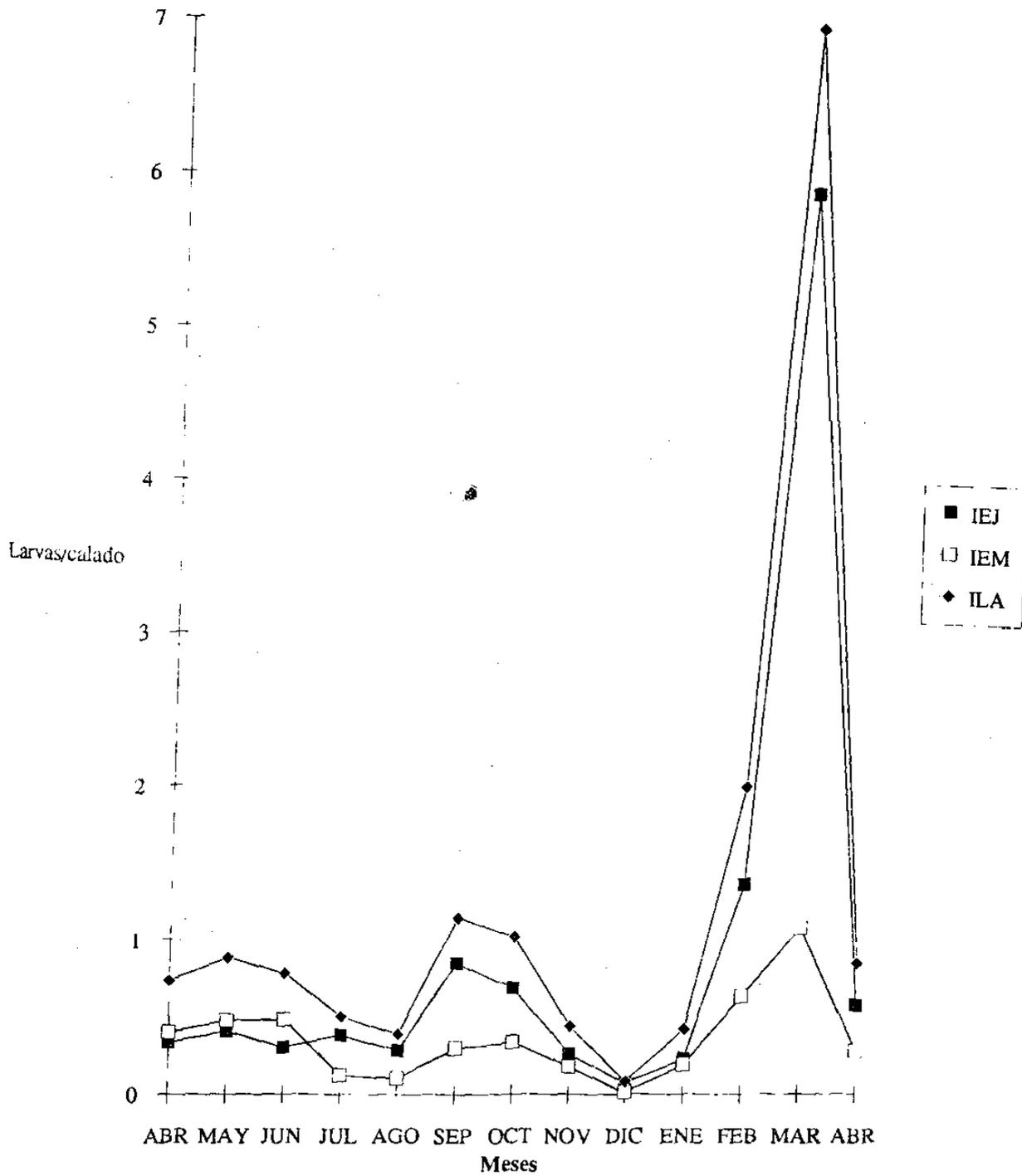


Figura 3. Distribución de los diferentes tipos de criaderos mapeados en el área de estudio.

Figura 4. Abundancia relativa de las poblaciones larvianas de *Anopheles albimanus* a lo largo del tiempo (abr. 88-abr.89) en los criaderos disponibles en toda el área de estudio.



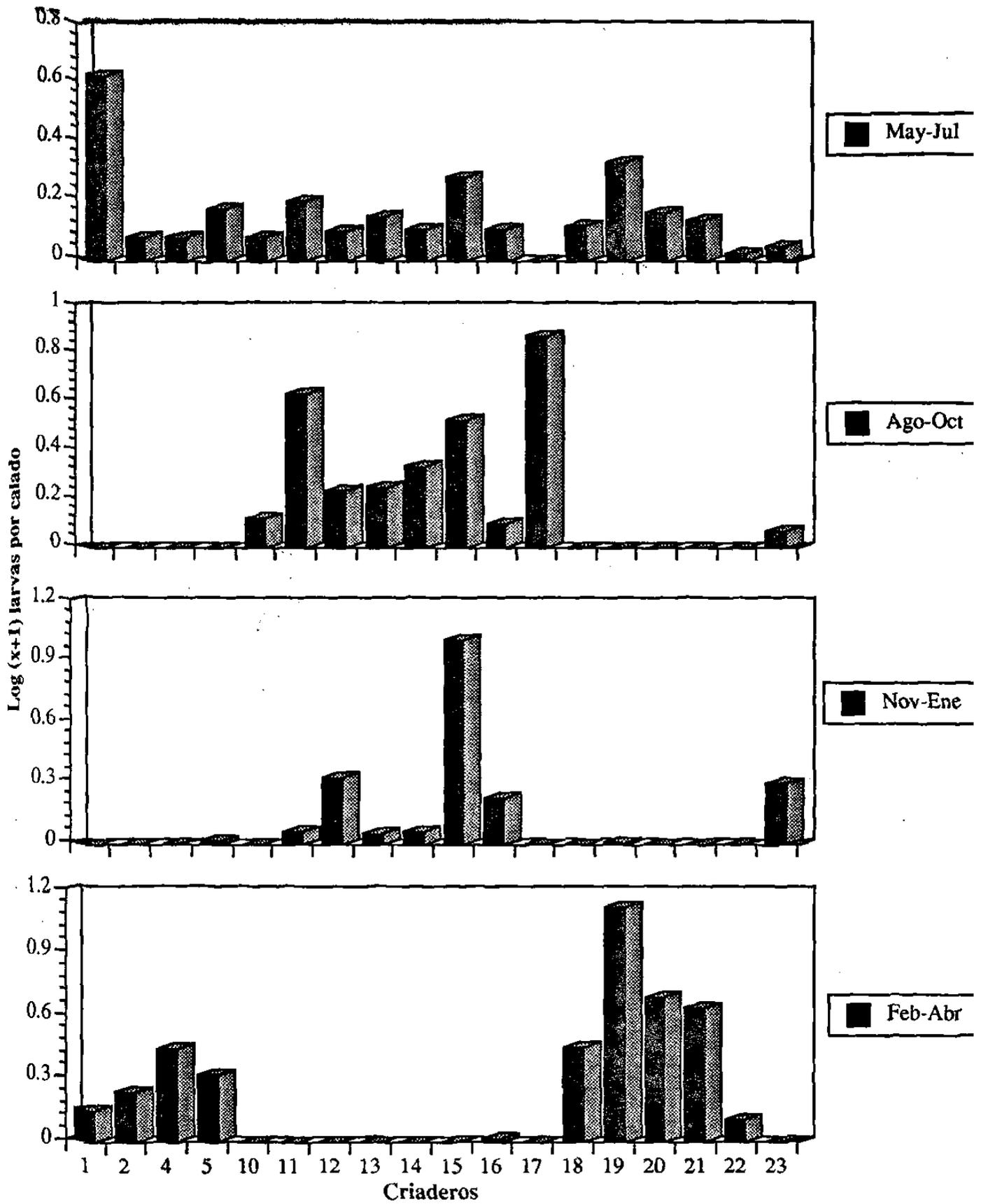


Figura 5. Abundancia estacional de las poblaciones larvianas de *Anopheles albimanus* en todos los tipos de criaderos (del 1 al 23) presentes en una porción del plano costero del sur de Chiapas, México.

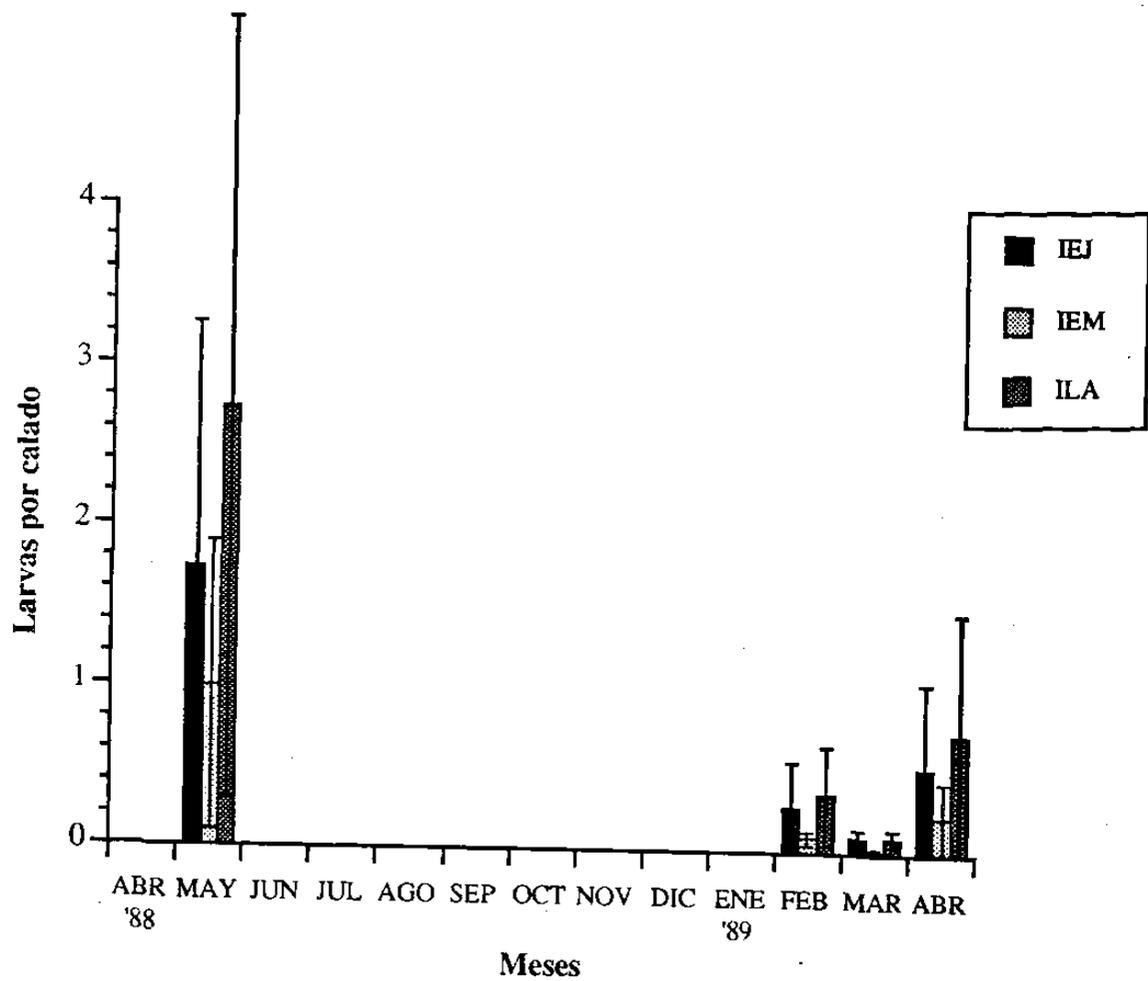


Figura 6. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en la poza de río 1.

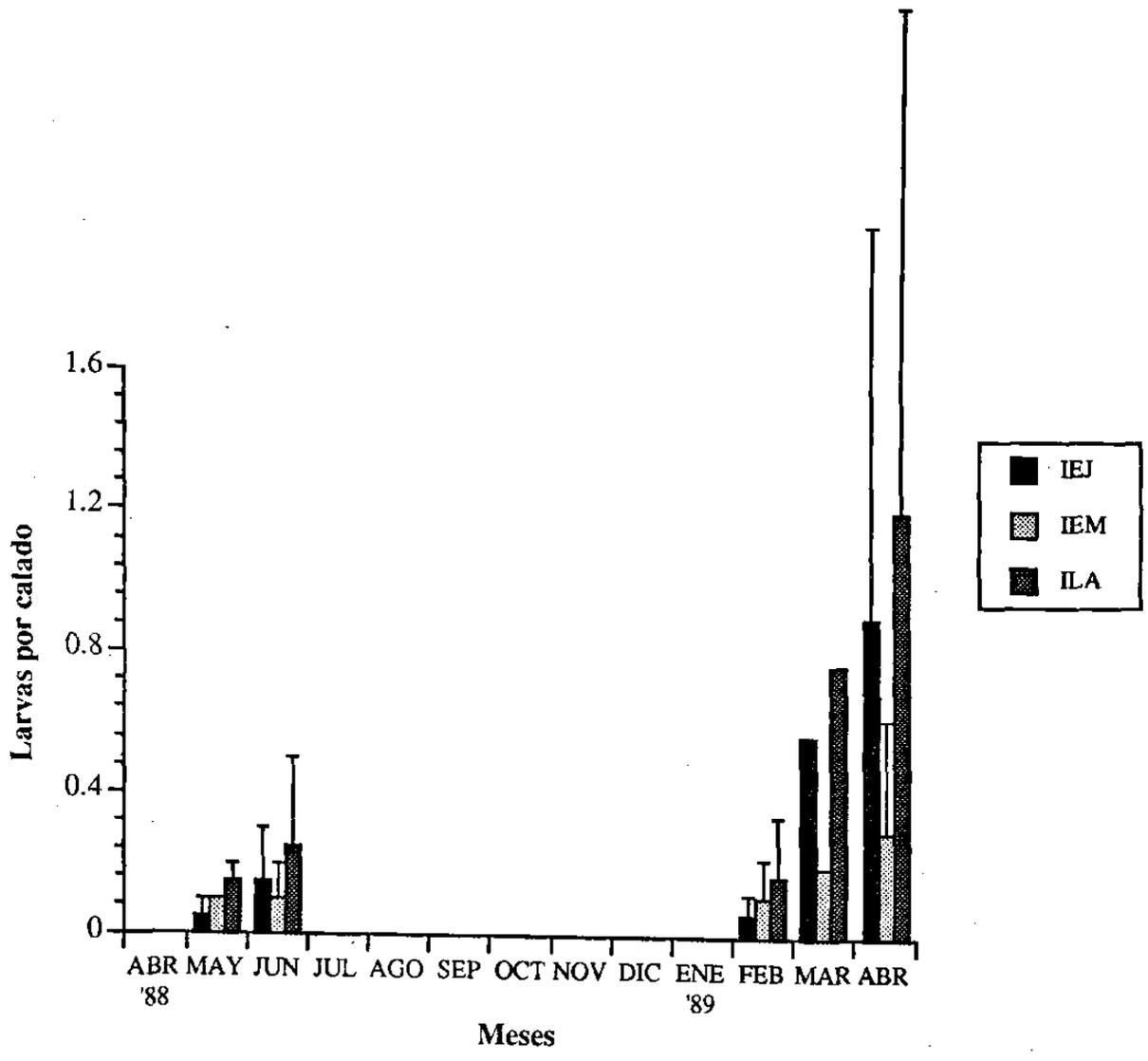


Figura 7. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en la poza de río 2.

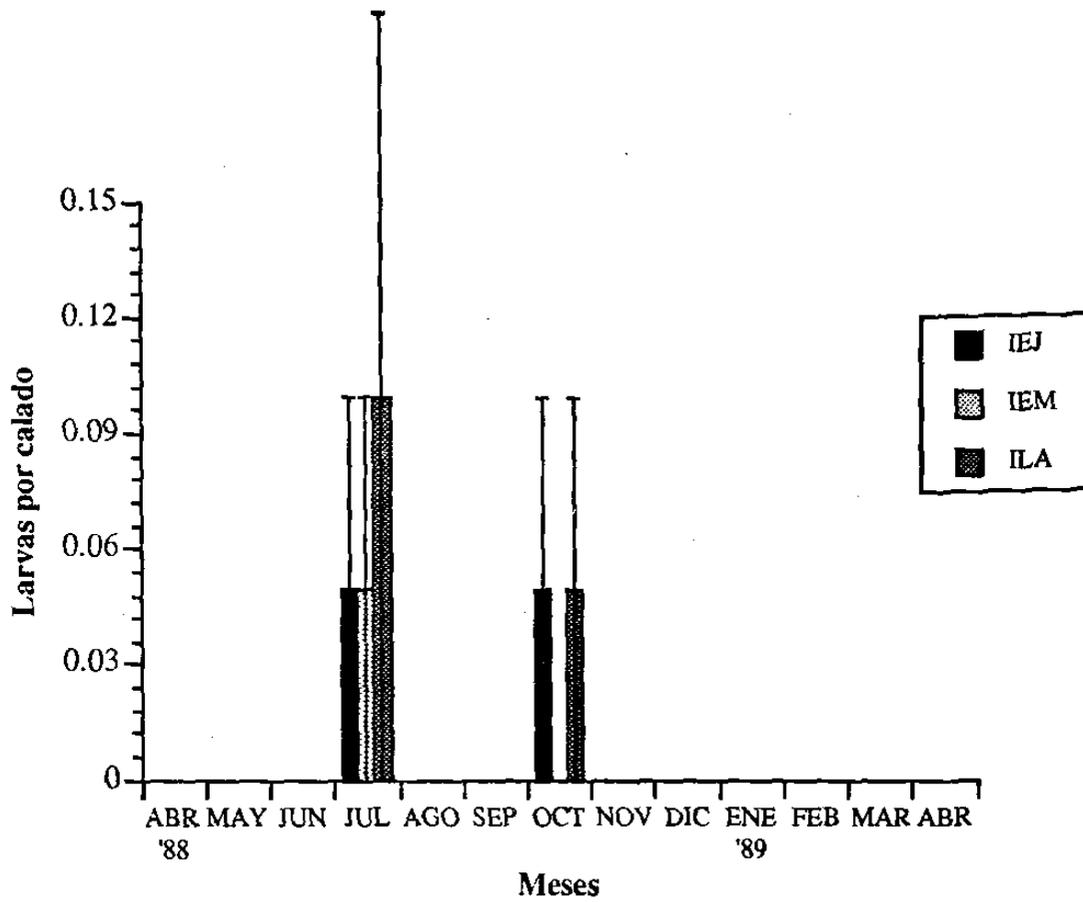


Figura 8. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en la poza de río 3.

