

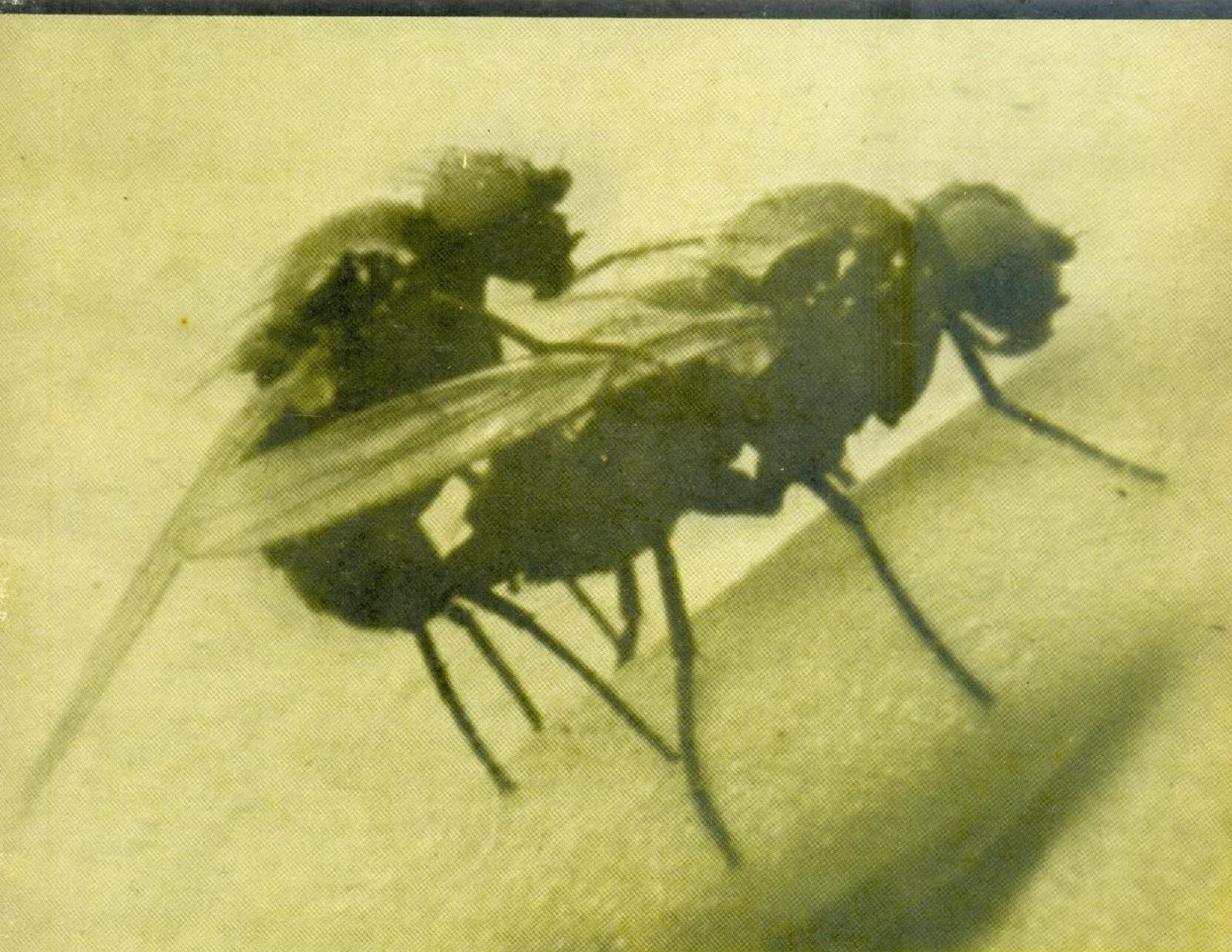
# REVISTA COLOMBIANA DE ENTOMOLOGIA

PUBLICACION OFICIAL DE LA SOCIEDAD COLOMBIANA DE ENTOMOLOGIA

Volumen 8

Números 3 y 4

Julio – Diciembre 1982



# REVISTA COLOMBIANA DE ENTOMOLOGIA

PUBLICACION OFICIAL DE LA SOCIEDAD  
COLOMBIANA DE ENTOMOLOGIA

Volumen 8 Números 3 y 4 Julio – Diciembre 1982

Esta publicación fue hecha con el patrocinio del Fondo Colombiano de Investigaciones Científicas y Proyectos Especiales "Francisco José de Caldas".

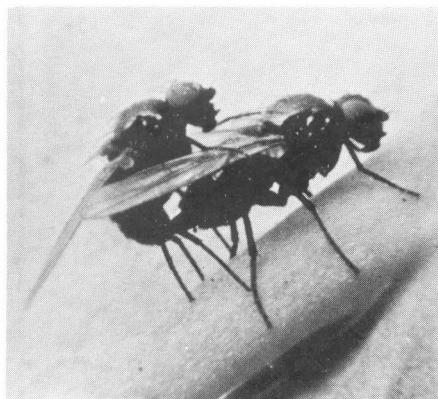
## COLCIENCIAS

Establecimiento público adscrito al Ministerio de Educación Nacional cuyo principal objetivo es el de impulsar el desarrollo científico y tecnológico de Colombia.

Tiraje: 600 ejemplares

**NOTA:** SOCOLEN no se responsabiliza de las ideas emitidas por los autores.

SOCOLEN  
Apartado Aéreo 43672  
Bogotá, Colombia



Portada: Copula de *Melanagromyza* sp.

Fotografía: Alfredo Acosta G.

Licencia Mingobierno 002274/81. Permiso Adpostal No. 239  
Tarifa Postal Reducida para Libros y Revistas No. 3208  
de la Administración Postal Nacional

## JUNTA DIRECTIVA 1982 – 1983

### Presidente

ARISTOBULO LOPEZ-AVILA

### Vicepresidente:

FELIPE MOSQUERA PARIS

### Secretario:

NHORA RUIZ BOLAÑOS

### Tesorero:

ARMANDO BELLINI VICTORIA

### Revisor Fiscal:

FERNANDO PUERTA DIAZ

## VOCALES

### Principales:

CARLOS MARIN H.  
GERMAN O. VALENZUELA V.  
ALFREDO ACOSTA G.

### Suplentes:

EMIRO ROJAS BERNAL  
JESUS A. ALARCON C.  
JESUS EMILIO LUQUE Z.

## COMITE DE PUBLICACIONES

INGEBORG Z. de POLANIA  
JUAN DE DIOS RAIGOSA B.  
FULVIA GARCIA ROA  
FELIPE MOSQUERA P.

### Director-Editor:

LAZARO POSADA OCHOA

Publicación Efectiva Julio de 1984

## CONTENIDO:

PAG.

DESCRIPCION Y DISTRIBUCION DE AGALLAS CAUSADAS POR INSECTOS Y ACAROS EN FLORA ESPONTANEA Y CULTIVADA DEL DEPARTAMENTO DEL VALLE

1

Luis Hernando Cortés Ch.  
Diego Lozada G.  
José Iván Zuluaga C.

COMPARACION DE METODOS DE MUESTREO Y DESARROLLO DE UN MUESTREO SECUENCIAL PARA CRISOMELIDOS Y SALTAMONDES EN FRIJOL

11

Juan Guillermo Velásquez M.  
César Cardona Mejía

CICLO DE VIDA DE LA CHINCHE DE ENCAJE *Corythucha gossypii* (F.) (HEMIPTERA: TINGAE) EN GIRASOL (*Helianthus annuus* L.)

19

Antonio José López M.  
Bernardo Villa M.  
Alejandro Madrigal C.

FLUCTUACION DE LA POBLACION DE INSECTOS EN ARROZ (*Oryza sativa* L.) BAJO RIEGO

28

Yolanda C. de Gálvis  
César Cardona M.  
Joaquín González F.

VARIACION ESTACIONAL EN LA ABUNDANCIA DE LA PLAGA DEL MAIZ *Peregrinus maidis* (ASHMEAD) (HOMOPTERA: DELPHACIDAE) EN PANAMA

35

Henk Wolda

10/11/84  
vi-25-84  
**DESCRIPCION Y DISTRIBUCION DE AGALLAS CAUSADAS POR INSECTOS Y  
ACAROS EN FLORA ESPONTANEA Y CULTIVADA DEL DEPARTAMENTO  
DEL VALLE**

Luis Hernando Cortés Ch. (\*)

Diego Losada G. (\*)

José Iván Zuluaga C. (\*\*)

## RESUMEN

Se estudiaron las agallas causadas por insectos y ácaros encontradas en la vegetación espontánea y cultivada en trece localidades del Departamento del Valle. Sesenta y cuatro especies vegetales, diez de ellas, pertenecientes a treinta y cuatro familias, y cuarenta y seis géneros, fueron halladas afectadas con agallas. Las familias con mayor número de especies con cecidios, fueron: Melastomataceae, Compositae y Lauraceae con 6 especies cada una; y Mimosaceae y Rubiaceae con 3 especies cada una.

Las malformaciones fueron causadas en igual proporción por ácaros, particularmente los eriófidos, y por insectos.

Los órganos de la planta y el porcentaje de huéspedes sobre los cuales se detectó la presencia de agallas, fueron: hojas (72%), tallos (25%), raíces y frutos (1,5%), respectivamente.

## SUMMARY

Galls caused by insects and mites, found both in wild and cultivated plants in 13 localities of the Departamento del Valle (Colombia) were studied. Sixtyfour plant species, including ten cultivated, belonging to 34 families and 46 genera, were found affected with galls. Families which presented the greatest number of species with galls were: Melastomataceae, Compositae and Lauraceae with 6 species each and Mimosaceae and Rubiaceae with 3 species each.

The malformations were caused in the same proportion by mites especially the eriophids, and by insects.

Plant organs in which galls were detected are: leaves (72 per cent of host plants), stems (25 per cent), roots and fruits (1.5 per cent respectively).

## INTRODUCCION

Las agallas de las plantas son crecimientos anormales de los tejidos —especialmente los meristemáticos— de cualquier órgano de la planta, debido a diversos factores bióticos (insectos, ácaros, nemátodos, hongos, bacterias, virus) y abióticos (temperatura, humedad, lesiones mecánicas, exposición a gases). (Frost, 1959; Treshow, 1970; Weaver, 1978).

Las agallas han sido conocidas y utilizadas por el hombre desde hace mucho tiempo: en la Antigua Grecia eran utilizadas como combustibles; de los cecidios se obtienen sustancias colorantes (taninos, tintas), sustancias medicinales (astringentes y antídotos contra venenos), han servido como alimento para animales y humanos y, como dato curioso, fueron además motivo de supersticiones entre los antiguos (Bishopp, 1952; Felt, 1965).

Los insectos formadores de agallas, de acuerdo con Frost (1959) pertenecen a los órganos Diptera, Hymenoptera, Thysanoptera, Homoptera, Coleoptera y Lepidoptera.

De los ácaros, sólo la familia Eriophyidae contiene especies reconocidas como cecidógenas.

Algunos formadores de agallas han sido considerados como limitantes de la producción de cultivos (González, citado por Jusquini, 1980; Khush, 1977; Losada, 1980).

En la literatura mundial se hace referencia en forma muy general a los organismos cecidógenos, su proceso reproductivo, sus interrelaciones con las plantas, los parásitos e hiperparásitos y los huéspedes vegetales. La información proviene de estudios realizados princi-

palmente en Norteamérica, Europa y Asia. A nivel nacional existe un trabajo, Sanabria de Arévalo, et al (1978), realizado en Cundinamarca.

También en el país, se han realizado trabajos sobre la biología y control químico del *Acalitus gossypii* (Banks) (Jusquini, 1980), el cual causa verrugas en el algodonero, sobre la "verrucosis" del zapote producida por *Phytophtorus matisiae* Keifer (Urueta, 1976) y las hiperplasias en los meristemos florales del cacao (Losada, 1980), todas asociadas con ácaros eriófidos. En cuanto a las agallas asociadas con insectos, existe una publicación sobre la mosca de las agallas de la yuca (Bellotti y Schoonhoven, 1978).

Dada la trascendencia ecológica, acarológica y entomológica que pueden adquirir estas malformaciones, y los escasos estudios a nivel nacional, se realizó este trabajo con los siguientes objetivos: (1) hacer una descripción de agallas y su localización en los órganos de la planta; (2) clasificar los huéspedes y determinar el tipo de organismo causante de las agallas.

## MATERIALES Y METODOS

Para la recolección y estudio de las agallas, se realizaron visitas periódicas a trece localidades del Departamento del Valle, en donde se muestraron cultivos comerciales de algodón, sorgo, arroz, soya, maíz y yuca, y la vegetación espontánea cercana a ellos. Se inspeccionaron, también, los ecosistemas forestales de "El Topacio" en Cali y la Reserva Forestal en Yotoco.

Mediante observación visual se localizaron plantas que presentaban cualquier tipo de anomalías, tales como protuberancias, vellocidades o malformaciones sobre el tallo, hojas u otras estructuras vegetales.

\* Estudiantes de pregrado. Trabajo presentado como tesis en la Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Nacional. Palmira.

\*\* Profesor Asociado. Universidad Nacional, Palmira. Presidente de Tesis.

El material con agallas fue recolectado en bolsas de polietileno para su conservación y transporte al laboratorio de Entomología. Posteriormente, las plantas fueron clasificadas a nivel de familia y especie, se describieron las características generales de cada agalla, y el señor L. H. Cortés preparó dibujos tanto de los cecidios, como de los cortes.

Para el examen de las muestras, los cecidios se abrieron cuidadosamente con el fin de detectar los organismos asociados y éstos se depositaron en frascos con alcohol del 70%. Las agallas fueron examinadas utilizando un microscopio estereoscópico; en las de tipo cerrado se hicieron cortes con cuchilla hasta encontrar la cavidad que alojaba al posible organismo causal de la malformación.

## RESULTADOS Y DISCUSION

Al estudiar las agallas en plantas del Valle del Cauca, se encontró que éstas son producidas tanto por insectos como por ácaros; sin embargo, en este trabajo no se relacionan las especies encontradas y se hace énfasis en los huéspedes y descripción de las agallas.

Los cecidios o agallas encontrados en este estudio fueron de dos tipos: abiertos y cerrados. Los primeros están constituidos por depresiones, plegamientos o enrollamientos del tejido de la planta, particularmente el tejido fo-

liar, en los cuales se localizan los organismos causales de las malformaciones; la característica principal de este tipo de agalla es la existencia de una comunicación entre el interior de la agalla y el medio externo. Esta clase de malformaciones son producidas, en su mayoría, por ácaros eriofyidos. Los de tipo cerrado se caracterizan por poseer una cavidad central, aislada del exterior, en donde se localizan los organismos cecidógenos, los cuales deben hacer orificios de salida paraemerger.

Las estructuras u órganos vegetales que se encontraron afectadas por agallas, fueron: raíces, tallos, hojas y frutos; y con base en la clase de organismos cecidógenos, el tipo de malformación y el órgano afectado, se preparó la Tabla 1, incluyendo el número de plantas hospedantes dentro de cada tipo.

Dentro de cada tipo de agalla se hizo un ordenamiento alfabético de las plantas hospedantes, así como una descripción general de las agallas de cada estructura vegetal, resaltando las características diferenciales.

## AGALLAS EN RAICES

### Causadas por Insectos; cerradas

Huésped:

**Anthurium oblongo-cordatum** Engl.  
(Araceae) Anturio

Entre las muestras recolectadas con este tipo de cecidio sólo se encontró este huésped. Las malformaciones causadas por un insecto, se presentan como un aumento en el tamaño de la punta de la raíz; son de forma esférica con la superficie rugosa; de color café y divididas en capas sobresalientes, a manera de mosaicos (Figura 1 a).

Al hacer un corte de la agalla se encontraron cavidades, y dentro de cada una de ellas el organismo cecidógeno (Figura 1 b).

## AGALLAS EN TALLOS

En los tallos, después de las hojas, se localizó la mayor cantidad de malformaciones, y todas ellas fueron de tipo cerrado.

### Causadas por Acaros; cerradas.

Huésped:

**Gossypium hirsutum** L. (Malvaceae) Algodonero

El algodonero fue la única especie sobre la cual se encontró este tipo de malformación. Las agallas corresponden a crecimientos de la epidermis que sobresalen 1,5 mm., presentan forma de cresta o son redondeadas, de 5 mm. de diámetro, y terminadas en huso (Figura 1 c). La coloración y pubescencia del tallo no

Tabla 1. Tipos de agallas producidas por ácaros e insectos y número de plantas hospedantes, en el Valle del Cauca.

ORGANISMO (Artrópodo) ASOCIADO	NUMERO DE HUESPEDES SEGUN ESTRUCTURAS CON AGALLAS								TOTAL DE HUESPEDES	
	RAIZ		TALLO		HOJA		FRUTO			
	A*	C**	A	C	A	C	A	C		
ACAROS	—	—	—	1	23	7	—	1	32 (50%)	
INSECTOS	—	1	—	15	4	12	—	—	32 (50%)	
TOTAL	—	1	—	16	27	19	—	1	64	
% DE AGALLAS POR ORGANO	1,56		25		71,7		1,56			

\* Agallas abiertas

\*\* Agallas cerradas

son alteradas. Un corte de malformaciones revela la cavidad central donde se alojan los ácaros cecidógenos.

#### Causadas por Insectos; cerradas

Huéspedes:

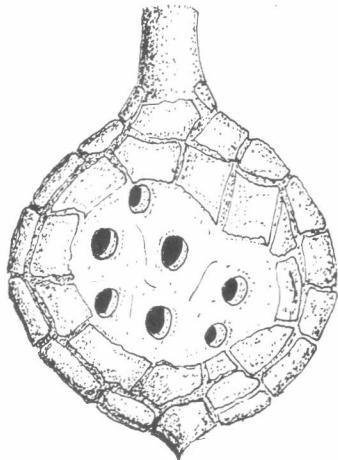
1. **Baccharis trinervis**  
(Lam.) Pers. (Compositae)
2. **Begonia sp.**  
(Begoniaceae) Begonia.
3. **Calliandra pittieri**  
Standl. (Mimosaceae) Carbonero
4. **Cordia occidentalis** Killip  
(Boraginaceae)

5. **Inga sordida** Pittier  
(Mimosaceae) Guamo
6. **Inga sp.**  
(Mimosaceae) Guamo
7. **Ipomoea sp.**  
(Convolvulaceae) Batatilla
8. **Malus sp.**  
(Rosaceae) Manzano
9. **Miconia sp.**  
(Melastomataceae) Nigüito
10. **Ocotea guianensis** Aublet.  
(Lauraceae)
11. **Persea coerulea** (Ruiz et Pav) Mez.  
(Lauraceae) Aguacate morado
12. **Piper aduncum** L.  
(Piperaceae)
13. **Piper aduncum** var. **brachyarthrum**  
(Trel.) Yuncker.  
(Piperaceae)
14. **Portulaca oleracea** L.  
(Portulacaceae) Verdolaga
15. **Psidium guajava** L.  
(Myrtaceae) Guayaba
16. **Rapanea sp.**  
(Guttiferae)
17. **Smilax aequatorialis** A.  
(Liliaceae)

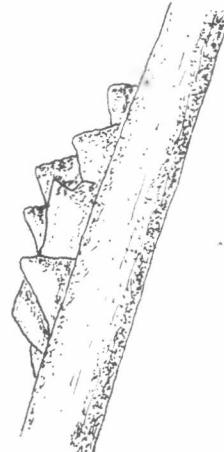
**Figura 1. AGALLAS CERRADAS.** a y b) agalla y corte longitudinal en la raíz de *Anthurium oblongo-cordatum*, Engl., causada por insecto. c) Cecidios en forma de cresta causados por ácaros en el tallo de *Gossypium hirsutum* L. d) Agalla causada por insecto en tallo de *Smilax aequatorialis*. e y f) Agallas en tallo de *Ipomoea* sp., obsérvese la cavidad ocupada por el cecidógeno.