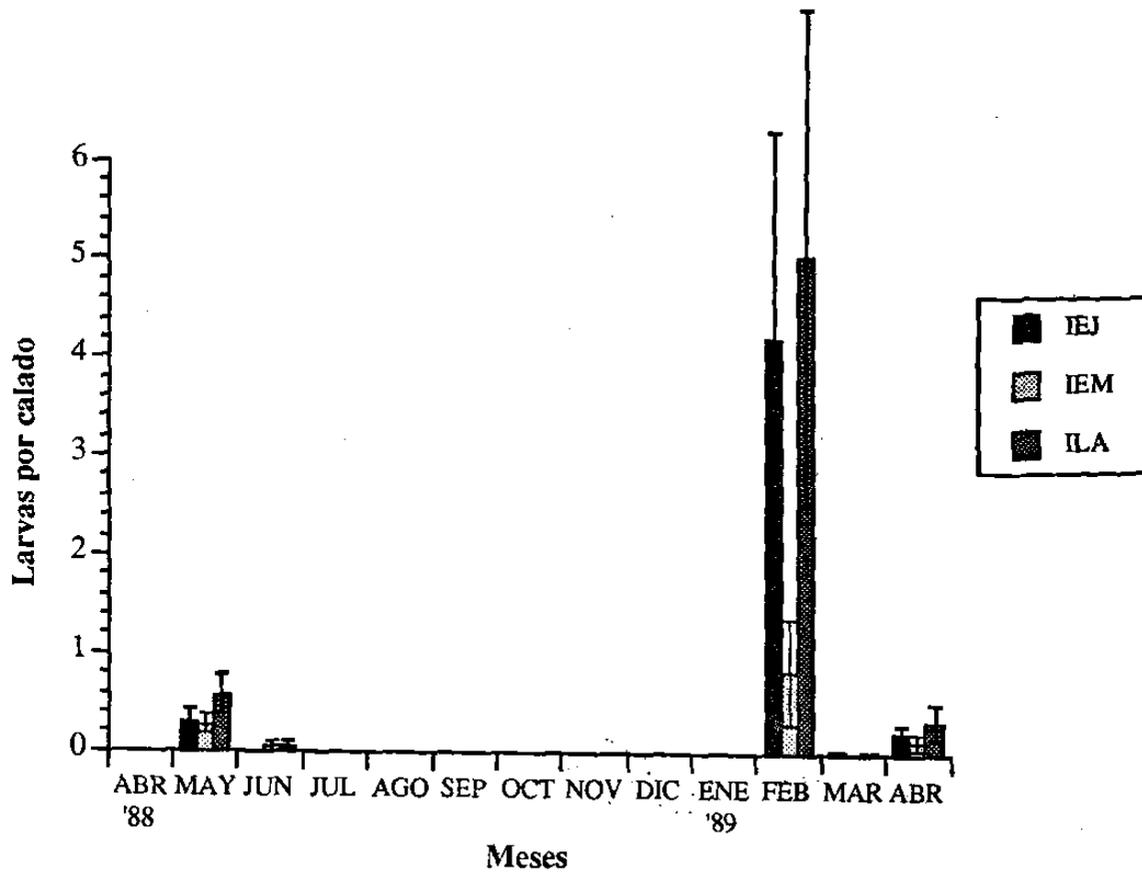


Figura 9. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en el margen de río 4.

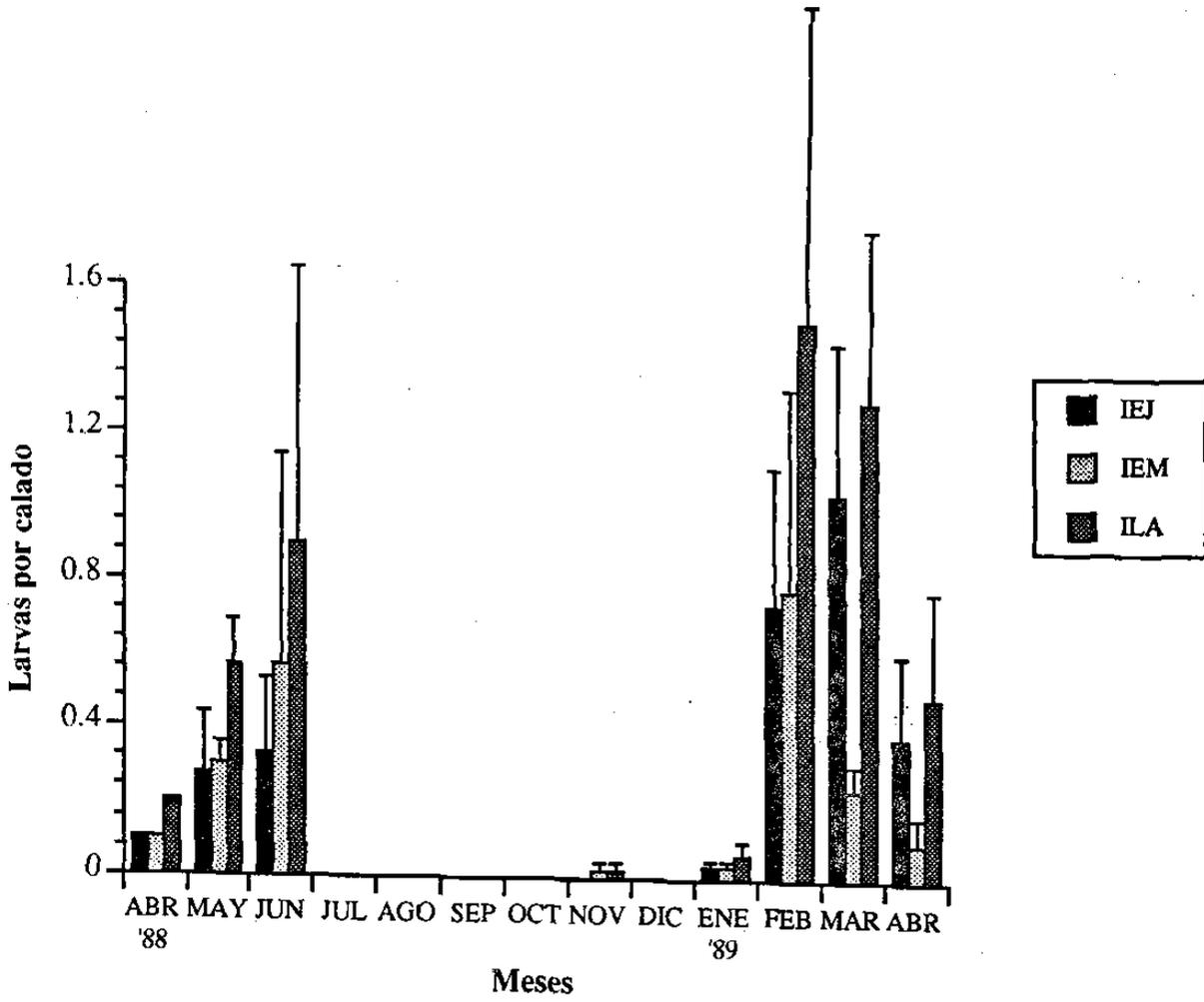


Figura 10. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en el margen de río 5.

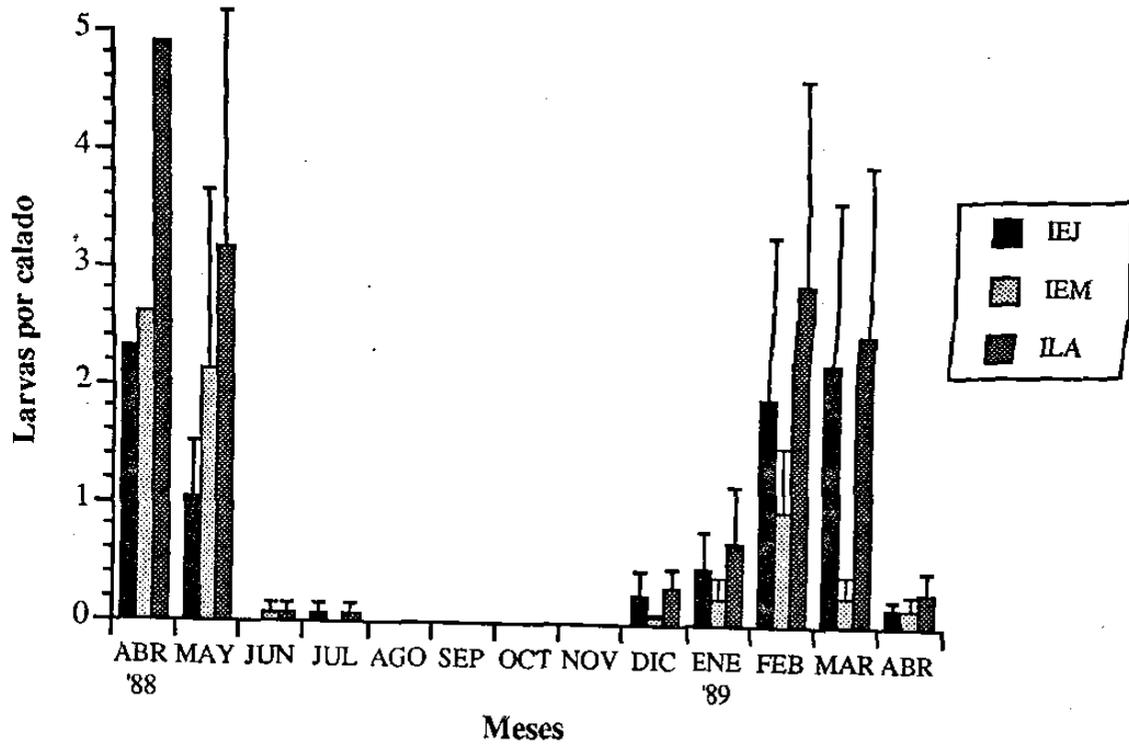


Figura 11. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en el margen de río 6.

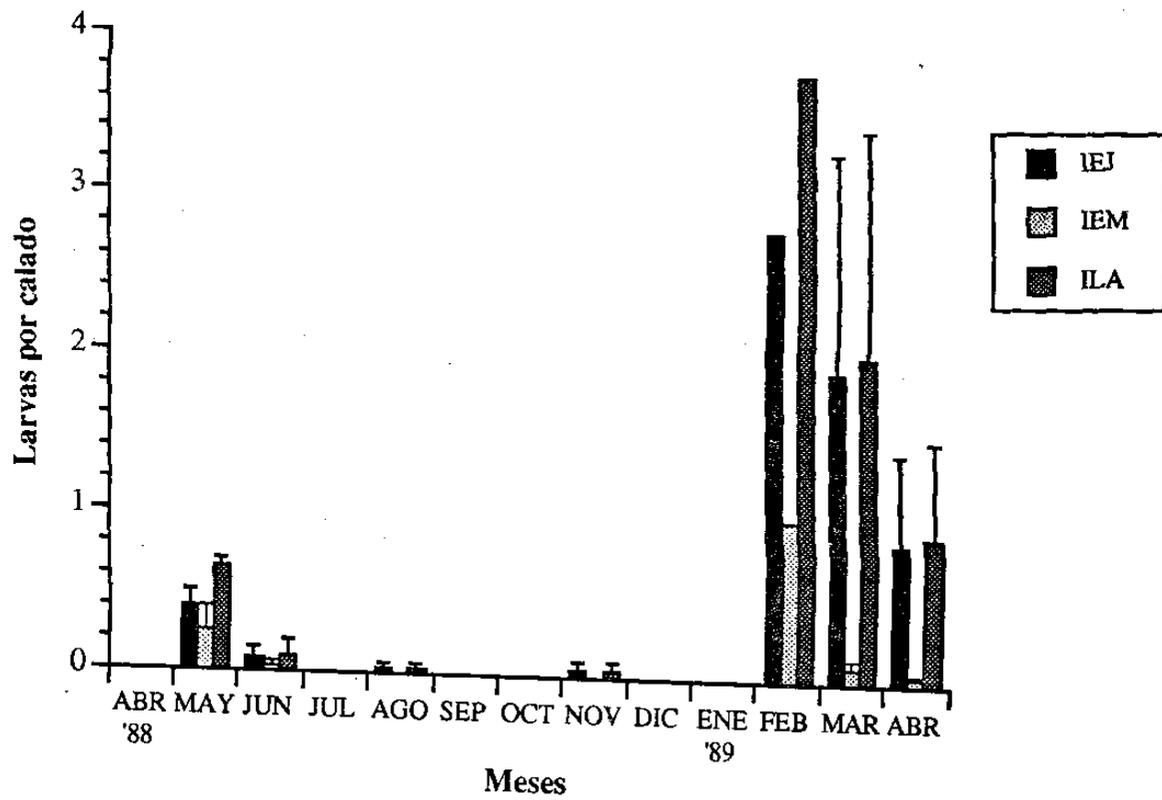


Figura 12. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en el márgen de río 7.

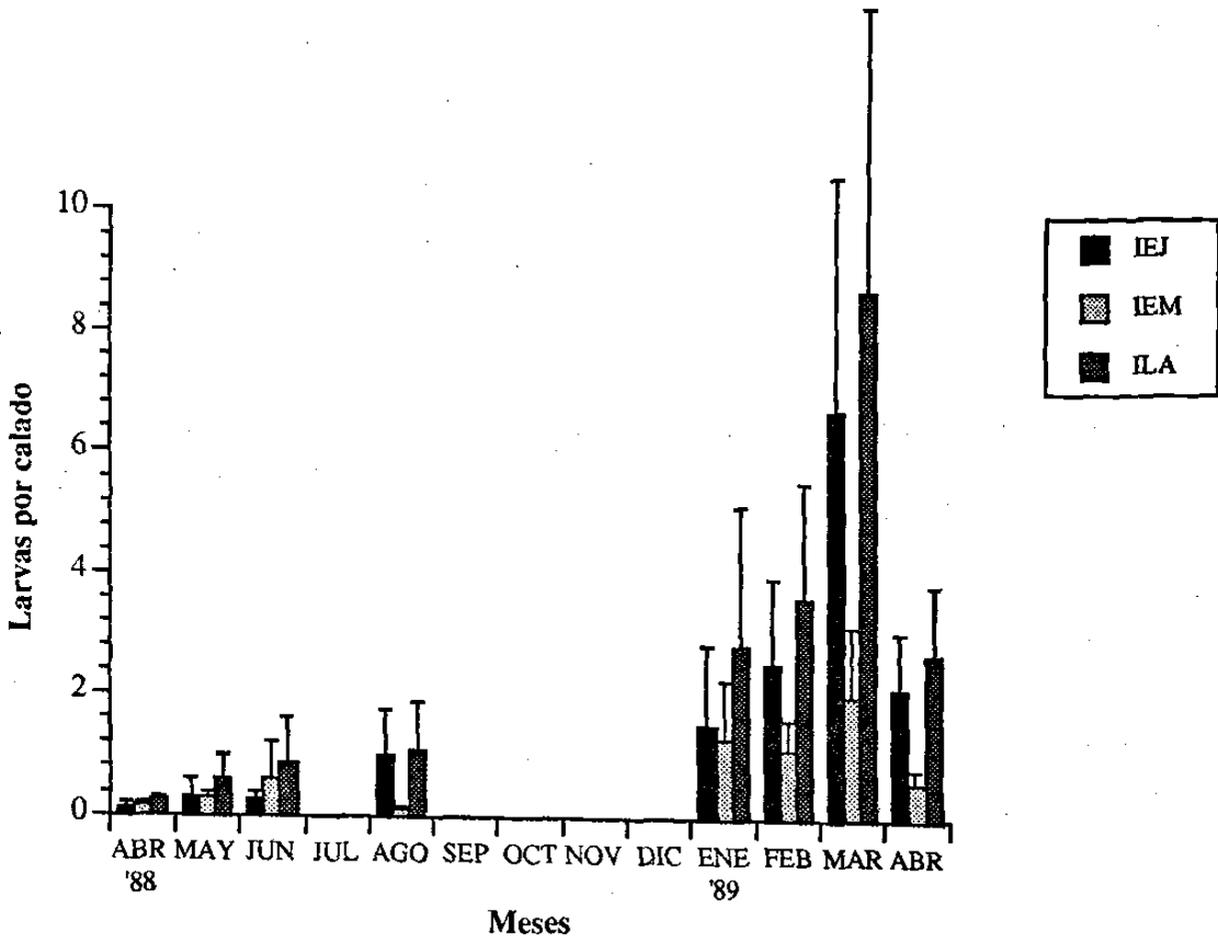


Figura 13. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en el márgen de río 8.