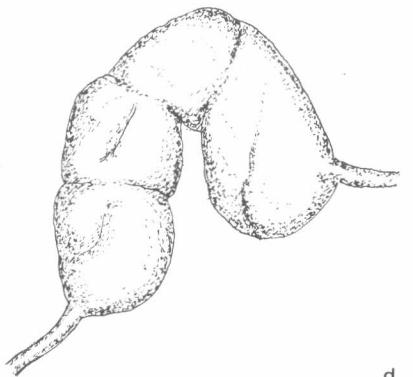
a



b



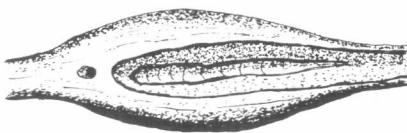
c



d



e



f

Las agallas de los tallos son tumefacciones causadas por un exagerado aumento en el volumen del tejido vegetal. Y generalmente duplican, como mínimo, el diámetro de la zona afectada (Figura 1 d-f). La consistencia de los cecidios es leñosa o blanda, lo cual depende del tipo de planta hospedante.



Las malformaciones pueden producirse en la parte terminal del tallo —Acrocecidiros— (Figura 2 a), o lateralmente —Pleurocecidiros—, originándose en los nudos de los tallos o ramas (Figura 2 b) o en otro sitio no específico; el cecidózoo puede, también causar agallas mixtas en los pecíolos de las hojas (Figura 2 c), causando deformación tanto del tallo como del pecíolo.

**Figura 2.** Acrocecadio terminal en *Cordia occidentalis* Killip. b) Pleurocecidiros en *Piper aduncum* L., con orificios de salida del cecidógeno.  
c) Agallas mixtas en *Piper aduncum*.

Estos cecidios pueden distribuirse en forma continua, o separados entre sí, ocupando gran parte del tallo o rama. La forma puede ser la de hinchazones muy irregulares, que en la mayoría de los casos, pero no siempre, afectan la circunferencia total del tallo. También pueden tener la apariencia de tumores alargados u ovoides, de superficie más o menos lisa (Figura 3 a, b, c), o de esferas casi perfectas en los terminales de las

ramas o saliendo lateralmente de ellas. De estos últimos, como puede observarse en la Figura 3 a, b, c) se pueden desarrollar normalmente ramas y hojas.

En la superficie de las agallas se observaron orificios correspondientes a desembocaduras de túneles que conducen a cavidades habitadas —o que fueron habitadas— por el cecidózoo (Figura 3 d, e). En ninguno de estos cecidios se registró

desarrollo o proliferación de vellosidades diferentes a los normales de las plantas.

El número de organismos que genera el crecimiento de una agalla es muy variable; se encontraron cecidios en los que varias larvas ocupaban una cavidad central en la malformación, en otros casos, en cada cavidad se halló sólo una larva o inclusive adultos a punto deemerger de las agallas.

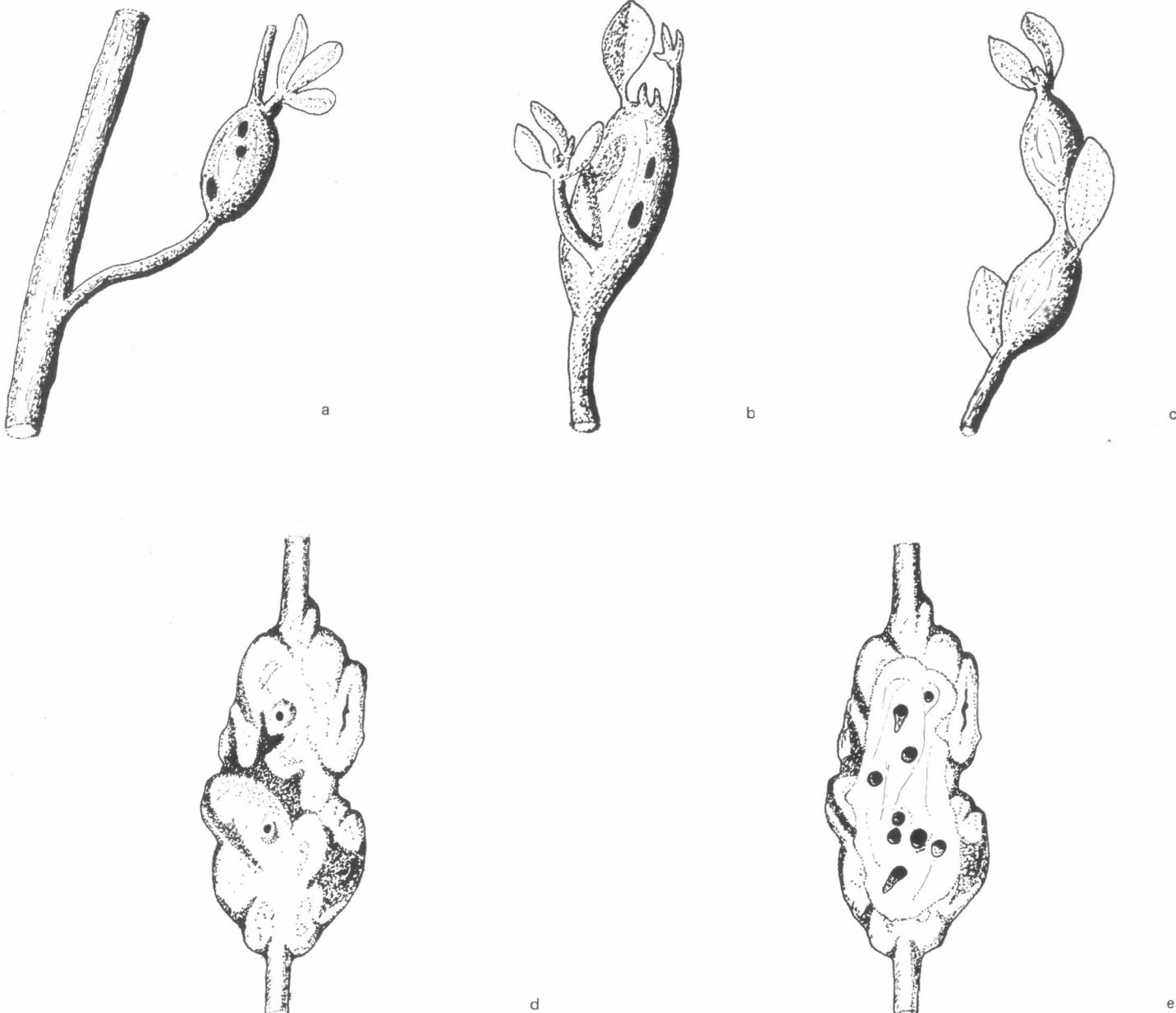


Figura 3. a, b y c) Cecidios en *Portulaca oleracea* L. Obsérvese la forma ovoide de las agallas los orificios de salida del organismo cecidógeno, y las ramas y hojas que se desarrollan normalmente en las agallas. d y e) Agalla y corte longitudinal en tallo de *Psidium guajava*.

## AGALLAS DE LAS HOJAS

La hoja es la estructura de la planta más afectada por los organismos cecidógenos. El 74% de las plantas hospedantes observadas presentaron cecidios, asociados con ácaros e insectos. Cada uno de estos organismos puede producir agallas cerradas o abiertas.

## Causadas por Acaros; abiertas

## Huéspedes:

1. **Annona muricata L.**  
(Annonaceae) Guanábana
2. **Besleria acutifolia Killip.**  
(Gesneriaceae).
3. **Bougainvillea spectabilis Willd.**  
(Nictaginaceae) Veranera
4. **Cissampelos eriocarpa**  
(Menispermaceae)
5. **Hasseltia floribunda H.B.K.**  
(Flacourtiaceae)
6. **Hyptis verticillata Jacq.**  
(Labiatae)
7. **Ladenvergia magnifolia (R. et P.) KL.**  
(Rubiaceae)
8. **Lantana armata Schau**  
(Verbenaceae) Venturosa
9. **Lantana canescens H.B.K.**  
(Verbenaceae) Venturosa
10. **Mammea americana L.**  
(Guttiferae) Mamey
11. **Matisia cordata H. et. B.**  
(Bombaceae) Zapote
12. **Miconia stenostachya D. C.**  
(Melastomataceae)
13. **Miconia sp.**  
(Melastomataceae) Tuno
14. **Miconia sp.**  
(Melastomataceae) Tuno

15. **Monnina sp.**  
(Poligalaceae)
16. **Persea coerulea Mez.**  
(Lauraceae) Aguacate morado

17. **Sida acuta Burm.**  
(Malvaceae) Escobo

18. **Solanum sp.**  
(Solanaceae)

19. **Tibouchina longifolia (Vahl.) Baill.**  
(Melastomataceae) Siete cueros

20. **Triumfetta lappula L.**  
(Tiliaceae) Cadillo

21. **Urera caracasana (Jacq.) Gaud. ex. Griseb.**  
(Urticaceae) Pringamoza

22. **Vernonia altissima**  
(Compositae)

23. **Vernonia brasiliensis**  
(Compositae)

En general, las agallas abiertas causadas por ácaros sobre las hojas, son producidas por el crecimiento y la consecuente deformación del tejido foliar, que origina la aparición de depresiones, pliegues, sacos o bolsas (Figura 4 a-e). La consistencia de las agallas es blanda y su aspecto similar al de un crecimiento fungoso por la abundancia de vellos o erineo (Figura 5 a, b), la coloración de las vellosidades suele ser blanca, pudiendo ser también hialina, amarilla, café, negruzca o roja.

Las agallas pueden distribuirse sobre cualquier parte de la lámina foliar, independientes o formando aglomeraciones, únicas o múltiples, respectivamente. Pueden también presentarse limitadas por las nervaduras o extenderse en forma continua a lo largo de ellas.

El ataque del organismo cecidógeno se produce especialmente a los brotes y hojas jóvenes ocasionando la deformación y el enrollamiento de las mismas.

## Causadas por ácaros; cerradas

## Huéspedes:

1. **Baccharis pedunculata (Miller)**  
Cabrera  
(Compositae) Chilca
2. **Baccharis trinervis (Lam.) Pers.**  
(Compositae) Chilca
3. **Gossypium hirsutum L.**  
(Malvaceae) Algodonero
4. **Guazuma ulmifolia Lam.**  
(Sterculiaceae) Guácimo
5. **Meriania nobilis Tr.**  
(Melastomataceae) Amarraboyo
6. **Monnina sp.**  
(Poligalaceae) Tintillo
7. **Toxicodendron striata (R. et P.) Ktze.**  
(Anacardiaceae)

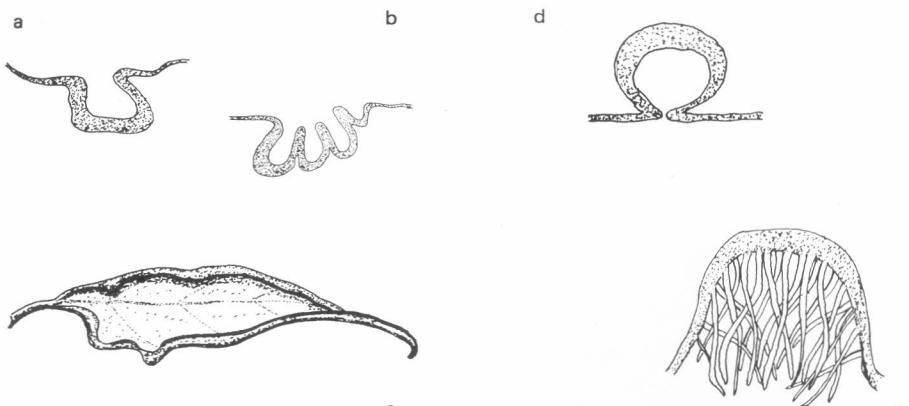
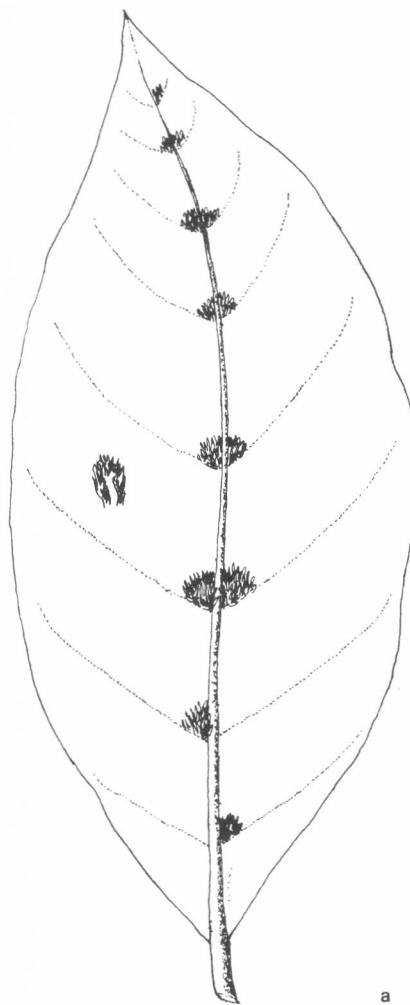
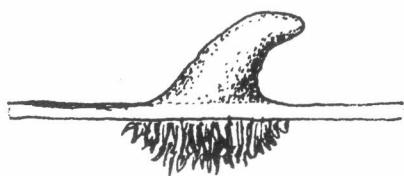


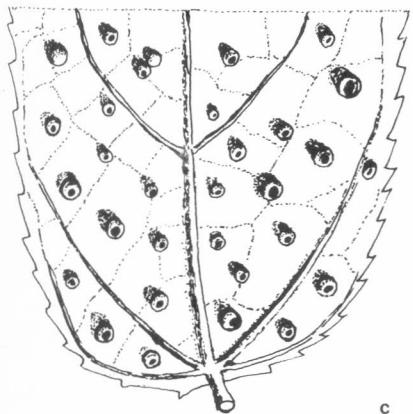
Figura 4.— Esquemas de (a) depresiones, (b) pliegues, (c) enrollamiento, (d) sacos o bolsas y (e) erineo, en agallas abiertas originados por la acción de ácaros eriódidos sobre los tejidos vegetales.



a



b



c



d

La forma de estos cecidios puede ser la de ligeros mantículos convexos, agallas redondas (Figura 5 c, d) ó verrugas terminadas en un huso curvado al final. El color puede ser verde normal, rojo, amarillo o café cuando está viejas.

En todas las plantas hospedantes, las agallas se encontraron sobre cualquier parte del limbo, generalmente en forma gregaria. En ningún caso se observó el erineo característico de las agallas abiertas producidas por ácaros; en estos cecidios, dichos organismos se encontraron alojados en una cavidad central.

#### Causadas por Insectos; abiertas

Huéspedes:

1. *Ficus retusa* L.  
(Moraceae)
2. *Nectandra* sp.  
(Lauraceae) Canelo de Andaquíes
3. *Persea gratissima* Gartner  
(lauraceae) Aguacate
4. *Persea petiolaris* H. B. K.  
(Lauraceae) Aguacatillo

Las agallas abiertas causadas por insecto sobre el follaje son hinchazones o tumefacciones de partes del limbo, que pueden llegar a deformar totalmente las hojas. El cecidógeno se localiza en el haz o en el envés, originando un aumento en el volumen del tejido que lo rodea; mientras el insecto permanece en la agalla presenta la región dorsal al descubierto. Cuando el insecto abandona el cecidio se observa una pequeña cavidad o depresión del tamaño de su cuerpo, lo cual da la apariencia de pequeños cráteres. El color de la zona afectada no difiere del resto del limbo, aunque en algunas plantas hospedantes se observa el amarillamiento de dicho sitio.

#### Causadas por insectos. cerradas

Huéspedes:

1. *Besleria acutifolia*  
(Gesneriaceae)
2. *Eleagia utilis* (Gondot) Wedd.  
(Rubiaceae) Arbol de cera
3. *Ficus velutina* Willd.  
(Moraceae) Caucho

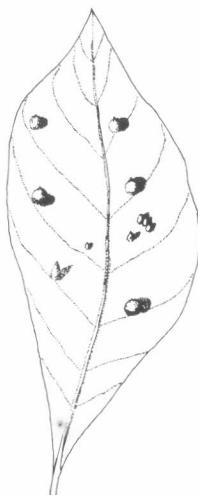
Figura 5. AGALLAS ABIERTAS en *Solanum* sp. a) Distribución en la hoja, b) Vista lateral. c y d) Malformaciones de forma redonda causadas por un ácaro en *Guazuma ulmifolia*, distribución en el limbo y vista lateral.