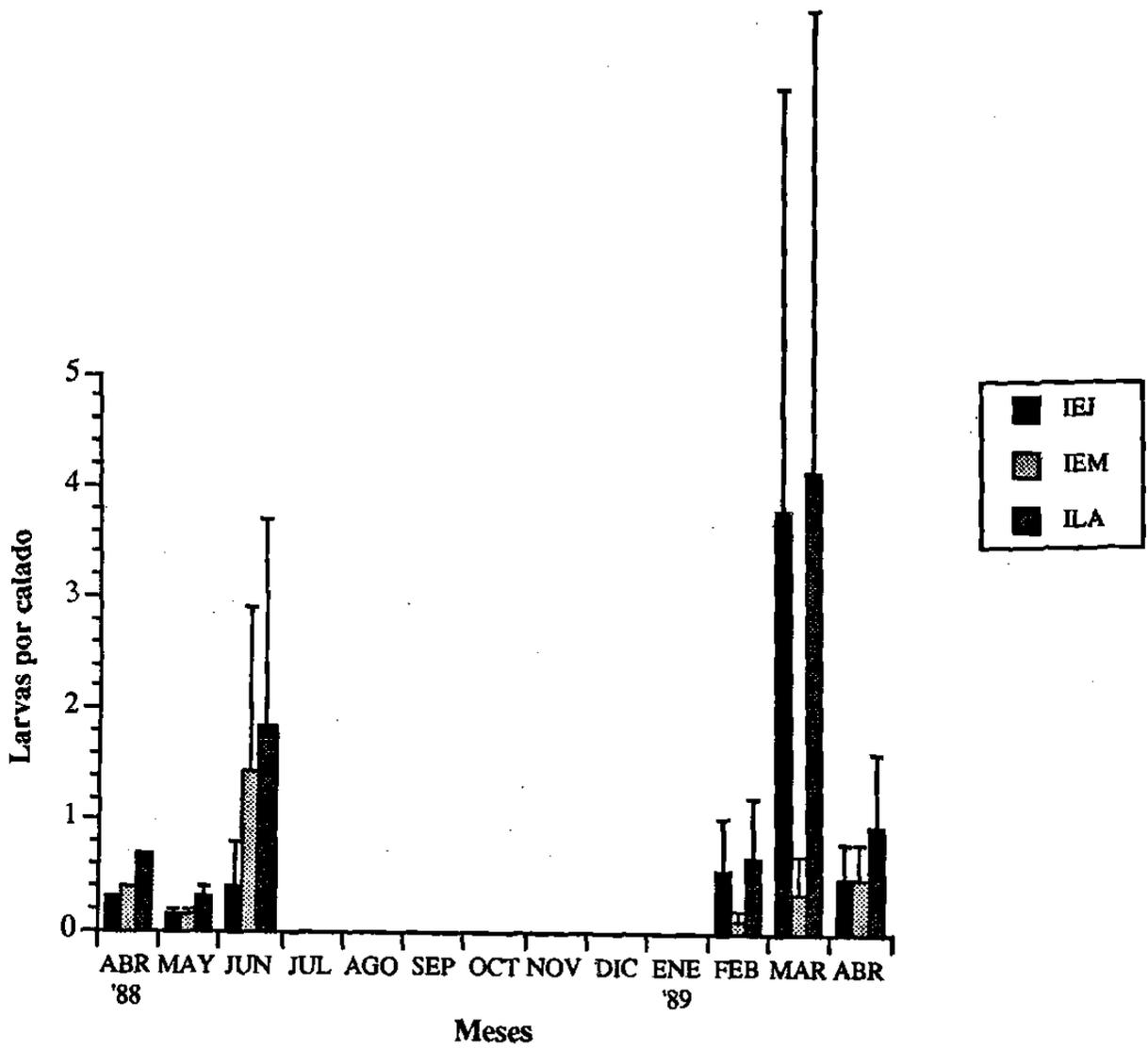


Figura 14. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en el margen de río 9.

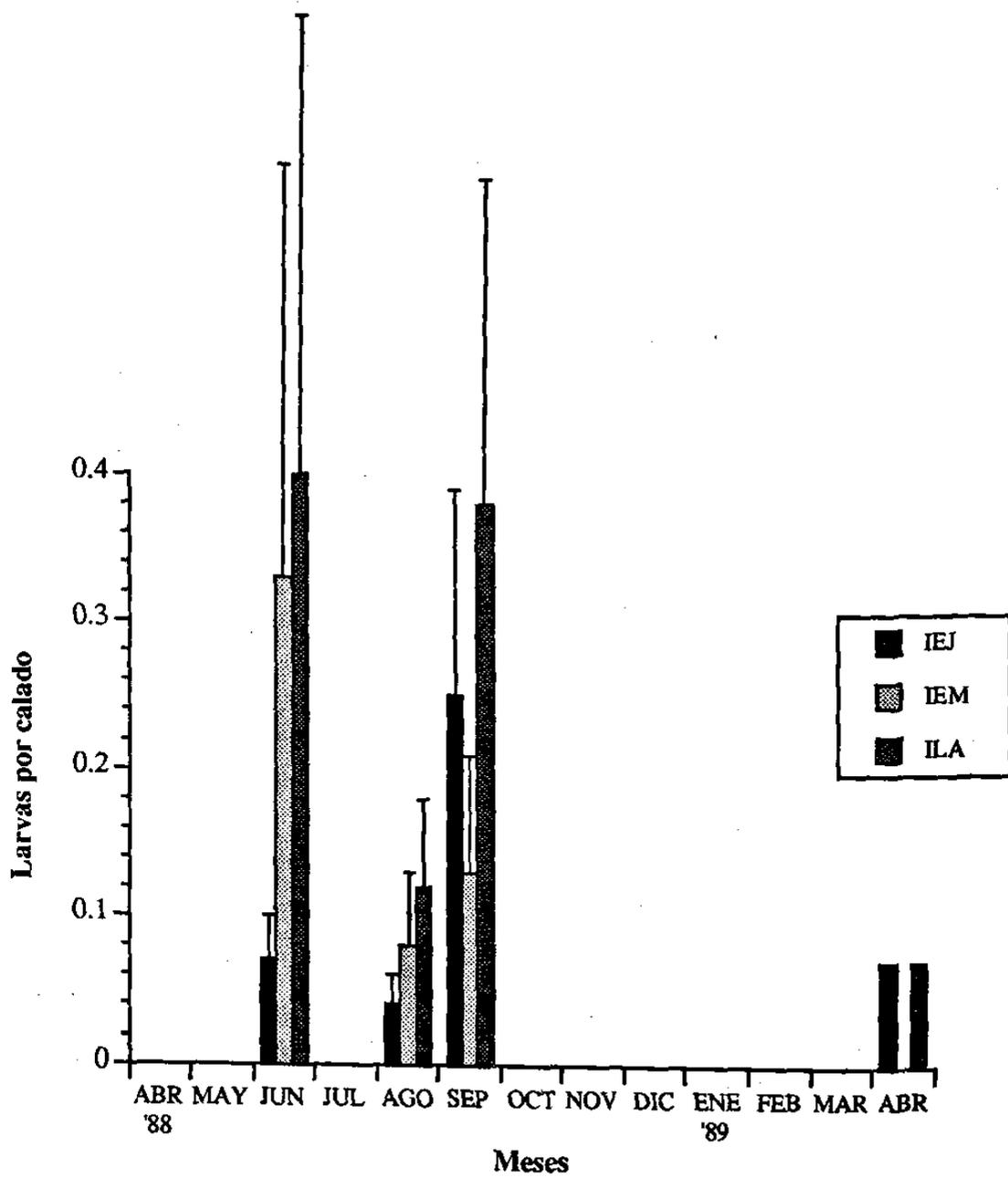


Figura 15. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en la charca de lluvias 10.

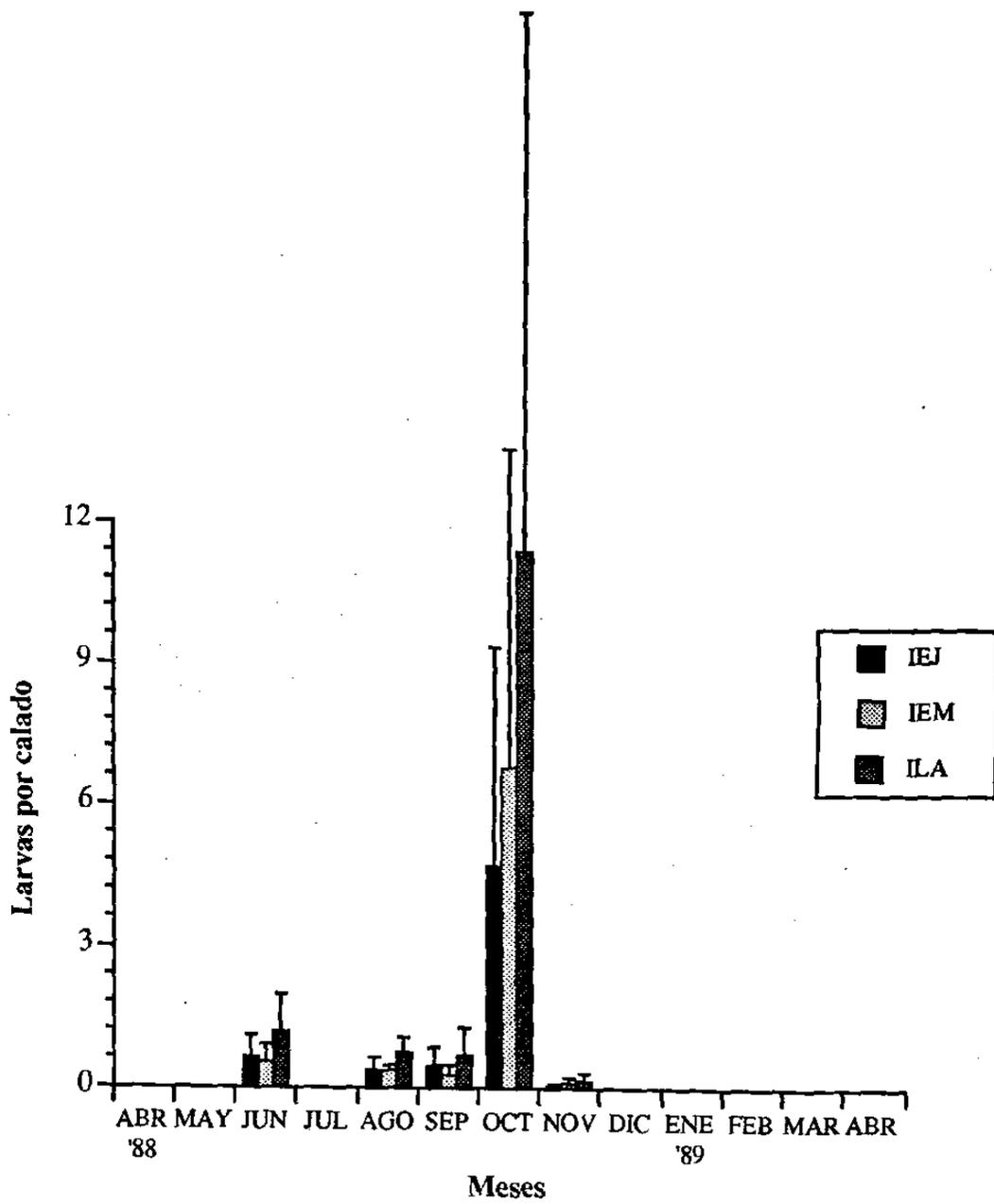


Figura 16. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios veniales (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Copepoda albimanus* en la charca de lluvia 11.

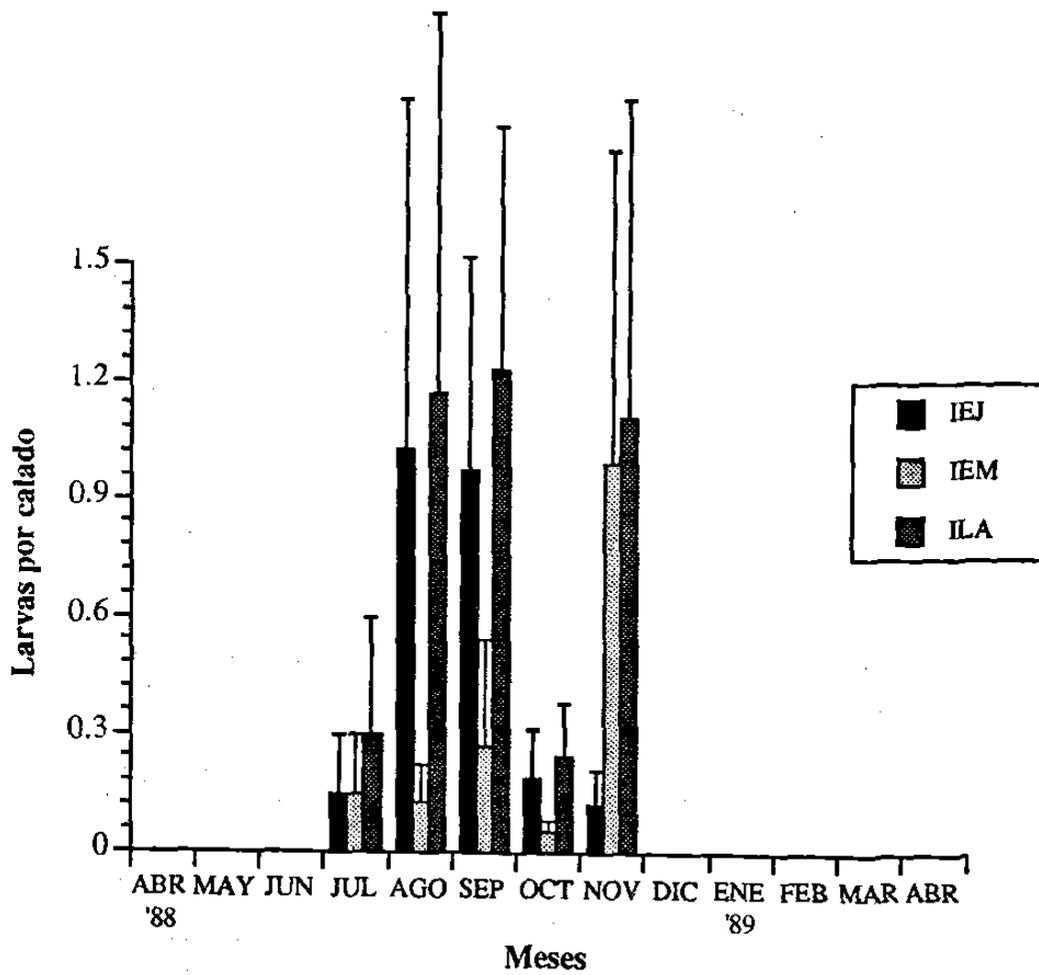


Figura 17. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en la charca de lluvia 12.

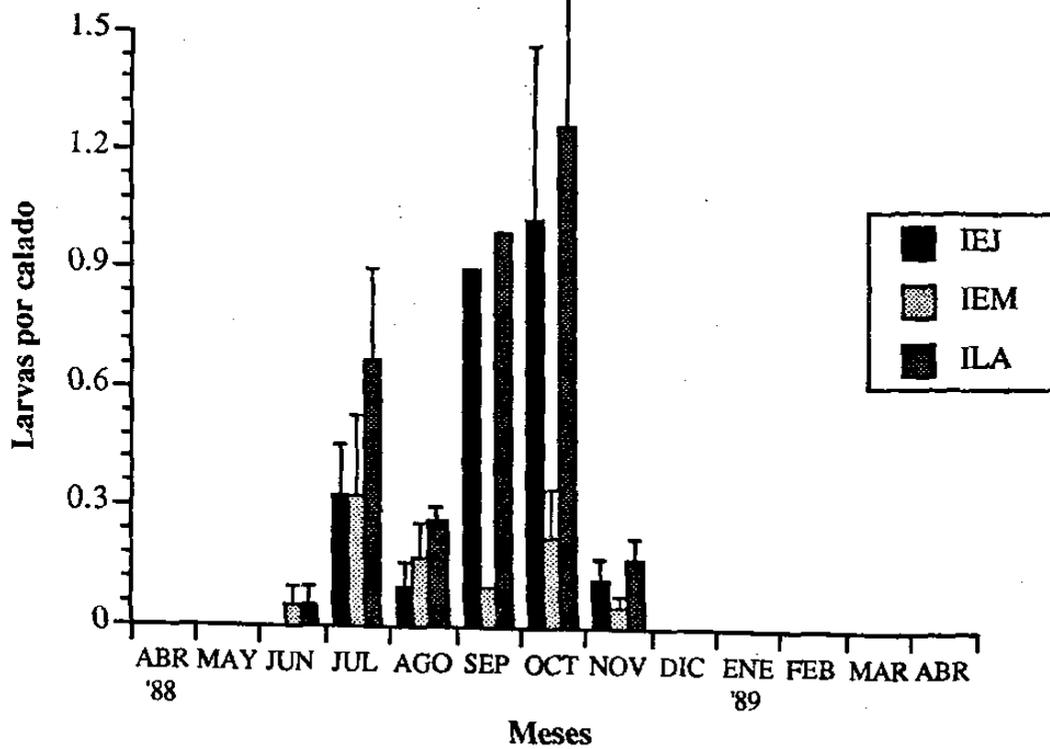


Figura 18. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en la laguna temporal 13.