4. *Inga* sp.  
(Mimosaceae) Guamo
5. *Licania occidentalis*  
(Rosaceae)
6. *Manihot sculenta* Crantz  
(Euphorbiaceae) Yuca
7. *Mikania banisteriae* D. C.  
(Compositae) Guasca
8. *Myrcia acuminata*  
(Myrtaceae)

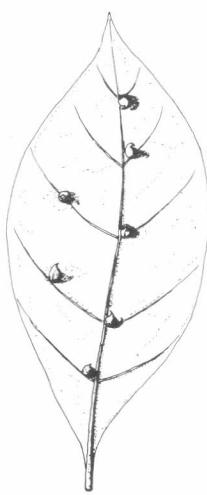
9. *Persea* sp.  
(Lauraceae)
10. *Psychotria* sp.  
(Rubiaceae)
11. *Smilax aequatorialis* A.  
(Liliaceae)
12. *Solanum* sp.  
(Solanaceae)
13. *Trichilia hirta*  
(Meliaceae)

14. *Vernonia canescens* H.B.K.  
(Compositae)

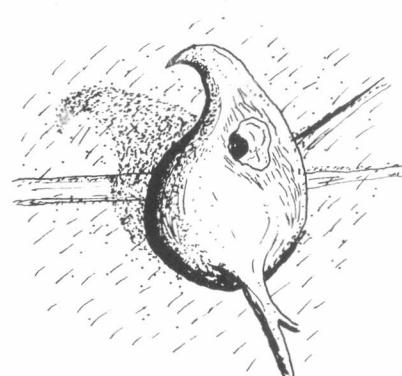
La forma de los cecidios cerrados causados por insectos puede ser nítamente redonda como los que se presentan en *Psychotria* sp. (Figura 6 a), o con modificaciones en forma de huso como los observados en *Persea* sp. (Figura 6 b, c, d) o de vasija como en *Licania occidentalis* (Figura 6 e, f, g) también los



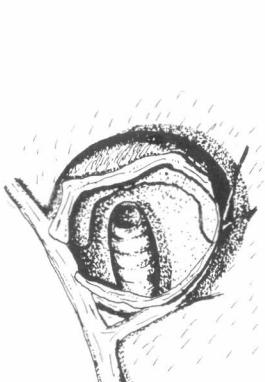
a



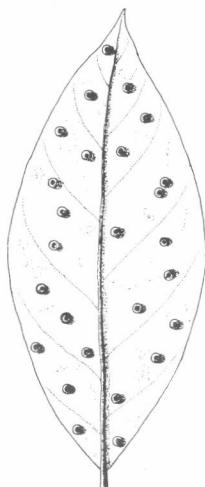
b



c



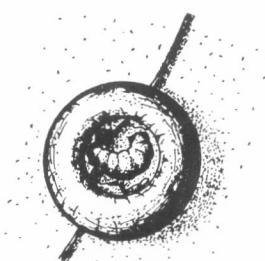
d



e



f



g

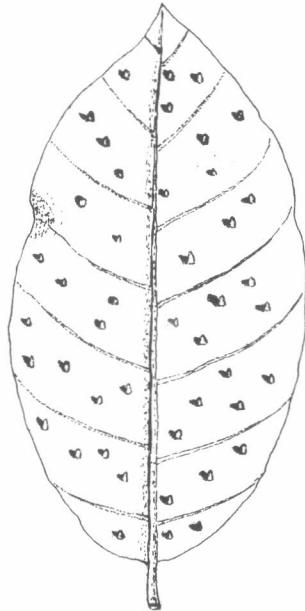
Figura 6. CECIDIOS REDONDOS. a) Distribución en una hoja de *Psychotria* sp. (Rubiaceae). b, c y d) Modificación en forma ahusada en *Persea* sp. (Lauraceae) y e, f y g) Modificaciones a forma de vasija en *Licania occidentalis* (Rosaceae). Nótese la distribución en la hoja y el cecidógeno.

hay cilíndricos, en forma de cono como los encontrados en el Arbol de cera (Figura 7 a, b) que se extienden en forma alargada sobre la superficie foliar tal como los de *Vernonia canescens* (Figura 7 c, d) o que se proyectan perpendicularmente a la superficie de las hojas. Su

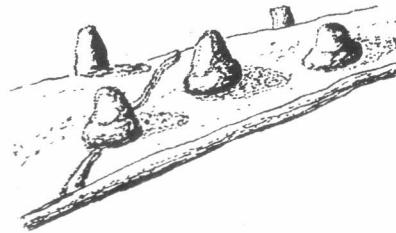
localización ocurre tanto por el haz como por el envés o indistintamente en ambas caras como lo que ocurre en *Myrcia acuminata* (Figura 7 e, f).

Con excepción de las agallas en *Ficus vellutina*, los cecidios recolectados no pre-

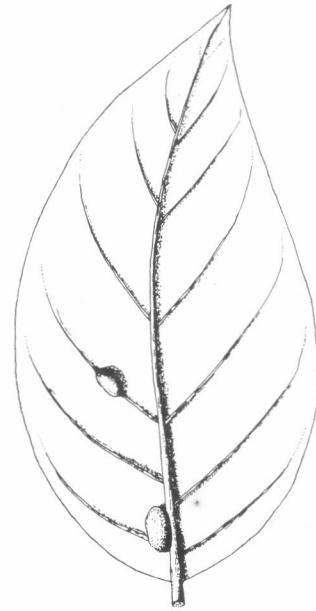
sentaron hipertricosis. En general, la consistencia es variada, siendo en algunos casos suculenta, dura o esponjosa. La coloración puede ser rojiza, café o amarilla; o puede también conservar la de la planta. La distribución de los cecidios puede ser aislada o gregaria.



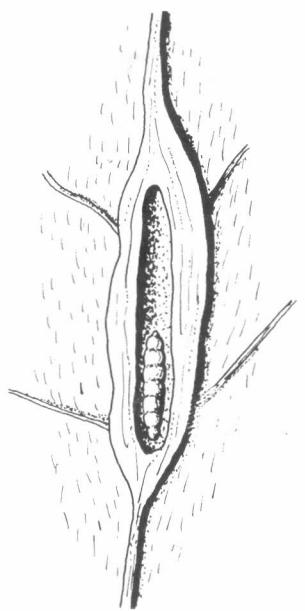
a



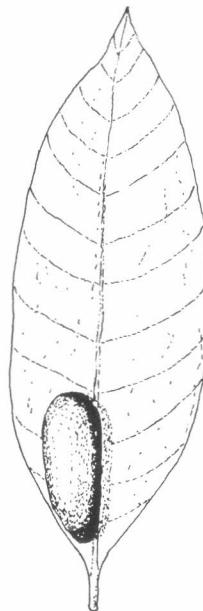
b



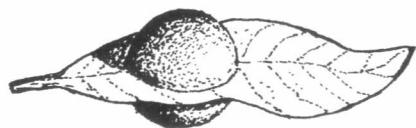
c



d



e



f

Figura 7. a y b) Distribución y vista lateral de agallas cónicas en *Elaegia utilis* (Rubiaceae), c y d) Distribución y corte longitudinal de una agalla alargada en *Vernonia canescens* (Compositae). e y f) Sobrecrecimiento del tejido foliar y manifestación de la agalla en ambas caras de la hoja en *Myrcia acuminata* (Myrtaceae).

## AGALLAS DE LOS FRUTOS

### Causadas por Acaros; cerradas

Huésped:

*Inga* sp.  
(Mimosaceae)

Las agallas cerradas causadas por ácaros sobre los frutos de *Inga* sp. son crecimientos laterales del tejido epidérmico, de formas variables, similares a dedos, balas, esferas; conservan la coloración y vellosidades normales de la estructura y pueden alcanzar hasta 4 mm. de longitud. El ataque de los ácaros se realiza especialmente en frutos jóvenes.

## CONCLUSIONES

- La flora cultivada y espontánea en las distintas zonas inspeccionadas del Departamento del Valle registran un grupo significativo de plantas con agallas. Se hallaron 64 especies vegetales pertenecientes a 34 familias y 46 géneros, de las cuales 54 corresponden a vegetación espontánea y 10 a vegetación cultivada.
- Los órganos vegetales en los que se detectó la presencia de agallas fueron: hojas (72% de los huéspedes), tallos (25%), raíces y frutos (1,5% respectivamente).
- Los artrópodos asociados con la formación de agallas fueron insectos y ácaros, los cuales contribuyeron en igual proporción.
- Se encontraron dos tipos de agallas: abiertas y cerradas; las primeras se hallaron localizadas exclusivamente en las hojas. Las agallas de tipo cerrado causadas por ácaros e insectos se presentaron en mayor proporción sobre las hojas y los tallos.
- Existe una gran diferencia entre las agallas producidas por ácaros e insectos. Las características diferenciales más importantes para los cecidios producidos por ácaros son: un elevado porcentaje son de tipo abierto, presentan vellosidades desarrolladas (Eríneo), de variados colores (rojas, café claro, verde claro o hialinas). La consistencia es generalmente blanda, y están conformadas por depresiones, enrollamientos o plegamientos del te-

jido foliar, en los cuales se localizan los ácaros.

- Las agallas producidas por insectos son en su mayoría de tipo cerrado; en comparación con las producidas por ácaros, presentan un mayor tamaño, amplia variación en el color y forma, caracterizándose, con excepción de la hallada en *Ficus velutina* Willd., por la ausencia de vellosidades en su superficie. La mayoría de los cecidios contienen un solo individuo por cavidad.

URUETA, E. J. La "verruga" de la hoja del zapote (*Matisia cordata*), ocasionada por *Phytoptus matisiae* y observaciones preliminares sobre su control químico. Revista Colombiana de Entomología v. 2 No. 1, 27-30. 1976.

WEAVER, N. Biochemistry of insects. New York. Academic Press, 1978, 649 p.



## BIBLIOGRAFIA

- BELLOTTI, A.; SCHOONHOVEN, A. VAN. Plagas de la Yuca y su control. Cali. CIAT, 1978. 73 p.
- BISHOP, F. C. Los insectos útiles: los insectos amigos del hombre. En: Estados Unidos. Departamento de Agricultura. Insectos; plagas de la agricultura y sistemas para combatirlas. México, Herrero S. A. 1952. p. 88-98. (Yearbook of Agriculture, 1952).
- FELT, E. P. Plant galls and gall makers. New York, Hafner Press, 1965. 364 p.
- FROST, S. W. Insect life and insect natural history. 2d. rev. ed., New York, Dover Publications, 1959, 526 p.
- JUSQUINI, C. A. Biología y Control Químico del *Acalitus gossypii* en el cultivo del algodón. Montería, Universidad de Córdoba, Facultad de Agronomía, 1980. 43 p. (Tesis Ing. Agr.).
- KHUSH, S. G. Disease and insect resistance in rice. Advances in Agronomy (Estados Unidos) v. 29, 1977.
- LOSADA, B. Agallas o hiperplasias en los meristemos florales del cacao. Entomólogo. Boletín de noticias (Colombia) No. 24, p. 4-6. Enero 1980.
- SANABRIA de AREVALO, I.; TORRES, J. H.; de PINZÓN, E. Estudio de agallas y tumores en plantas. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional, Bogotá. Boletín Informativo No. 15. 1978. 2 p.
- TRESHOW, M. Environment and plant response. New York. Mac Graw-Hill, 1970. 422 p.

## COMPARACION DE METODOS DE MUESTREO Y DESARROLLO DE UN MUESTREO SECUENCIAL PARA CRISOMELIDOS Y SALTALOJAS EN FRIJOL

Juan Guillermo Velásquez M.\*

César Cardona Mejía\*\*

### RESUMEN

Contra un método absoluto de muestreo, se compararon en cultivos de frijol, los métodos de observación directa, tela, D-Vac y Jama, en cuanto a su eficiencia para estimar las poblaciones de los cucarroncitos del follaje **Diabrotica balteata** LeConte y **Cerotoma fascialis** Erickson (Coleoptera: Chrysomelidae) y del saltalojas **Empoasca kraemerri** Ross and Moore (Homoptera: Cicadellidae). Con los métodos que resultaron mejores se estudió la distribución espacial de los insectos, para los cuales en trabajos anteriores, ya se les había establecido el nivel económico de daño. Se desarrolló también un plan de muestreo secuencial. La observación directa y el D-Vac fueron eficiente para los tres insectos. La tela sólo lo fue para **D. balteata** y el complejo de crisomélidos. La jama sólo fue eficiente para estimar los adultos de **E. kraemerri**. El único método eficiente para estimar las ninfas de **E. kraemerri** fue la observación directa.

Aunque hubo diferencias entre cultivos, la distribución espacial fue, por lo general de contagio para los crisomélidos y las ninfas de **E. kraemerri**. Para estas especies, los modelos de distribución que mejor se ajustaron fueron el binomial negativo y el Neyman tipo A. Los cálculos de las regresiones entre las medias de agrupamiento y las medias de población permitieron a su vez calcular las líneas de decisión necesarias para desarrollar un plan de muestreo secuencial para saltalojas y crisomélidos en frijol.

### SUMMARY

Direct observation, cloth, D-Vac and Sweepnet methods of capture were compared against an absolute method of

sampling, in order to find out their efficiency in estimating populations of **Diabrotica balteata** LeConte, **Cerotoma fascialis** Erickson (Coleoptera: Chrysomelidae) and the leafhopper **Empoasca kraemerri** Ross and Moore (Homoptera: Cicadellidae) on beans.

The spatial distribution of these insects, which economic damage levels have already been established, was studied with the best sampling methods. A sequential sampling model was also developed.

Direct observation and D-Vac were efficient for all of the insects. The cloth method was efficient for **D. balteata** and chrysomelid complex. The sweep net was efficient for estimating **E. kraemerri** adults, and the only method available for estimating **E. kraemerri** nymphs, was the direct observation.

Though there were differences between crops, the spatial distribution was generally contagious for chrysomelids and nymphs of the leafhoppers. For these species, the models which fit the best, were the binomial negative and the Neyman type A. The regression calculation between aggregation means and population means, permitted calculate the necessary decision lines for developing a sequential plan for leafhopper and chrysomelids on beans.

### INTRODUCCION

Como plagas del frijol en el Valle del Cauca se han reconocido los insectos **Diabrotica balteata** LeConte, **Cerotoma fascialis** Erickson (Coleoptera: Chrysomelidae) y **Empoasca kraemerri** Ross and Moore (Homoptera: Cicadellidae), para los cuales se ha estudiado la biología (González y Cardona, 1981; Wilde et al, 1976). El nivel de daño económico que se estableció para los crisomélidos, como

consumidores de follaje fue de dos a cuatro adultos por planta durante dos épocas: 8 a 15 días y 36 a 43 días después de siembra (Cardona, et al, 1982), y para **E. kraemerri** en el estado de ninfa, fue de dos o tres ninfas por trifolio de la parte media de la planta durante todo el cultivo; este nivel es variable según el material sembrado, que puede ir desde susceptible como la variedad Diacol-Callima hasta resistente como el EMP 81, frijol mejorado para contrarrestar el ataque del **E. kraemerri** (CIAT, 1980).

Luego de haber estudiado la biología y el nivel de daño de estos insectos era necesario buscar un método que resultara fácil, barato, rápido y eficiente para que el asistente técnico o el campesino dedicado a la siembra del frijol, estimara si las poblaciones de los insectos estaban o no en un nivel de daño económico. Este fue el objetivo del trabajo, que a la poste podría llevar a un manejo más racional de los métodos de control de las plagas del frijol.

### MATERIALES Y METODOS

Con el fin de buscar un método de muestreo eficiente de tres plagas de frijol, se estudió inicialmente la distribución espacial de los insectos en un campo de frijol. Para tal efecto, en el CIAT-Palmira ( $T = 24^{\circ}\text{C}$  y  $H.R. = 80\%$ ) en un área de  $1800 \text{ m}^2$ , sembrada con frijol de la variedad G 02146 en camas de 1,2 m. y a 0,10 m entre plantas, se ensayaron los siguientes métodos de muestreo:

#### Observación Directa:

Con este método se tomaron un total de 100 muestras al azar semanales desde los primeros 8 hasta los 68 días después de la siembra. Este muestreo consistió en el conteo en una planta de los insectos que escapaban. Los crisomélidos fueron con-

\* Estudiante en Tesis - CIAT, Apartado Aéreo 6713 Cali.

\*\* ICARDA, P. O. Box 5466. Aleppo, Siria.

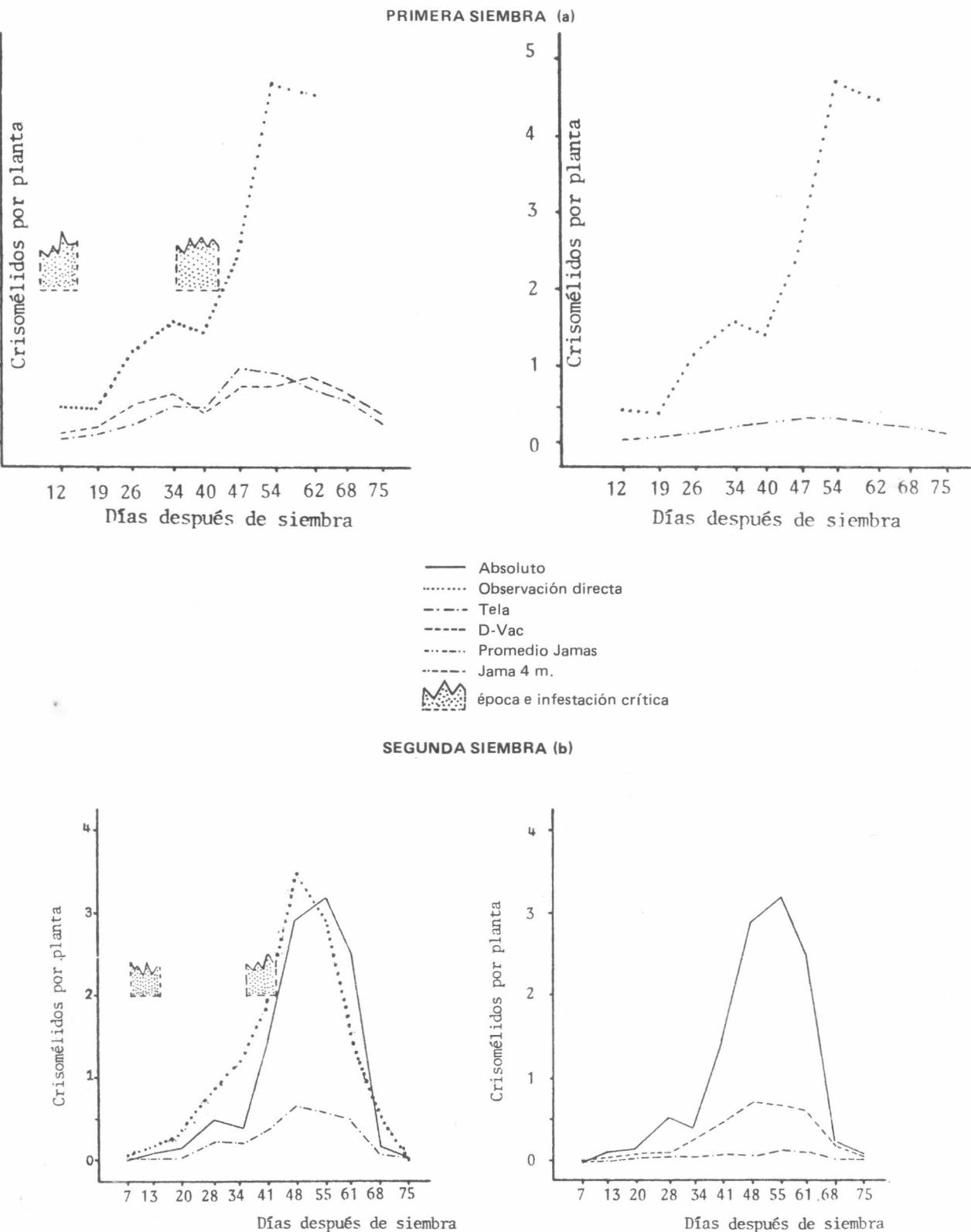


Figura 1. Fluctuación de las poblaciones de crisomélidos por varios métodos en dos siembras.

tados por una persona y los saltahojas por otra.