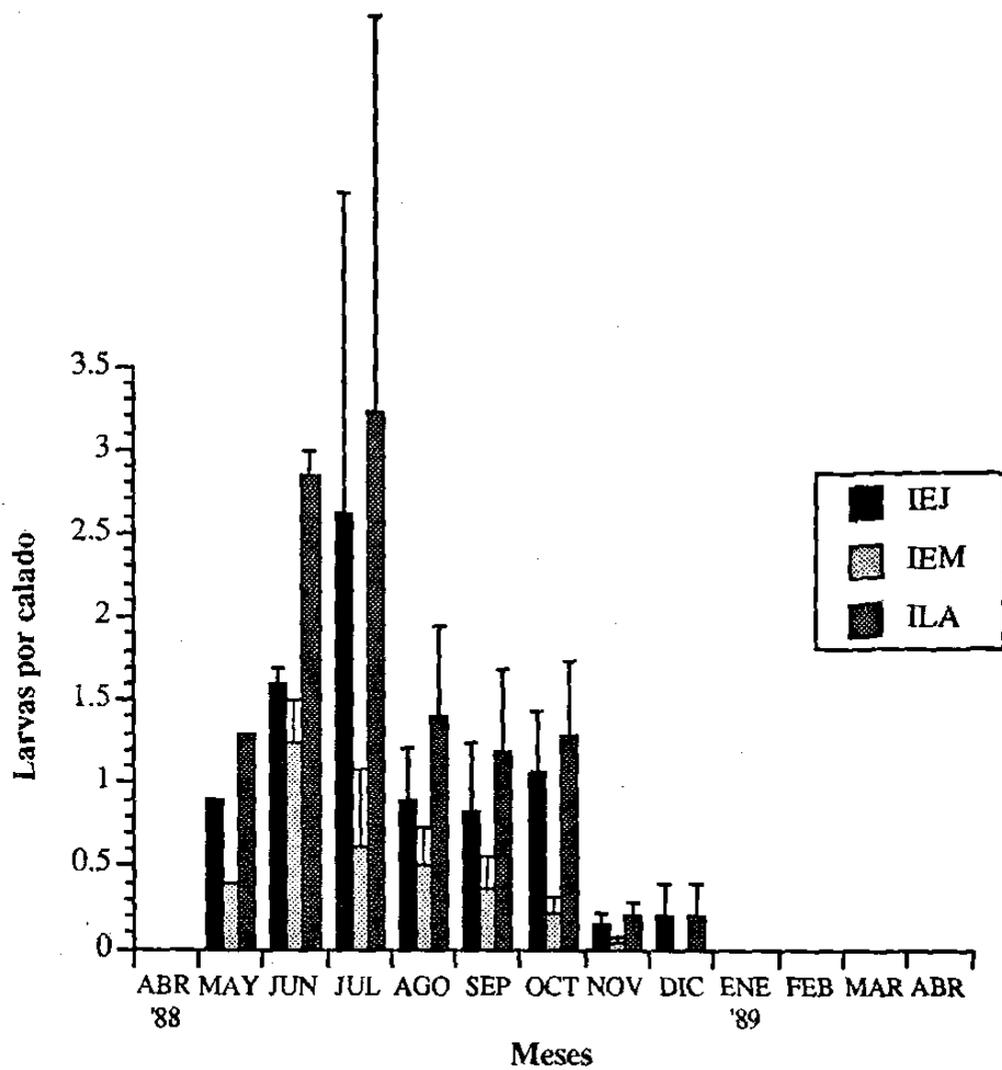


Figura 19. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en la laguna temporal 14.

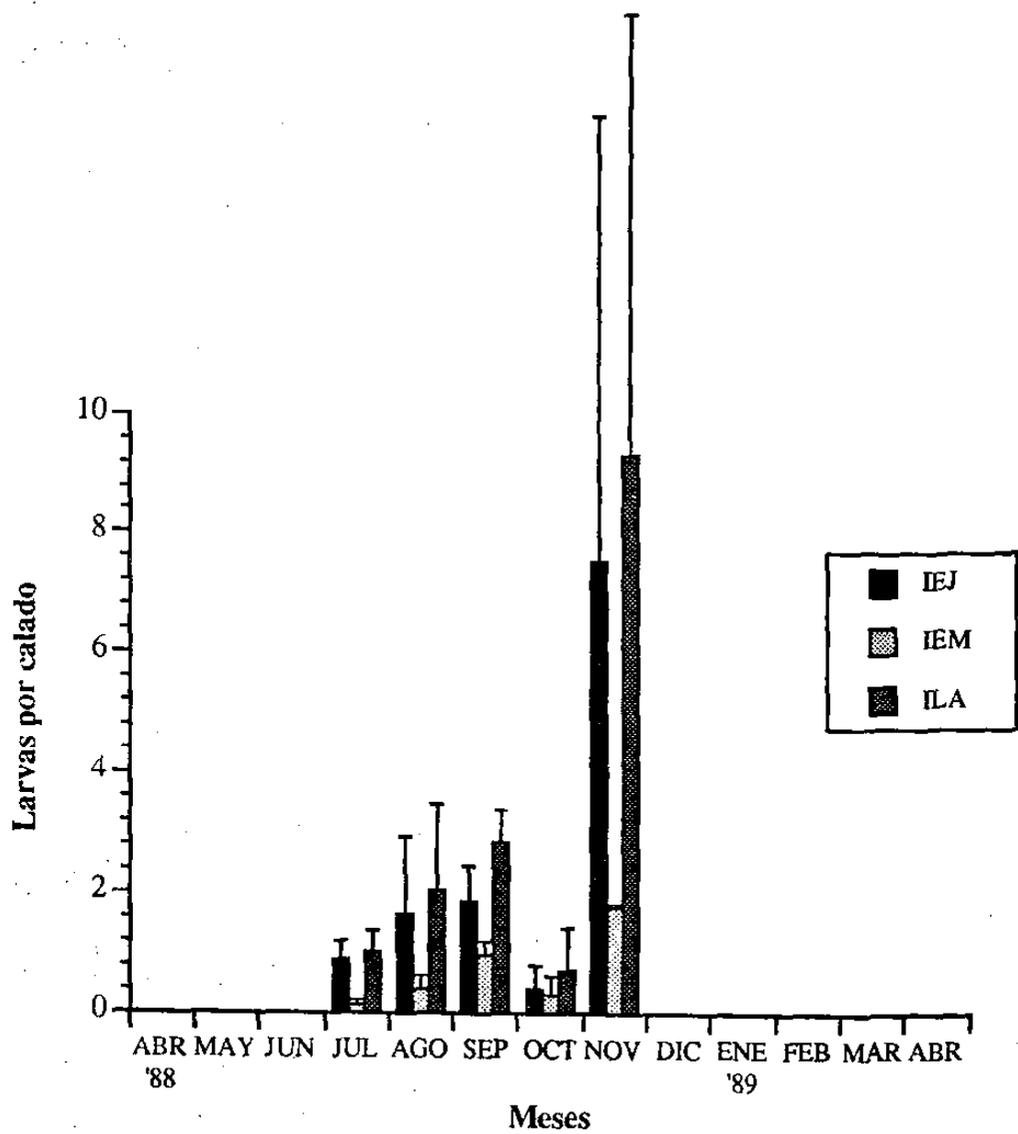


Figura 20. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en la marisma 15.

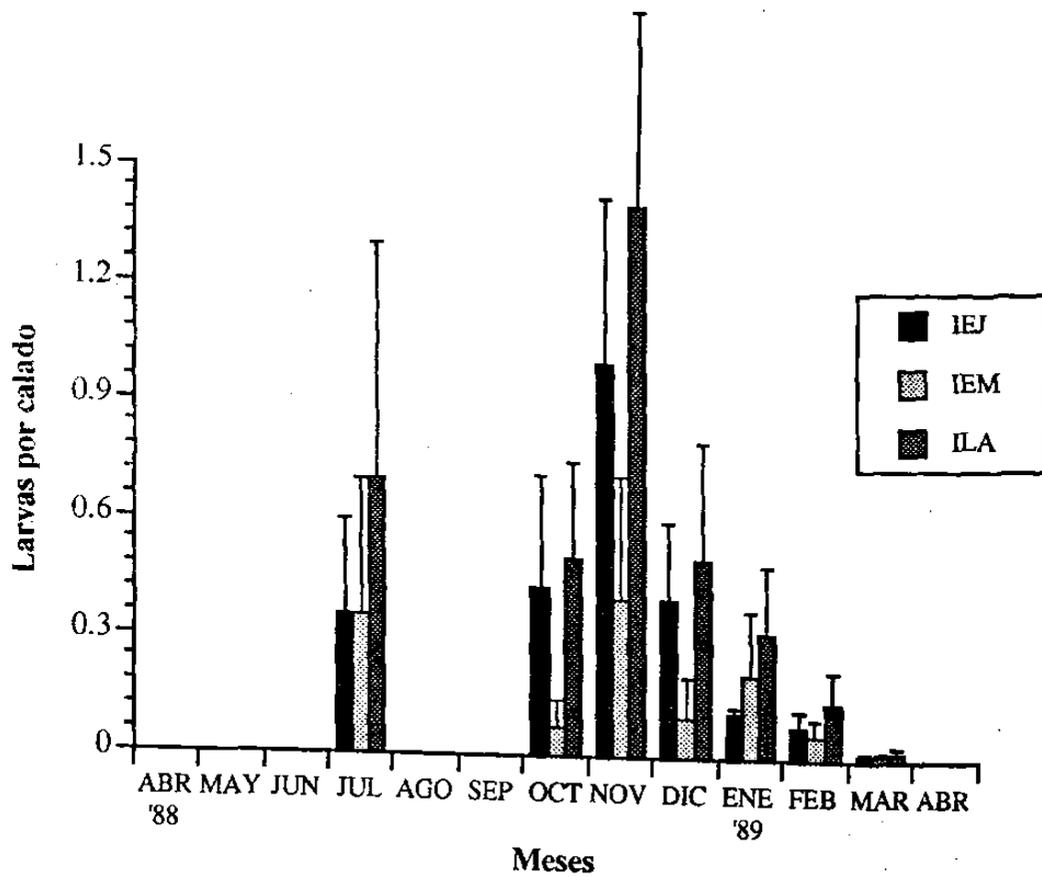


Figura 21. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en la laguna permanente 16.

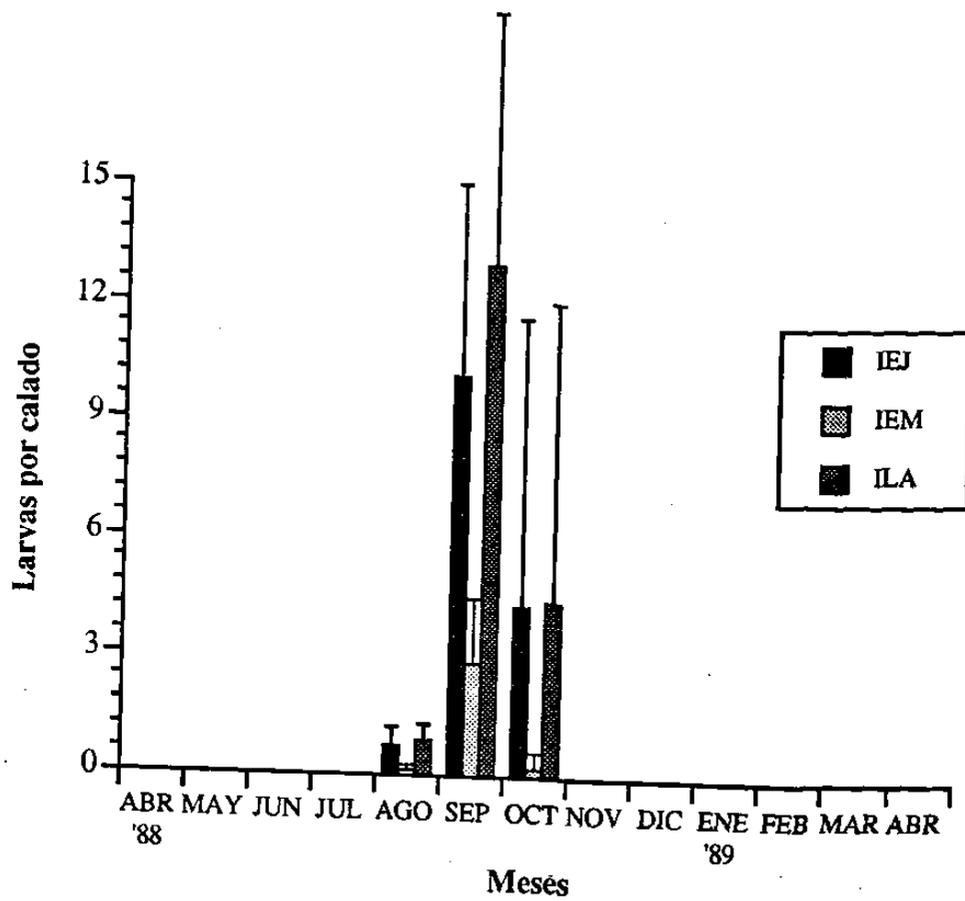


Figura 22. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en el canal de irrigación 17.

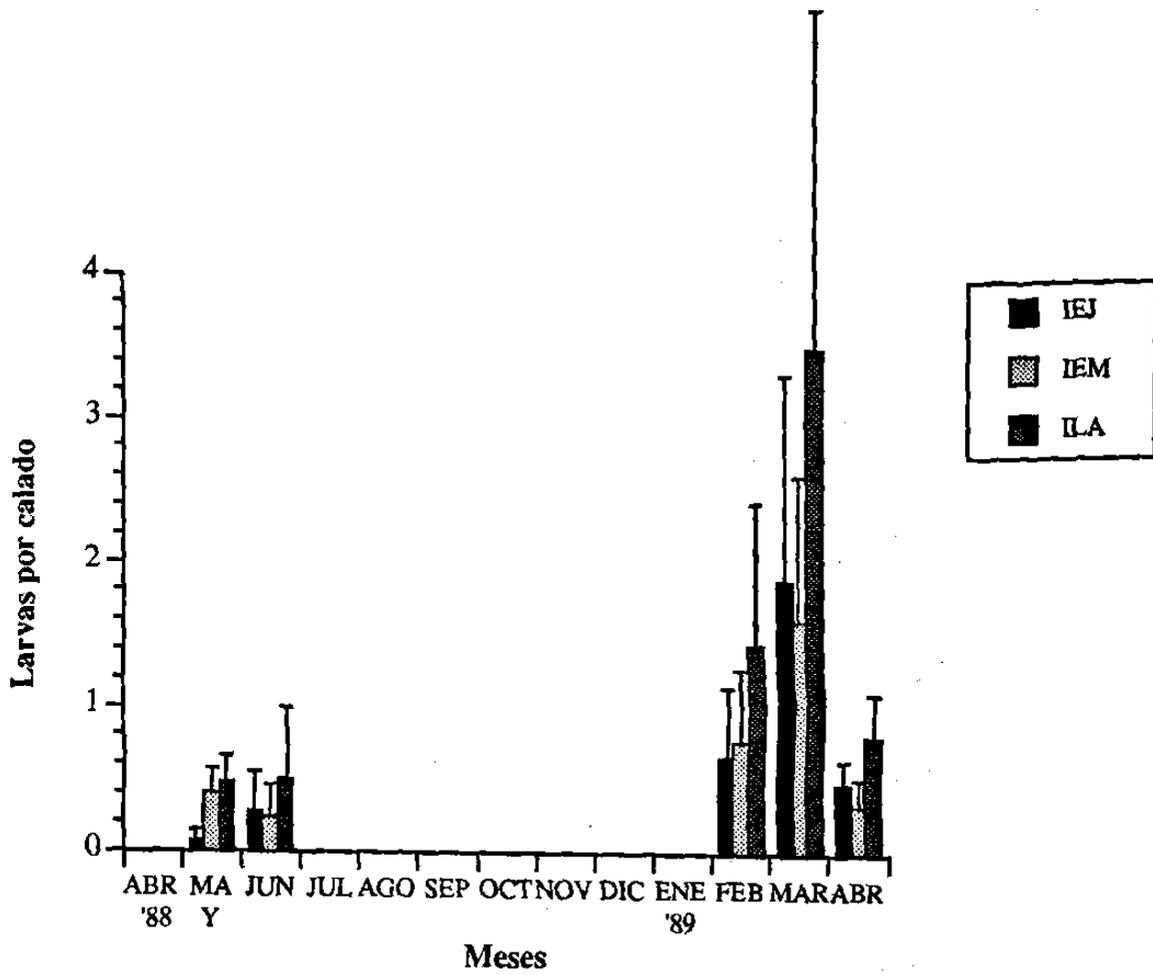


Figura 23. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en estuario 18.

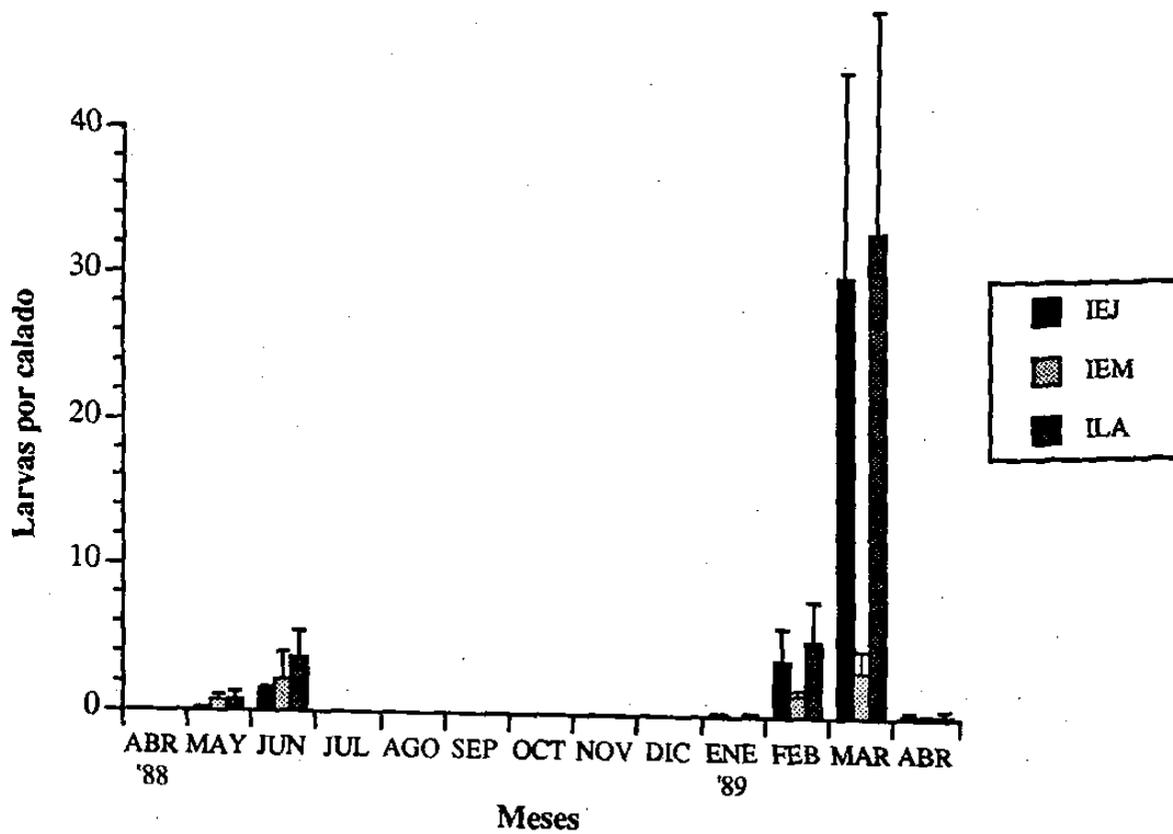


Figura 24. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en estuario 19.