#### Tela:

Método con el cual se tomaron semanalmente 60 muestras al azar hasta la madurez del cultivo (75 días después de siembra) y consistió en extender una tela de un metro de largo entre los surcos, golpear hacia ella las plantas comprendidas y contar los insectos que caían, repartiendo el trabajo como en el anterior método entre las dos personas.

#### D-Vac o Jama de Vacío:

Este método consistió en aspirar 5 m de surco en 35 sitios del campo al azar cada semana, colocar en frascos lo recogido y llevarlos al laboratorio para ser contado, luego de haberlo tratado en frío.

#### Jama de Mano:

Se barrieron 30 sitios al azar en el campo sobre una extensión de 4 metros de surco y lo recogido fue llevado al laboratorio para su posterior conteo.

Para todos los métodos ensayados se llevó un registro del tiempo empleado tanto en la toma de muestra como en su conteo.

Se quiso saber luego qué tan buen índice de la población daban los métodos ya ensayados, y con este fin en una nueva siembra sobre un área aproximada de 2900 m<sup>2</sup>, sembrada con la misma variedad en surco a 0,60 m y una distancia entre plantas de 0,10 m, se probaron de nuevo los mismos métodos con un número de muestras tal que se permitiera sólo un 30% de coeficiente de variación contra un método absoluto de muestreo que consistió en encerrar en una bolsa plástica una planta la cual había sido tomada al azar y separada con un día de anticipación. Para lograr que el muestreo fuese absoluto, se hizo acercándose sigilosamente a las plantas, embolsándolas rápidamente, anudándolas y posteriormente llevándolas al laboratorio para contar los insectos contenidos, y el número de trifolios de la planta. Con este método se tomaron 40 muestras al azar cada semana.

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

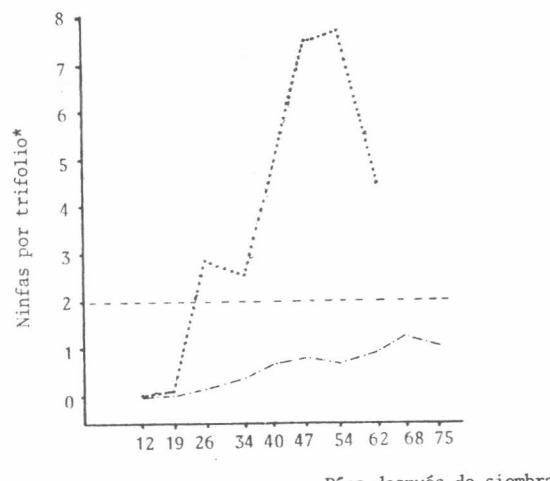
### Fluctuación de las poblaciones

Para los crisomélidos *D. balteata* y *C. facialis* fue claro que en ambas siembras no se presentaron poblaciones que llegaran al nivel de plaga durante las dos épocas críticas de las plantas, sus niveles sólo subieron después de estas épocas, para por último decaer las poblaciones con la madurez del cultivo (Figura 1). Este hecho hace aparecer como injustificadas las aplicaciones de control para este grupo de insectos en los campos de frijol.

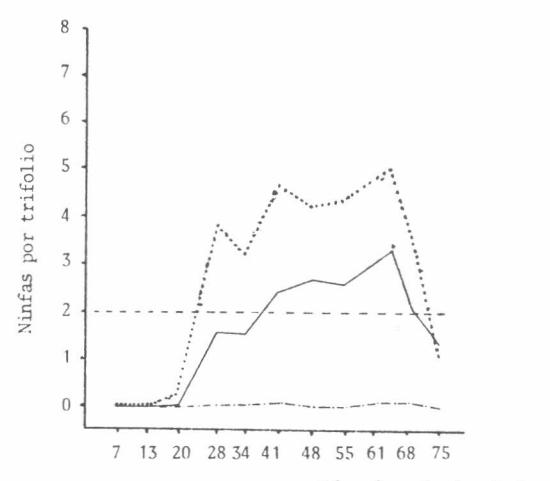
Las ninfas de *E. kraemerii* si alcanzaron el nivel crítico en las primeras etapas del cultivo, pudiendo este insecto llegar a ser limitante en la producción del frijol. El nivel crítico (2 a 3 ninfas por trifolio de la parte media) fue alcanzado entre los 19 y 26 días después de la siembra (Figura 2).

Aunque no se estableció un nivel de daño para los adultos de *E. kraemerii*, es de resaltar el alto nivel de la población de este insecto que aumentó desde los 19 días para luego decaer con la madurez del cultivo (Figura 3).

PRIMERA SIEMBRA (a)



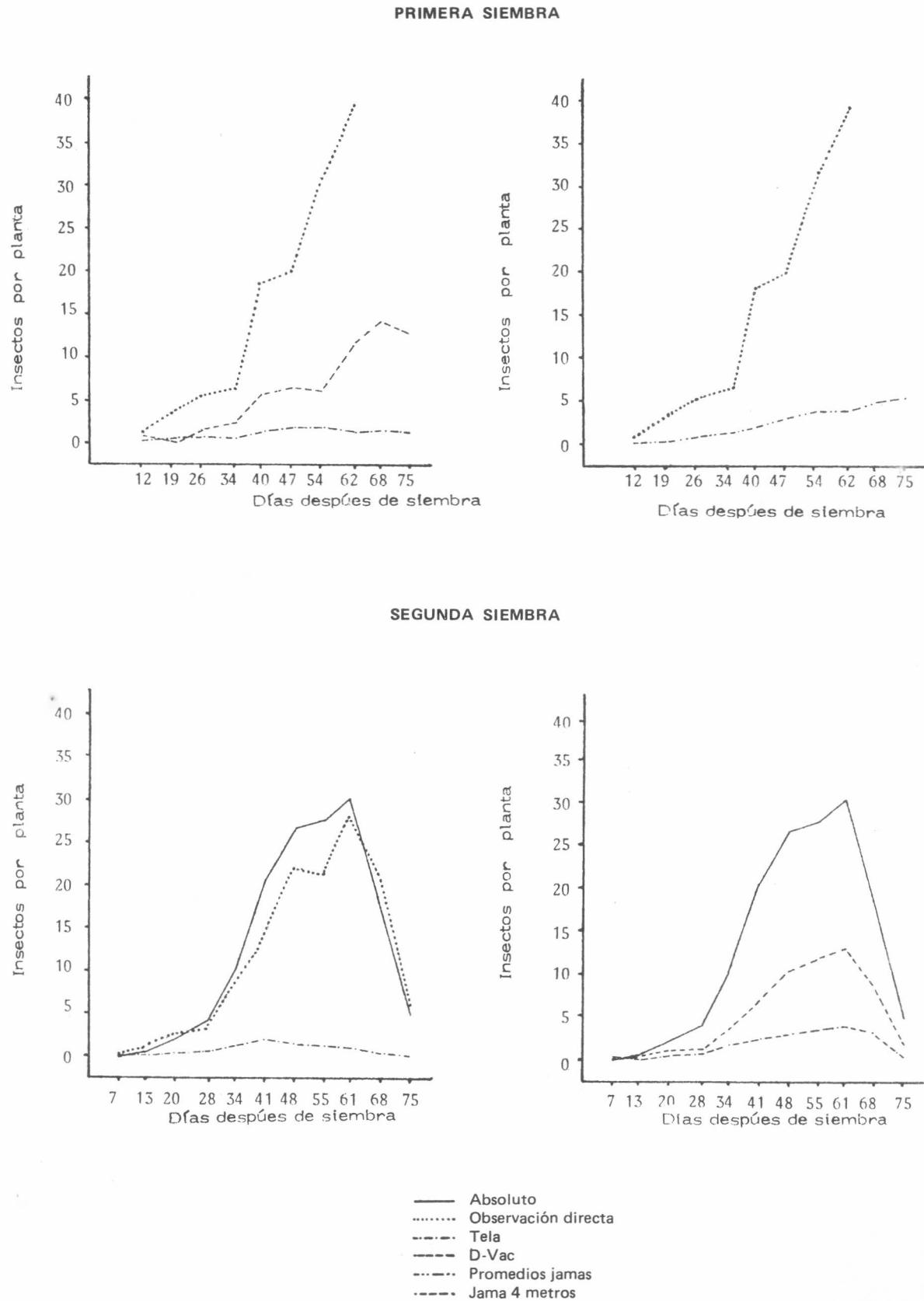
SEGUNDA SIEMBRA (b)



— Absoluto  
··· Observación directa  
- - - Tela  
- - - Nivel de daño económico

\* Lo capturado por el método de la tela durante la primera siembra está expresado en esta ninfas por planta.

Figura 2. Fluctuación de población de ninfas de *E. kraemerii* por tres métodos de muestreo en dos siembras.

Figura 3. Fluctuación de población de adultos de *E. kraemerii* por varios métodos durante dos siembras.

## Comparación de los Métodos de Muestreo

Los métodos de muestreo se compararon empleando análisis de correlación y regresión entre ellos y el método absoluto de muestreo. Los resultados para estimación de los crisomélidos muestran altas correlaciones para todos (Tabla 1). Por intermedio de las regresiones se pudo establecer un orden de confiabilidad dado el valor  $R^2$  que sería 1 si la

regresión fuese perfecta como sigue: D-Vac, Tela, Observación Directa, y por último la jama, que no presentó un  $R^2$  tan alto como el resto, lo cual muestra que no es un buen método para estimar las poblaciones de los crisomélidos.