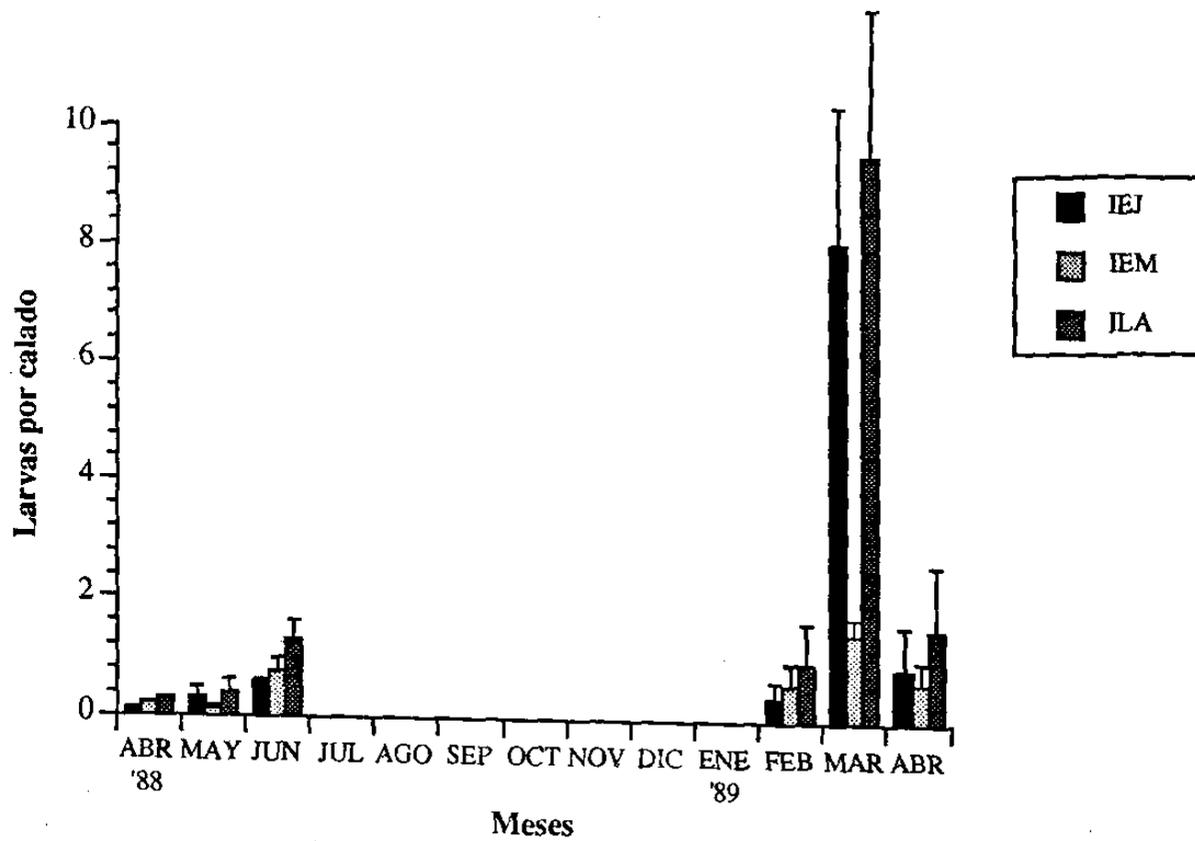


Figura 25. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en estuario 20.

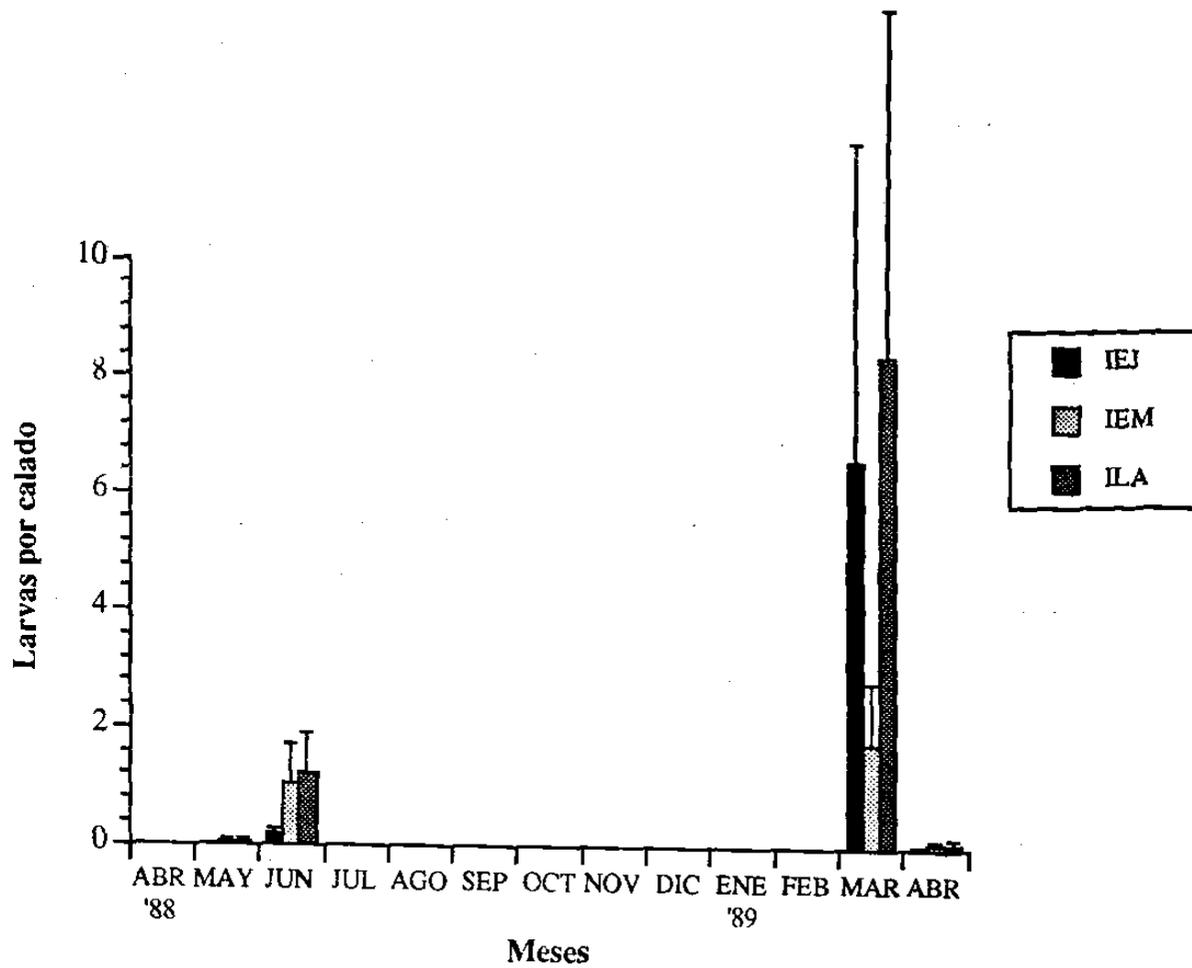


Figura 26. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en estuario 21.

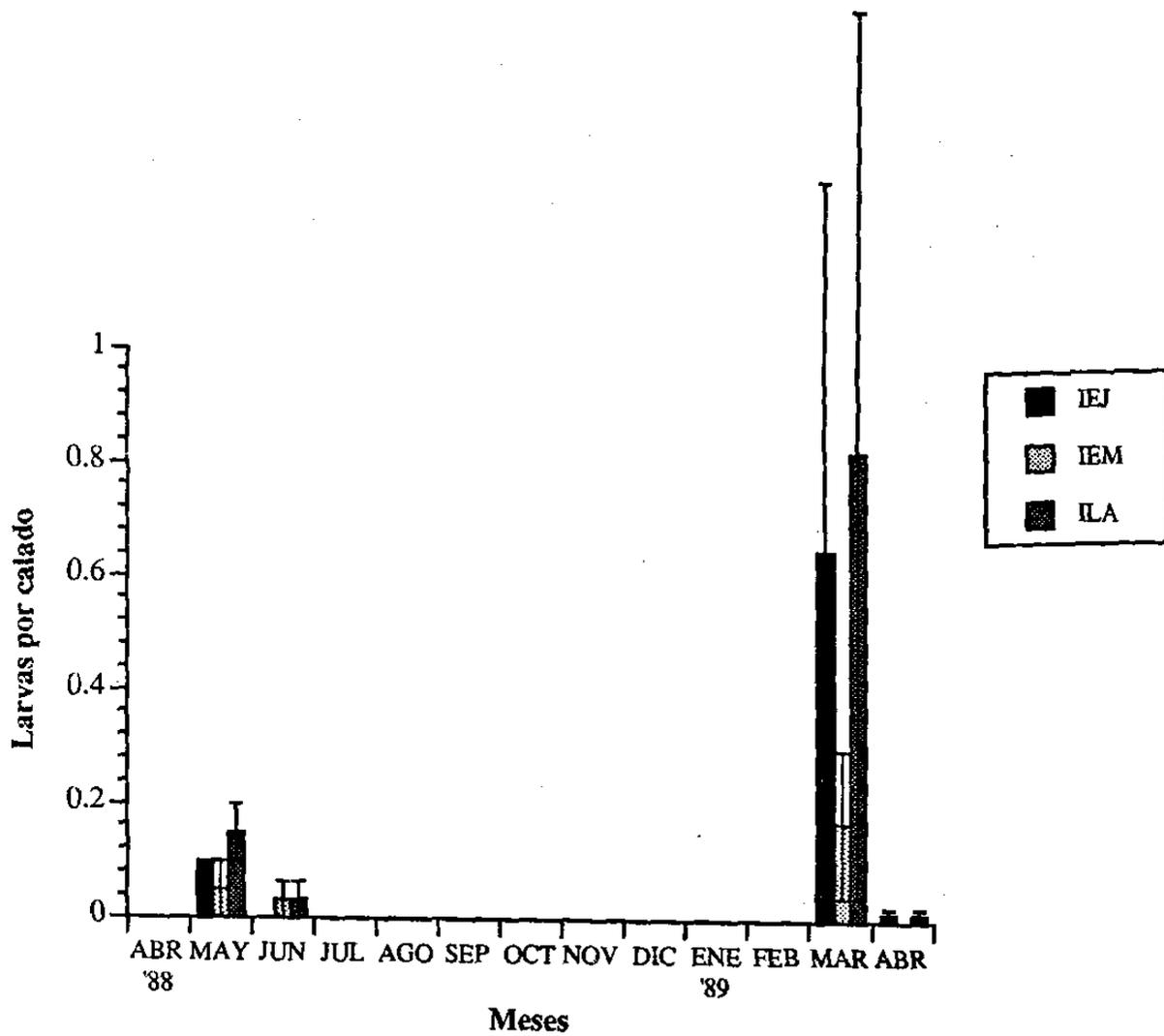


Figura 27. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en estuario 22.

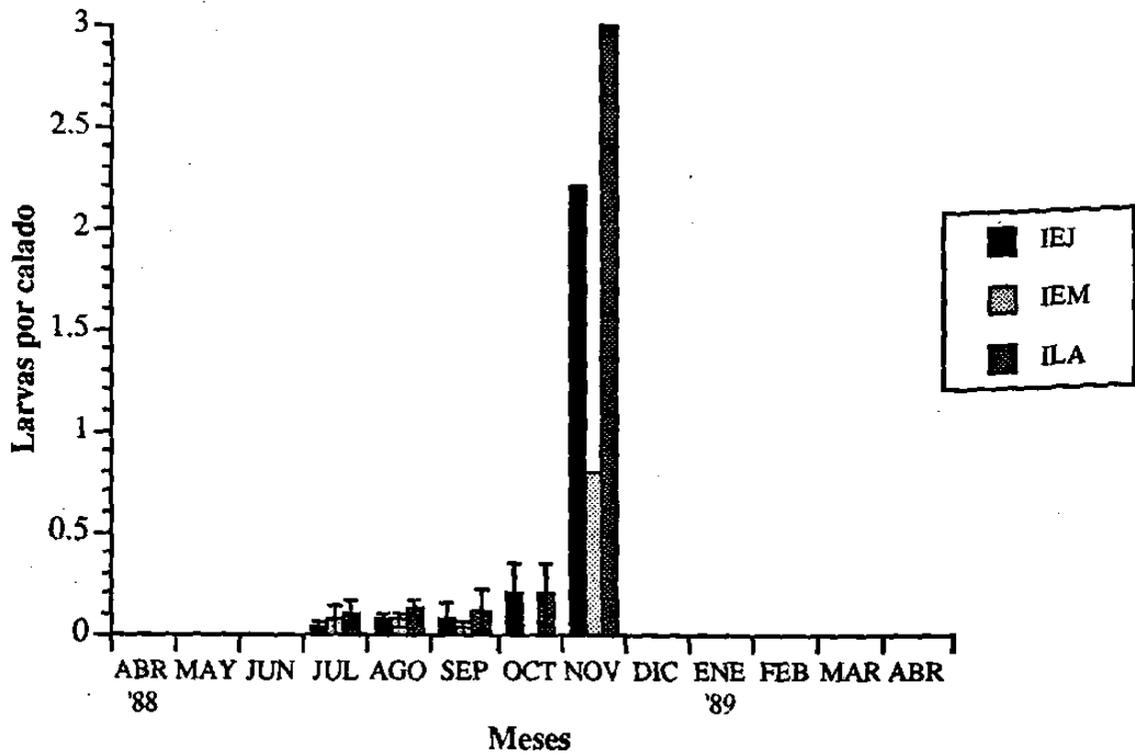


Figura 28. Densidad relativa, incluyendo el error estándar del muestreo, de los estadios larvarios juveniles (IEJ, instars I-II), maduros (IEM, instars III-IV-Pupas) y totales (ILA, todos los instars), de *Anopheles albimanus* en la laguna de mangle 23.

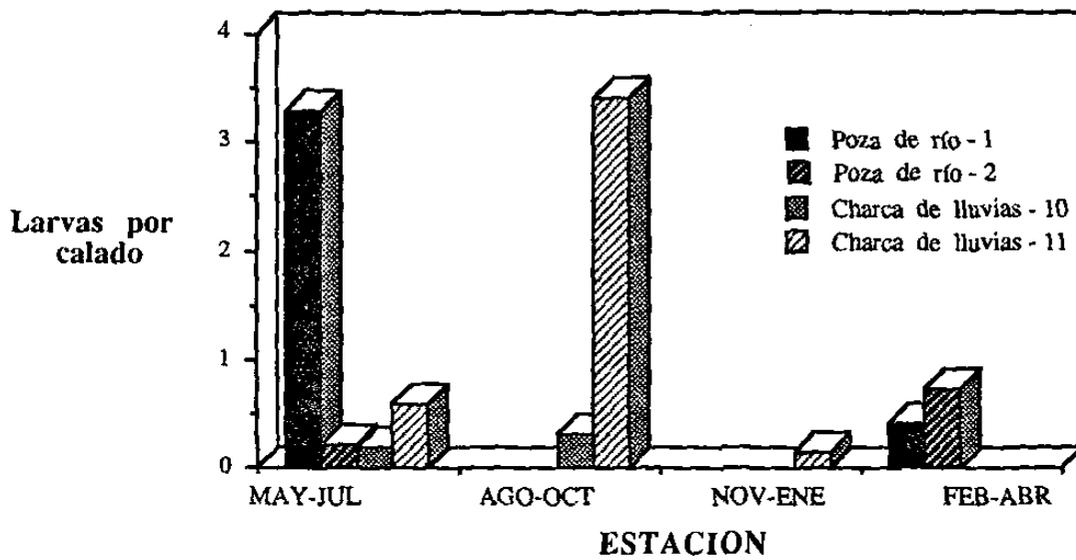


Figura 29. Abundancia estacional de las poblaciones larvarias de *Anopheles albimanus* en pozas de río y charcas de lluvias entre 1988 y 1989 en el plano costero del sur de Chiapas.

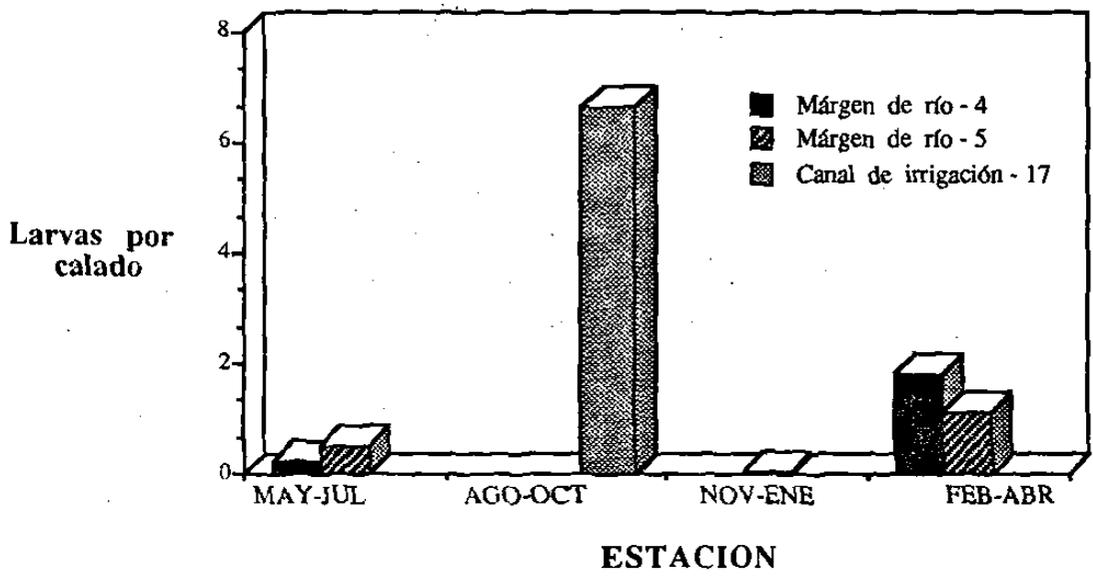


Figura 30. Abundancia estacional de las poblaciones larvarias de *Anopheles albimanus* en márgenes de río y canales de irrigación entre 1988 y 1989 en el plano costero del sur de Chiapas.

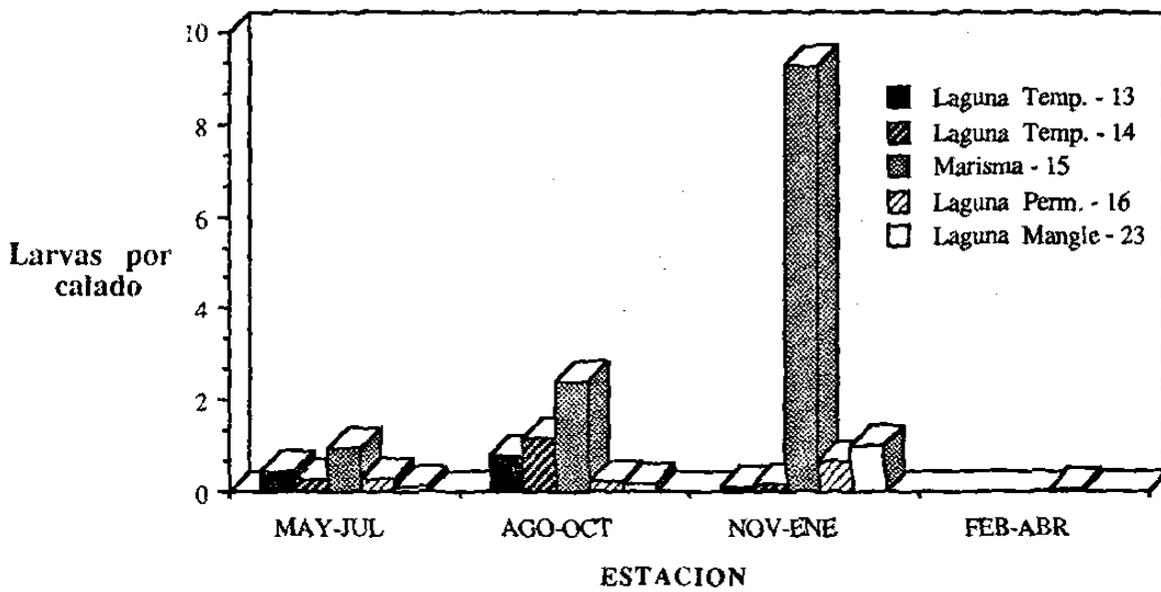


Figura 31. Abundancia estacional de las poblaciones larvianas de *Anopheles albimanus* en lagunas y marismas entre 1988 y 1989 en el plano costero del sur de Chiapas.

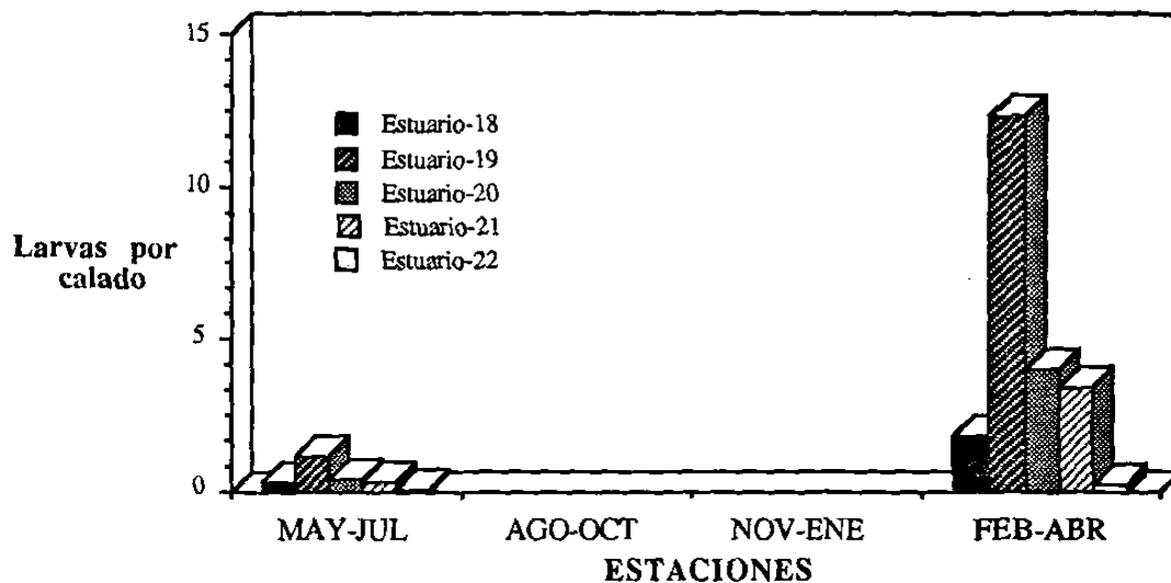
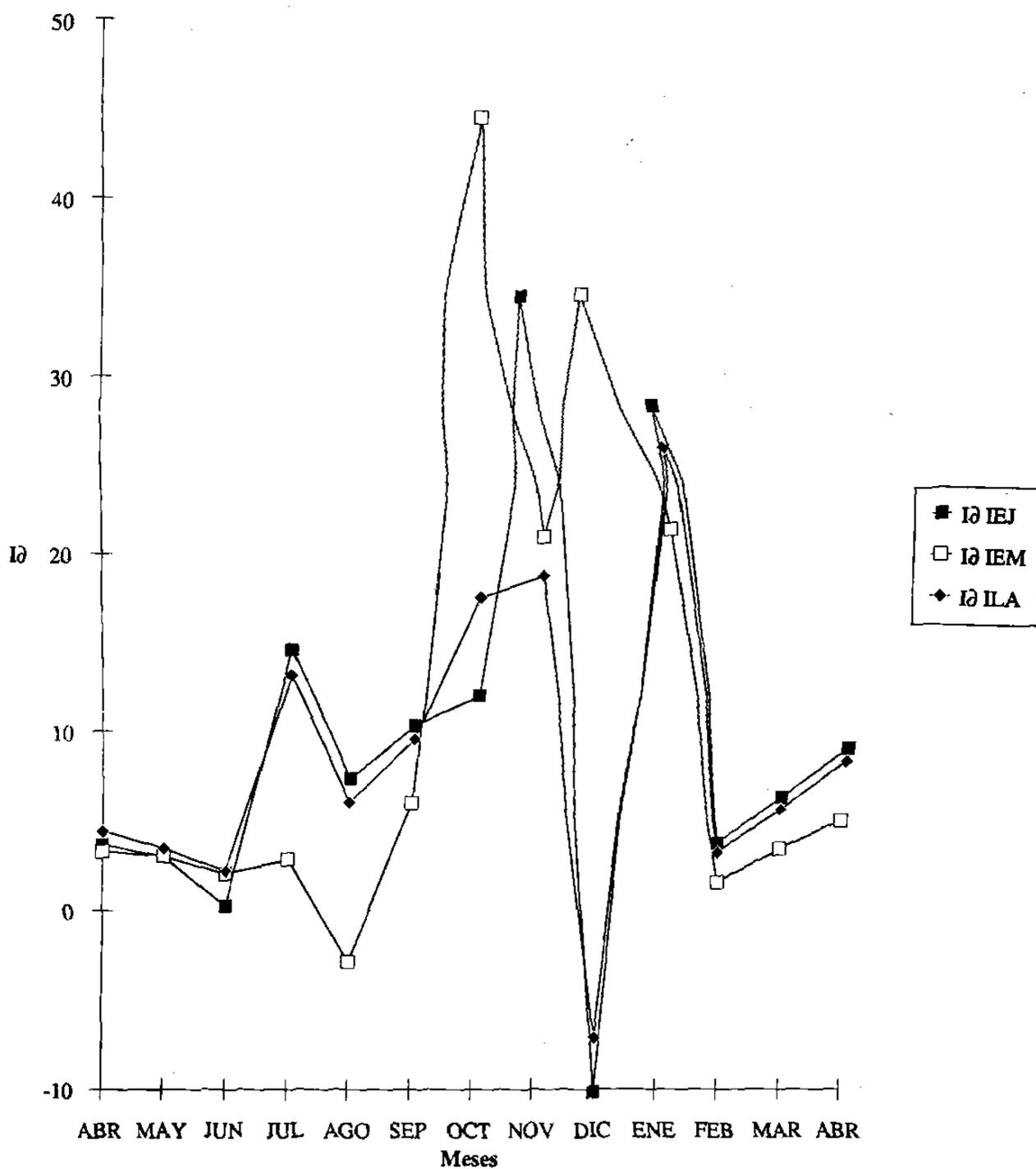


Figura 32. Abundancia estacional de las poblaciones larvarias de *Anopheles albimanus* en estuarios entre 1988 y 1989 en el plano costero del sur de Chiapas.

Figura 33. Distribución espacial de las poblaciones larvianas de *Anopheles albimanus* a lo largo del tiempo (abr. 88-abr. 89) en los criaderos disponibles en toda el área de estudio.



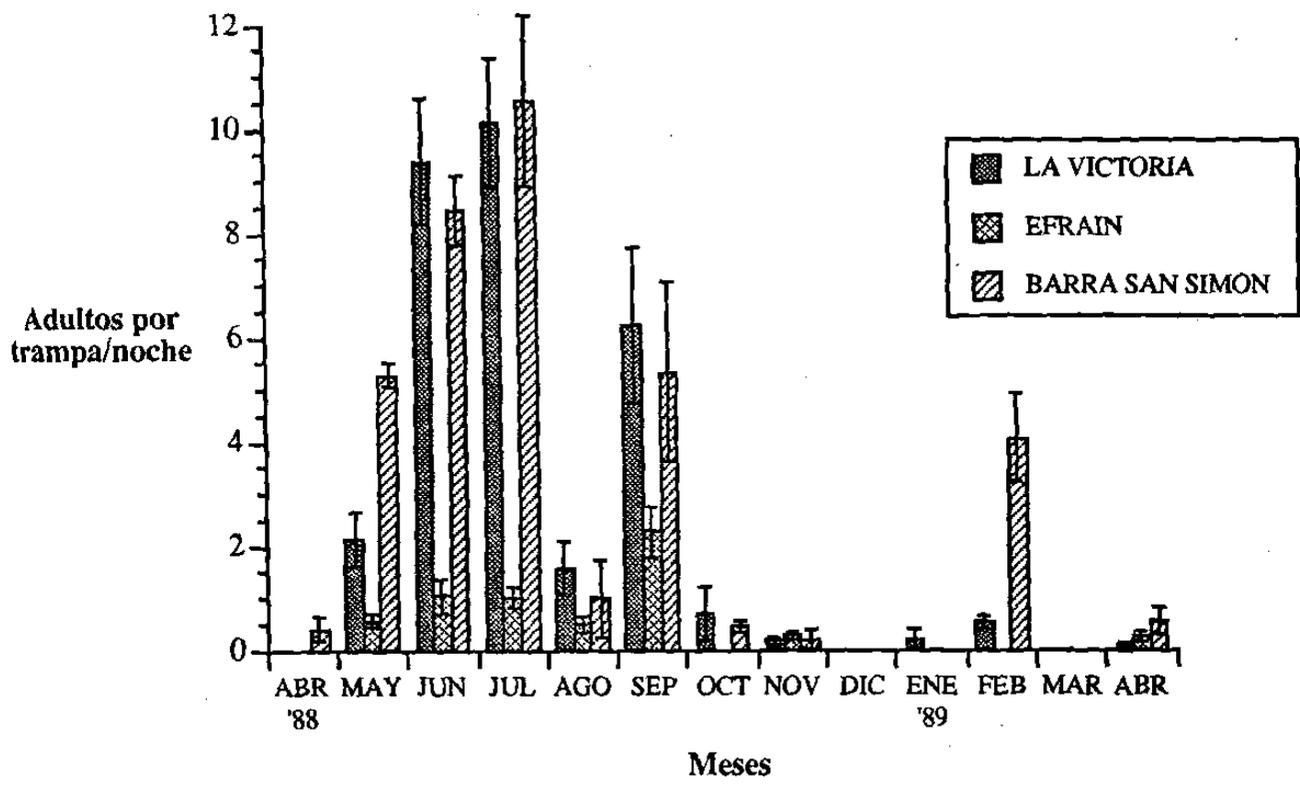
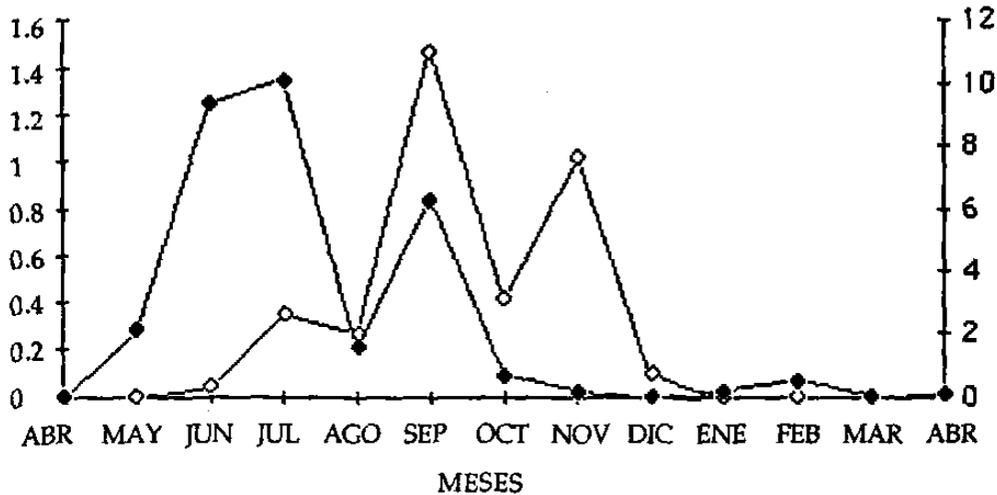
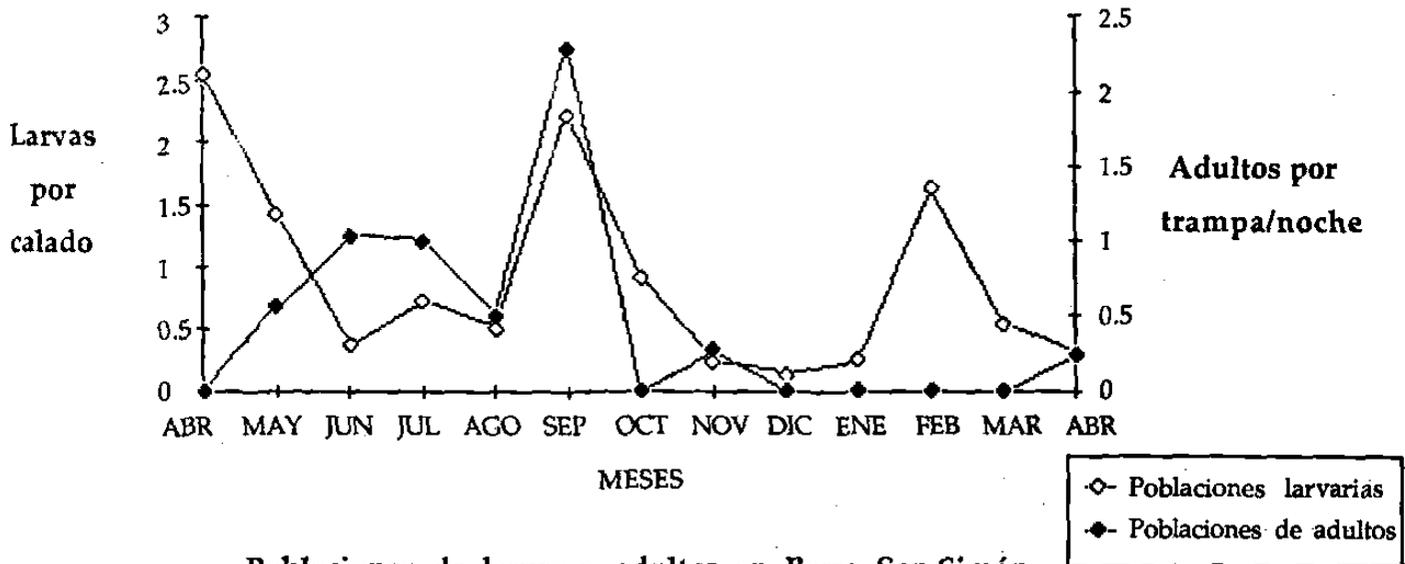


Figura 34. Variación temporal de *Anopheles albimanus* adultos (solo hembras) capturados con las trampas de luz en tres localidades del área de estudio entre abril de 1988 y abril de 1989.

Poblaciones de larvas y adultos en la Victoria



Poblaciones de larvas y adultos en Efraín A. Gutiérrez



Poblaciones de larvas y adultos en Barra San Simón

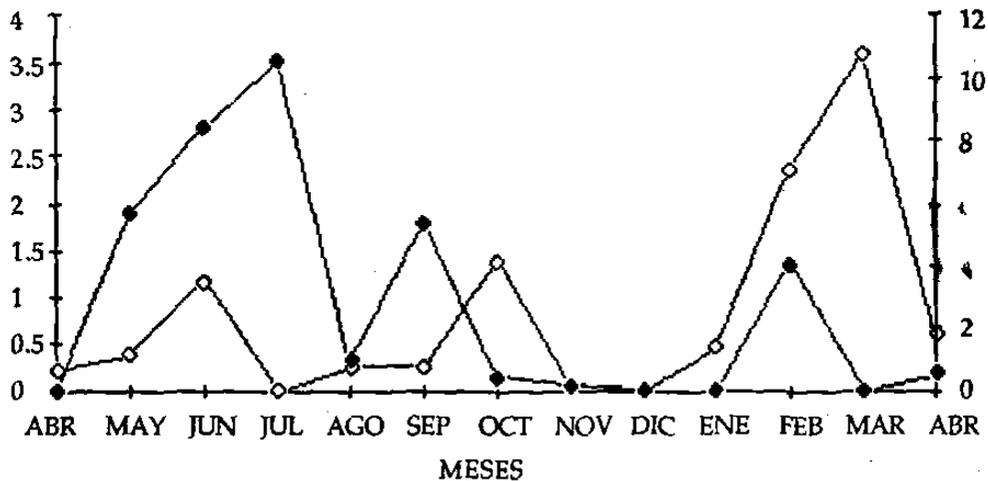
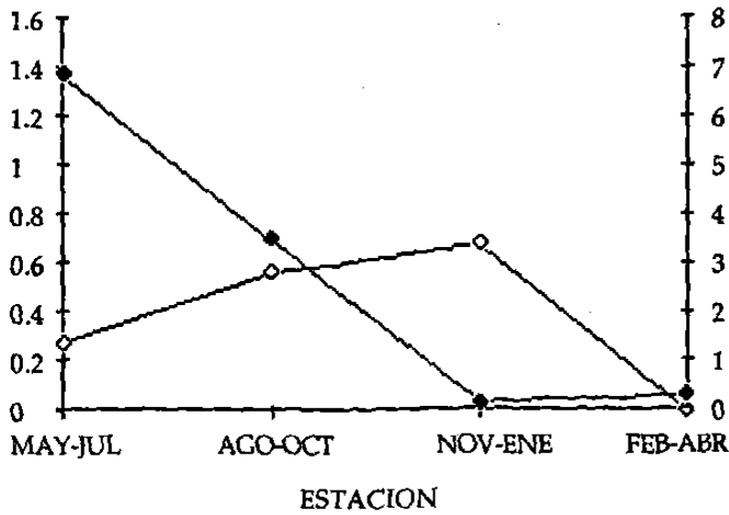
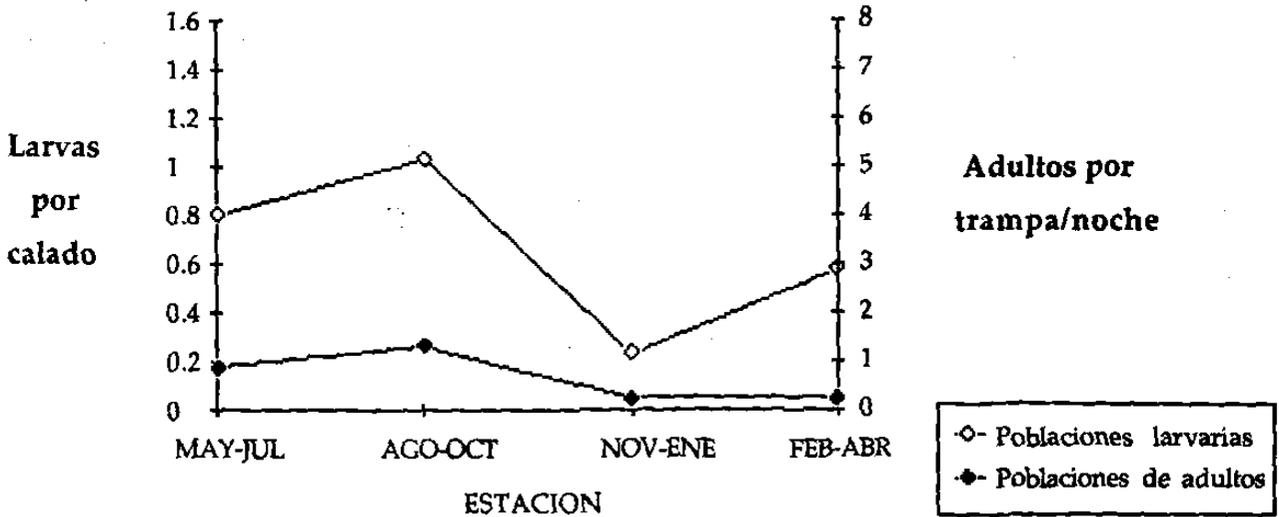


Figura 35. Distribución mensual de las poblaciones larvarias (ILA) y los adultos de *Anopheles albimanus* capturados con las trampas de luz en tres localidades del área de estudio.

Poblaciones de larvas y adultos en la Victoria



Poblaciones de larvas y adultos en Efraín A. Gutiérrez



Poblaciones de larvas y adultos en Barra San Simón

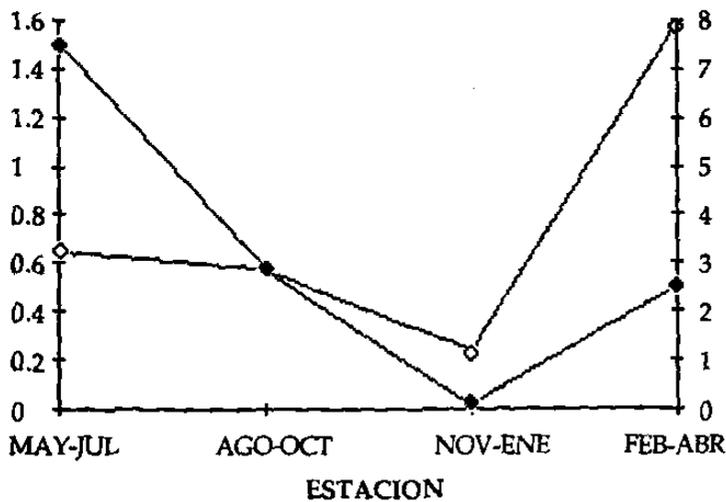


Figura 36. Distribución estacional de las poblaciones larvarias (ILA) y los adultos de *Anopheles albimanus* capturados con las trampas de luz en tres localidades del área de estudio.

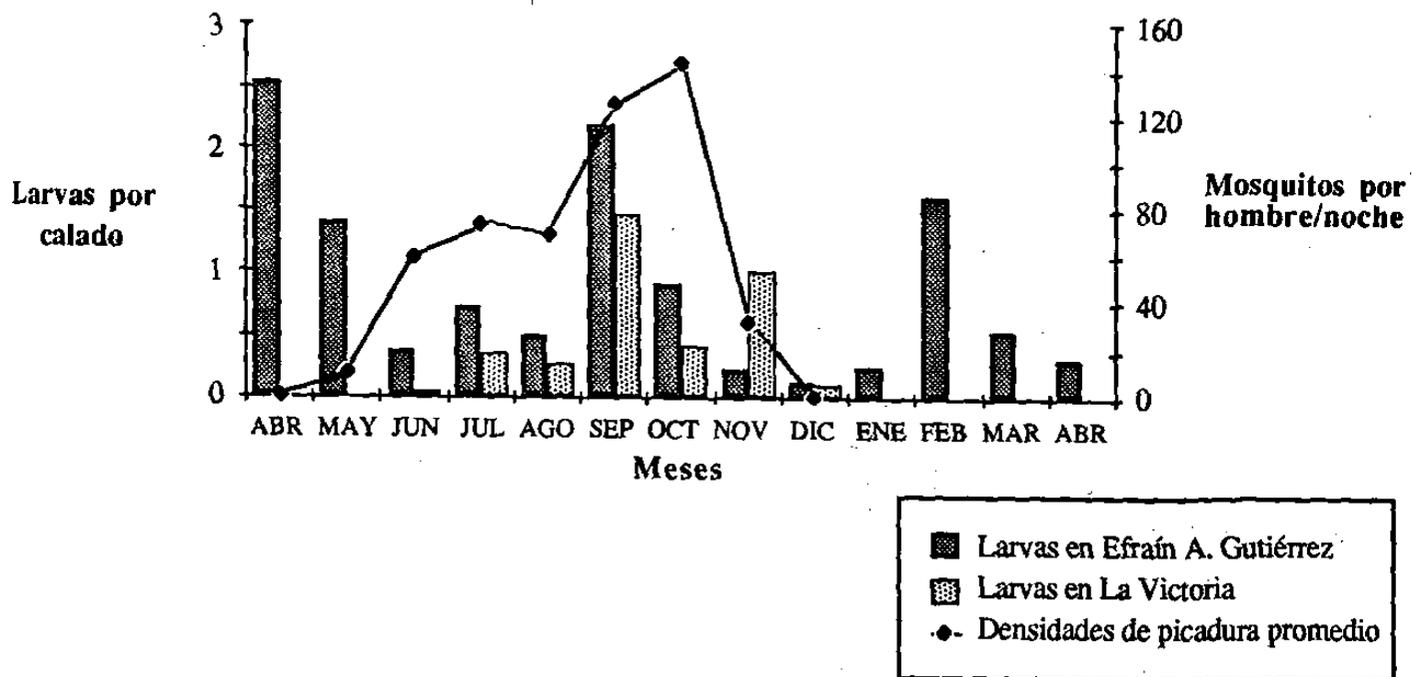


Figura 37. Poblaciones larvarias y de adultos de *Anopheles albimanus* colectados en cebo humano (entre abril y diciembre de 1988) en las localidades situadas dentro del área de estudio.

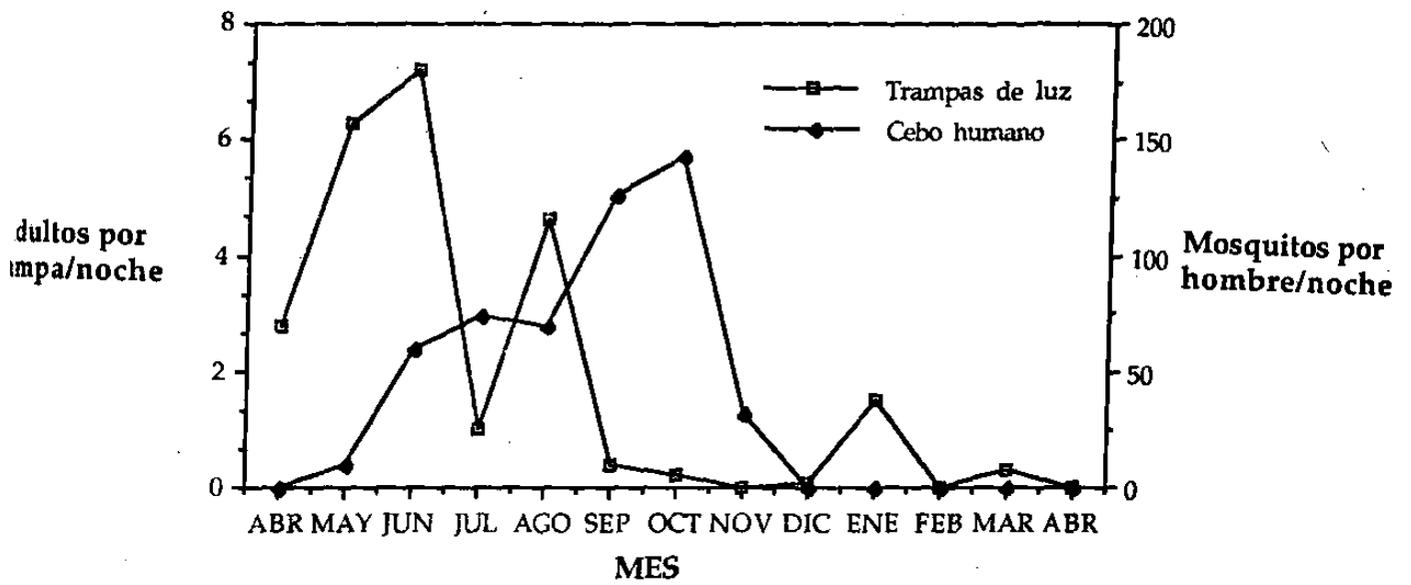
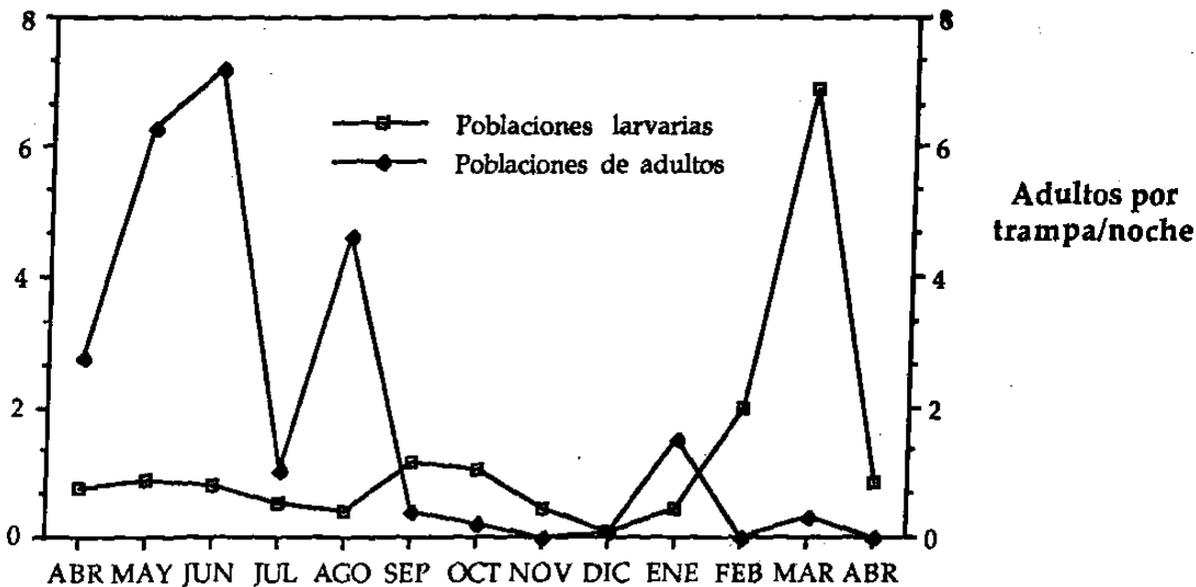


Figura 38. Variación temporal de las poblaciones de adultos de *Anopheles albimanus* colectados mediante trampas de luz o en cebo humano.



Larvas por calado

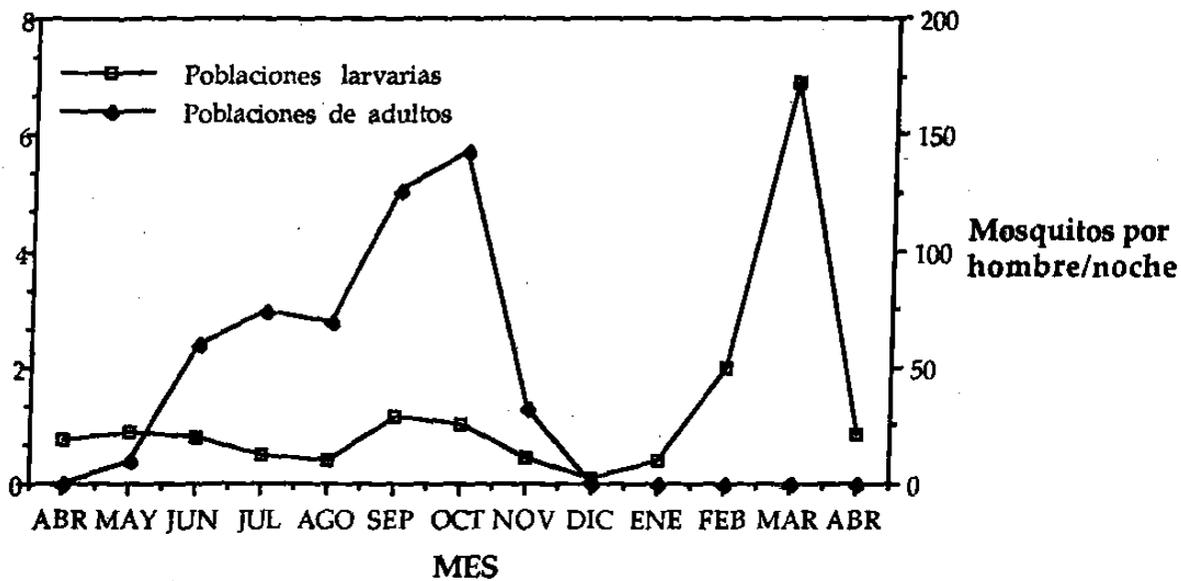
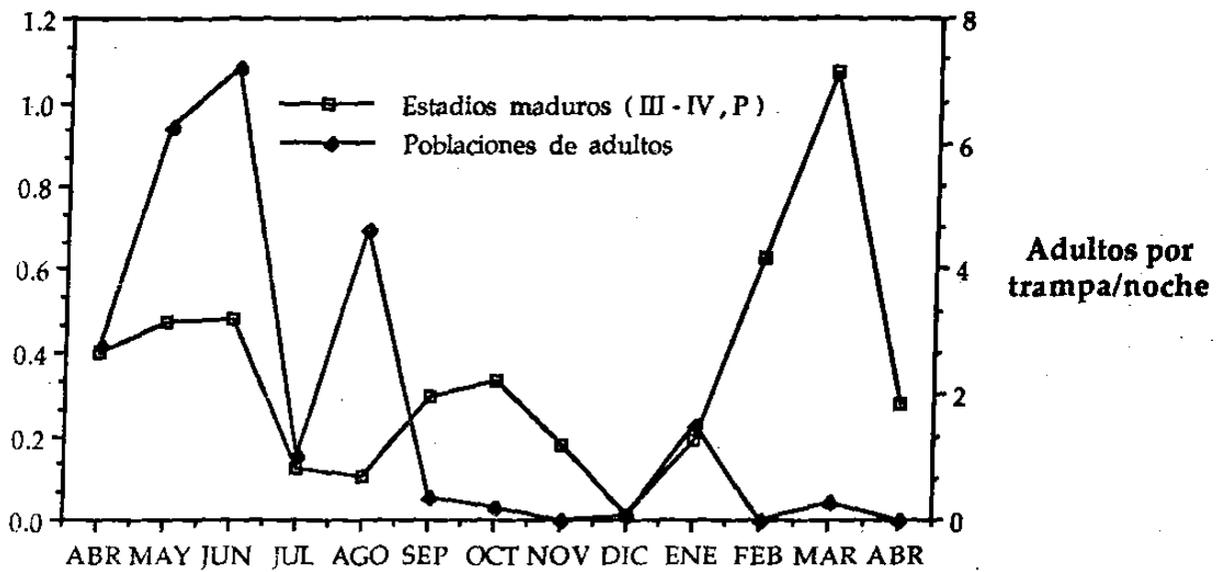


Figura 39. Variación temporal de las poblaciones larvarias de todos los instars y adultos de *Anopheles albimanus* colectados mediante trampas de luz o en cebo humano.



Larvas por calado

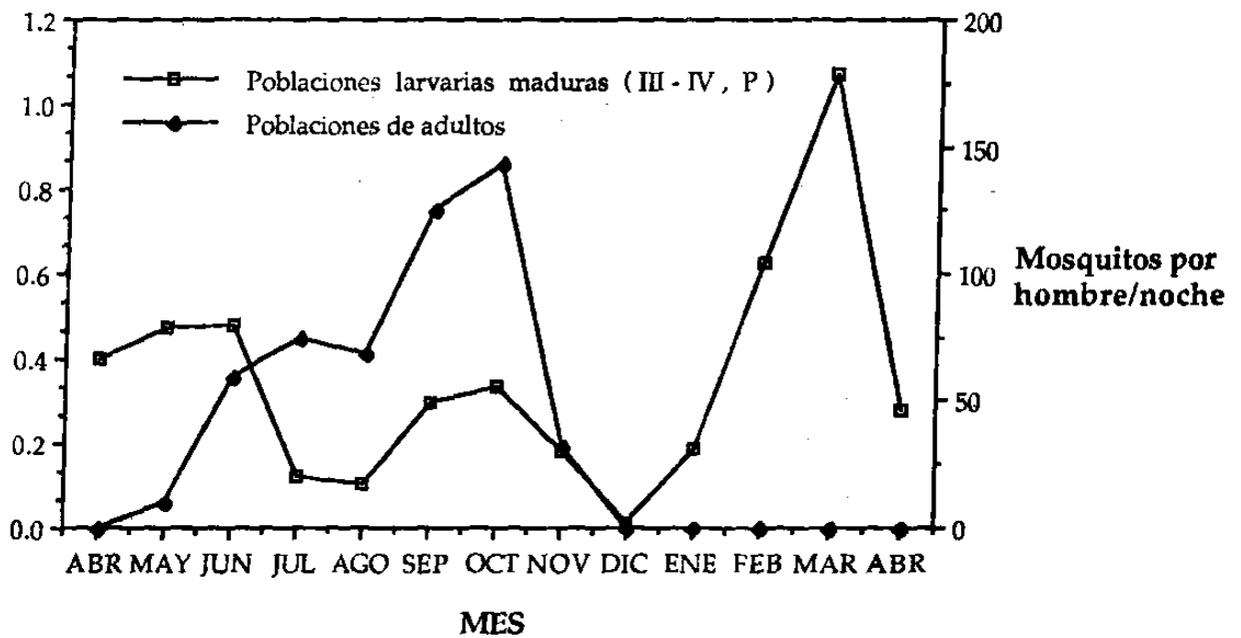
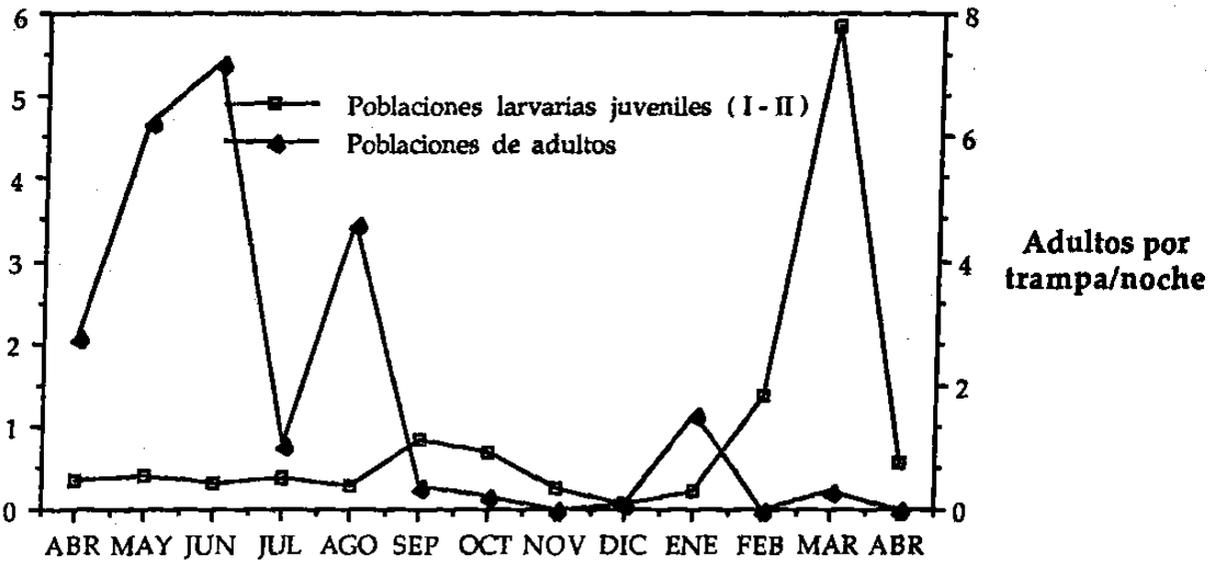


Figura 40. Variación temporal de las poblaciones larvarias maduras y adultos de *Anopheles albimanus* colectados mediante trampas de luz o cebo humano.



Larvas por calado

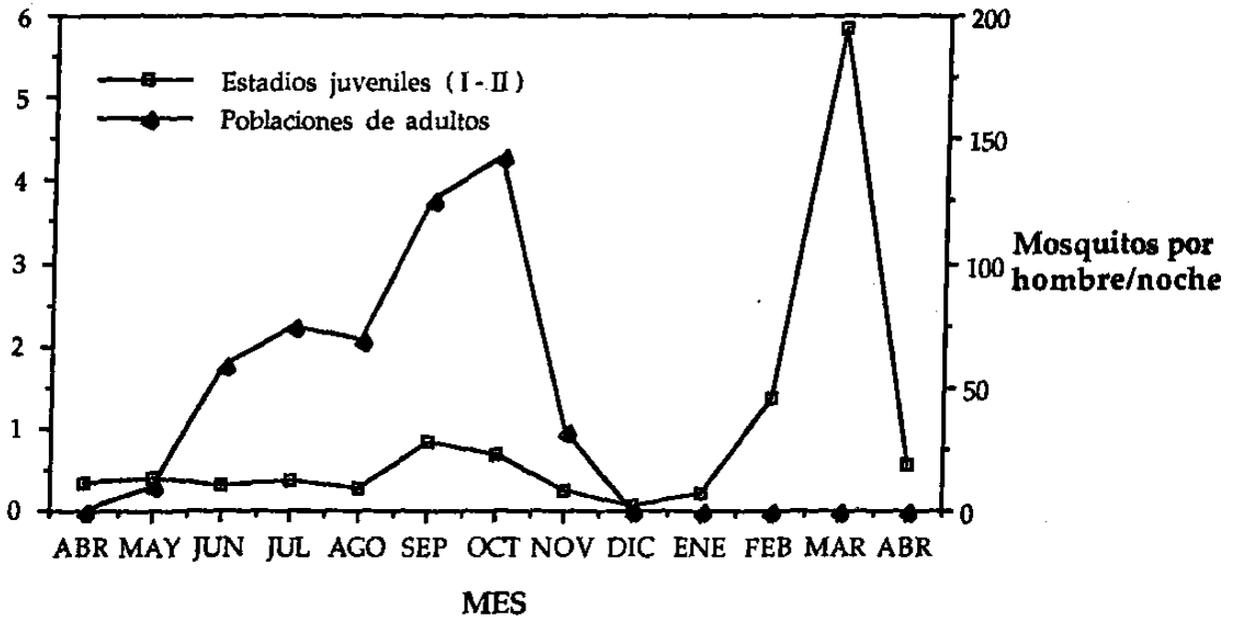


Figura 41. Variación temporal de las poblaciones larvarias juveniles y adultos de *Anopheles albimanus* colectados mediante trampas de luz o en cebo humano.

Tabla 1. Correlación entre algunas variables físicas y químicas con la abundancia larvaria (ILA) de *Anopheles albimanus*, en los criaderos encontrados en el área de estudio.

CRIADERO	Profund. del Agua	Temp. del Agua	Conduct. Eléctrica	Distancia a la Casa ¥
1. POZAS DE RIO	-0.132	0.11	0.132	-0.052
2. MARGENES DE RIO	-0.136	-0.163*	0.191*	-0.184*
3. CHARCAS DE LLUVIAS	0.01	0.146	0.204	0.076
4. LAGUNAS TEMPORALES	-0.074	0.244*	0.041	0.441*
5. MARISMAS †	0.002	-0.097	0.510*	0.367
6. LAGUNAS PERMANENTES	0.039	0.421*	-0.004	-
7. CANALES DE IRRIGACION	0.607	0.319	0.006	-
8. ESTUARIOS	0.03	-0.423*	-0.075	0.036
9. LAGUNAS DE MANGLE	0.182	-0.139	0.431*	-0.168

* Significante al nivel del 95%.

† Incluye marismas de agua dulce y salobre

¥ más cercana

Tabla 2. Matriz de valores de la prueba de comparación de rangos tipo Tukey de los tipos de vegetación en relación con la abundancia larvaria de Anopheles albimanus.

Valor crítico de Q al nivel del 0.05, con 8 categorías= 3.124

VEGETACION	IEJ							
	1	2	3	4	5	6	7	8
1. SUMERGIDA	X							
2. FLOTANTE	6.25*	X						
3. EMERGENTE	5.42*	-2.84	X					
4. SUMERGIDA/FLOTANTE	1.63	-2.88	-1.73	X				
5. SUMERGIDA/EMERGENTE	3.99*	-3.29*	-1.43	1.56	X			
6. FLOTANTE/EMERGENTE	5.1*	-3.09	-0.66	1.50	1.01	X		
7. TODOS TIPOS	3.19*	-0.73	0.46	1.50	0.94	0.60	X	
8. NO VEGETACION	7.61*	0.47	5.80*	3.35*	4.95	5.92	0.99	X

VEGETACION	IEM							
	1	2	3	4	5	6	7	8
1. SUMERGIDA	X							
2. FLOTANTE	6.03*	X						
3. EMERGENTE	5.64*	-2.18	X					
4. SUMERGIDA/FLOTANTE	1.22	-3.16*	-2.37	X				
5. SUMERGIDA/EMERGENTE	3.37*	-3.77*	-2.93	1.07	X			
6. FLOTANTE/EMERGENTE	5.51*	-2.20	-0.16	2.31	2.74	X		
7. TODOS TIPOS	2.99	-0.79	0.11	1.65	1.13	0.14	X	
8. NO VEGETACION	7.68*	0.90	5.44*	3.88*	6.09*	5.19*	1.25	X

VEGETACION	ILA							
	1	2	3	4	5	6	7	8
1. SUMERGIDA	X							
2. FLOTANTE	6.51*	X						
3. EMERGENTE	5.56*	-3.06	X					
4. SUMERGIDA/FLOTANTE	1.28	-3.44*	-2.23	X				
5. SUMERGIDA/EMERGENTE	3.72*	-3.96*	-2.17	1.25	X			
6. FLOTANTE/EMERGENTE	5.39*	-3.10	-0.25	2.16	1.95	X		
7. TODOS TIPOS	3.36*	-0.71	-0.58	1.92	1.31	0.63	X	
8. NO VEGETACION	8.00*	0.60	6.41*	4.03*	6.01*	6.16*	1.03	X

* Significante al nivel del 95%.

Tabla 3. Matriz de valores de la prueba de comparación de rangos tipo Tukey de los tipos de criadero en relación con la abundancia larvaria de *Anopheles albimanus*.

Valor crítico de Q al nivel del 0.05, con nueve categorías = 3.197

CRIADERO	IEJ								
	1	2	3	4	5	6	7	8	9
1. POZAS DE RIO	X								
2. MARGENES DE RIO	-3.73*	X							
3. CHARCAS DE LLUVIAS	-3.2*	-0.47	X						
4. LAGUNAS TEMPORALES	-5.00*	-2.38	1.39	X					
5. MARISMAS	4.26*	-3.69*	-3.11	-2.31	X				
6. LAGUNAS PERMANENTES	-2.09	0.48	0.73	2.02	3.49*	X			
7. CANALES DE IRRIGACION	-5.13*	-3.86*	-3.45*	-2.83	-0.87	-3.77*	X		
8. ESTUARIOS	-2.60	-1.47	-1.40	-3.39*	4.23*	-0.35	4.27*	X	
9. LAGUNAS DE MANGLE	-1.77	0.22	0.46	1.46	2.99	-0.11	3.39*	0.39	X

* Significante al nivel del 95%.

CRIADERO	IEM								
	1	2	3	4	5	6	7	8	9
1. POZAS DE RIO	X								
2. MARGENES DE RIO	-2.73	X							
3. CHARCAS DE LLUVIAS	-2.46	-0.47	X						
4. LAGUNAS TEMPORALES	-2.48	-0.62	0.06	X					
5. MARISMAS	-4.68*	-3.56*	-2.99	-3.04	X				
6. LAGUNAS PERMANENTES	-0.75	1.24	1.37	1.51	3.83*	X			
7. CANALES DE IRRIGACION	-3.49*	-2.55	-2.21	-2.25	-0.12	-2.93	X		
8. ESTUARIOS	-2.86	-0.25	-0.31	-0.43	3.45*	-1.36	2.47	X	
9. LAGUNAS DE MANGLE	-0.78	-0.71	0.91	0.99	3.23*	-0.18	2.57	0.81	X

CRIADERO	ILA								
	1	2	3	4	5	6	7	8	9
1. POZAS DE RIO	X								
2. MARGENES DE RIO	-3.7*	X							
3. CHARCAS DE LLUVIAS	-3.48*	-0.83	X						
4. LAGUNAS TEMPORALES	-5.03*	-2.45	1.13	X					
5. MARISMAS	-5.45*	-3.88*	-3.09	-2.46	X				
6. LAGUNAS PERMANENTES	-2.08	0.47	0.99	2.06	3.65*	X			
7. CANALES DE IRRIGACION	-5.03*	-3.77*	-3.22*	-2.71	-0.68	-3.69*	X		
8. ESTUARIOS	-2.99	0.88	1.38	-3.03	4.2*	-0.03	4.01*	X	
9. LAGUNAS DE MANGLE	-2.24	0.31	0.20	1.01	2.77	-0.56	3.01	0.67	X

Tabla 4. Distribución espacial (Índice de Morisita, $I\partial$) de las poblaciones larvianas de *Anopheles albimanus* entre abril de 1988 a abril de 1989, en los criaderos disponibles del área de estudio.

MES	$I\partial$ IEJ	$I\partial$ IEM	$I\partial$ ILA
ABR	3.66	3.29	4.42*
MAY	3.02*	3.04*	3.48*
JUN	0.25	2.04*	2.21*
JUL	14.6*	2.83	13.1*
AGO	7.40*	-2.90	6.09*
SEP	10.3*	6.02*	9.59*
OCT	12*	44.5*	17.6*
NOV	34.5*	21*	18.8*
DIC	-10.17	34.52	-7.08
ENE	28.3*	21.4*	26*
FEB	3.75*	1.57	3.24*
MAR	6.37*	3.43*	5.67*
ABR	9.09*	5.04*	8.38*

* Significante al nivel del 95%.

Tabla 5 Distribución espacial (Indice de Morisita, Id) de las poblaciones larvianas de *Anopheles albimanus* de acuerdo con la cantidad de vegetación en el periodo de tiempo comprendido entre abril de 1988 a abril de 1989.

CANTIDAD DE VEGETACION	Id IEJ	Id IEM	Id ILA
NINGUNA	12.37*	37.37*	14.68*
ESCASA-MODERADA	22.37*	10.03*	16.84*
ABUNDANTE	6.16*	2.36*	4.93*

* Significante al nivel del 95%.

† Vegetación escasa-moderada= 0-60% Cobertura relativa;
Vegetación abundante= >60% de Cobertura relativa.

Tabla 6. Distribución espacial (Índice de Morisita, $I\partial$) de las poblaciones larvarias de *Anopheles albimanus* de acuerdo con el tipo de criadero en el periodo de tiempo comprendido entre abril de 1988 a abril de 1989.

CRIADERO	$I\partial$ IEJ	$I\partial$ IEM	$I\partial$ ILA
1. POZAS DE RIO	13.61*	7.39*	14.91*
2. MARGENES DE RIO	11.9*	7.38*	9.98*
3. CHARCAS DE LLUVIAS	13.01*	18.94*	16.05*
4. LAGUNAS TEMPORALES	4.29*	0.21	4.13*
5. MARISMAS †	3.66*	0.34	2.78*
6. LAGUNAS PERMANENTES	-0.81	-5.73	0.82
7. CANALES DE IRRIGACION	2.29*	2.65*	2.23*
8. ESTUARIOS	23*	5.70*	17.97
9. LAGUNAS DE MANGLE	2.57	-14.70	3.28

* Significante al nivel del 95%.

† Incluye marismas de agua dulce y salobre

Tabla 7. Comparación de las poblaciones de larvas (IEJ, IEM, ILA) y adultos (tasa de picadura, TP) de *Anopheles albimanus* entre abril y diciembre de 1988, en una porción del plano costero del sur de Chiapas, México.

MES	Tasa de Picadura	IEJ*	IEM	ILA	TP/IEJ†	TP/IEM	TP/ILA
ABR	0.4	33.3	40.0	73.3	0	0	0
MAY	10.3	40.9	47.4	88.3	0.3	0.2	0.1
JUN	59.2	30.0	48.0	78.0	2.0	1.2	0.8
JUL	74.4	37.7	12.1	49.8	2.0	6.2	1.5
AGO	69.2	27.7	10.4	38.1	2.5	6.6	1.8
SEP	125.7	84.9	29.7	114.6	1.5	4.2	1.1
OCT	143.0	68.4	33.3	101.7	2.1	4.3	1.4
NOV	32.3	26.2	18.0	44.6	1.2	1.8	0.7
DIC	0	7.2	1.0	8.3	0	0	0

* (larvas X 100 calados).

† (TP, número de adultos por hombre-noche/larvas X 100 calados).