Para las ninfas de *E. kraemer* la correlación con el absoluto fue alta para la observación directa y baja para la tela. También los  $R^2$  reflejaron este resultado indicando que la observación directa si

fue un buen método de muestreo de las ninfas mientras que la tela no lo fue (Tabla 2).

Los adultos de *E. kraemer* muestreados por todos los métodos mostraron altas correlaciones. Las regresiones indican el siguiente orden de confiabilidad: D-Vac, observación directa, jama, la cual para estimar las poblaciones de adultos de *E. kraemer* si funcionó, y por último la tela que no parece tan eficiente (Tabla 3).

**Tabla 1.** Coeficientes de correlación y valores de regresión para estimar poblaciones "reales" de crisomélidos a partir de los métodos relativos.

METODO	COEFICIENTE DE CORRELACION CON EL ABSOLUTO	VALOR DE REGRESION INSECTO/PLANTA	R <sup>2</sup>
Observación directa	0,9317**	0,9318***X	0,8681
Tela	0,9471**	4,6227***X	0,8971
D-Vac	0,9766**	4,6757*x <sup>2</sup>	0,9806
Jama 4 m.	0,8346**	20,1831***X	0,6966

\*\* El valor es cero con una probabilidad de 0,0001

\* El valor es cero con una probabilidad de 0,0900

**Tabla 2.** Coeficiente de correlación y valores de regresión para estimar población "real" de ninfas de *Empoasca kraemer* a partir de los métodos relativos.

METODO	COEFICIENTE DE CORRELACION CON EL ABSOLUTO	VALOR DE REGRESION NINFAS/TRIFOLIO	R <sup>2</sup>
Observación directa	0,9510**	0,5926***X	0,9045
Tela	0,7163*	27,9936***X	0,5131

\*\* El valor es cero con una probabilidad de 0,0001

\* El valor es cero con una probabilidad de 0,0900

**Tabla 3.** Coeficiente de correlación y valores de regresión para estimar la población "real" de adultos de *Empoasca kraemer* a partir de los métodos relativos.

METODO	COEFICIENTE DE CORRELACION CON EL ABSOLUTO	VALOR DE REGRESION INSECTO/PLANTA	R <sup>2</sup>
Observación directa	0,9668**	1,1408***X	0,9346
Tela	0,7953**	33,2703***X-9,8277***X <sup>2</sup>	0,7579
D-Vac	0,9856**	2,3694***X	0,9715
Jama 4 m.	0,9629**	7,0196***X	0,9271

\*\* El valor es cero con una probabilidad de 0,0001

\* El valor es cero con una probabilidad de 0,0900

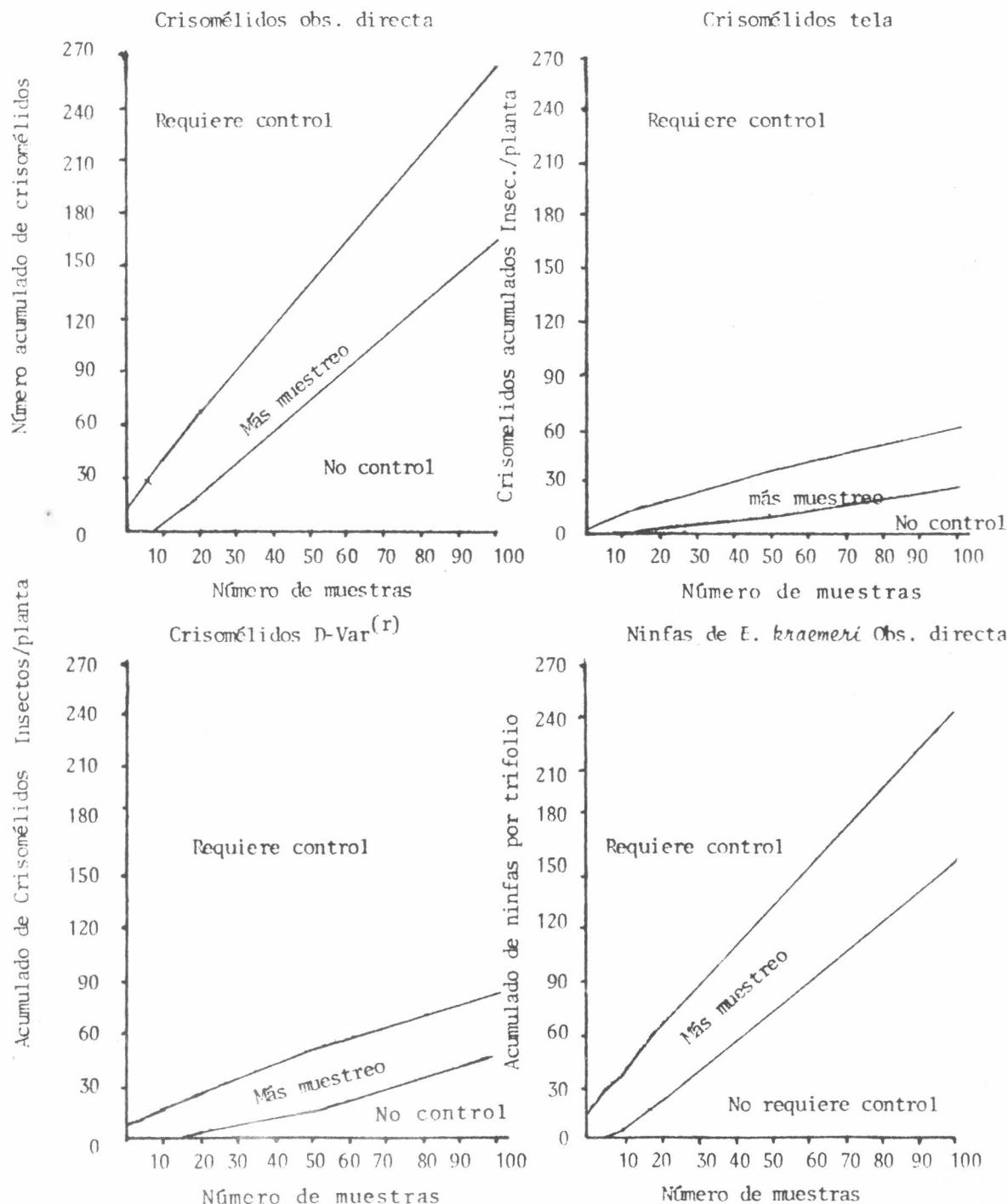
## Muestreo Secuencial

Al sustituir los valores  $a$  y  $B$  de la regresión para cada insecto por cada método demuestreo y, usar el número de insec-

tos del nivel crítico de la población (deducido de las Tablas 1 y 2) se hallaron las líneas para trazar el plan de muestreo secuencial (Figura 4) para los métodos y las poblaciones de insectos que resulta-

ron de contagio. Los planes de muestreo secuencial están determinados por las líneas de decisión, las cuales dividen el plano carteciano en tres regiones a saber:

Fig. 4. Líneas de decisión para el plan de muestreo secuencial de crisomélidos (*D. balteata* y *C. facialis*) y saltahojas *E. kraemerí* por varios métodos.



**Región de baja infestación**, en la cual no se requiere hacer ningún control si la población capturada en la suma de todas las muestras tomadas (5, 6, 7, 10 ó más) no alcanza este nivel. Si la suma de todo lo capturado en las muestras tomadas cae en la **Región de indecisión** en la cual no se tiene certeza de la intensidad de infestación, se debe seguir muestreando y una **Región de alta infestación** en la que con certeza se sabe que la población puede causar daño económico al cultivo. Es en ese nivel donde el asistente técnico o el campesino deben decidir si se hace aplicación de un método de control.

Las líneas de muestreo secuencial fueron halladas por intermedio de las siguientes fórmulas:

$$d_1 = nX_c + t \sqrt{n[(a+1)X_c + (B-1)X_c^2]}$$

$$d_2 = nX_c - t \sqrt{n[(a+1)X_c + (B-1)X_c^2]}$$

donde  $n$  es el número de muestras,  $a$  y  $B$  son los parámetros de la regresión,  $X_c$  es el nivel crítico de población y  $t$  se toma de las tablas estadísticas para el nivel aceptable de error el cual puede tomarse según el costo del muestreo y el riesgo que se quiera correr (en este caso 0,05 de probabilidad para ambas líneas).

Este resultado no fue constante y todas las poblaciones de insectos mostraron cambio en el tipo de disposición espacial con el cambio en la densidad de las poblaciones. Por tanto se usó otro método, la regresión de Iwaos (1968), en la que se dice que la media poblacional ( $\bar{X}$ ) está relacionada con la media de agrupamiento ( $\hat{X}$ ) por intermedio de la ecuación lineal:

$$* \\ m = a + Bm$$

siendo “ $a$ ” un índice básico de contagio y  $B$  un índice de densidad de contagio que indica como cambia la distribución

de los insectos con el cambio de la densidad de la población. Los resultados de la regresión de la media de agrupamiento contra la media de la población, para los diferentes métodos de muestreo de las poblaciones de crisomélidos y ninfas de *E. kraemerii* (Tabla 4), indican que los “ $a$ ” tienden a ser cero o sea no es seguro que exista un índice básico de contagio para ningún insecto visto a través de cualquiera de los métodos de muestreo. En cuanto al  $B$  este valor fue significativamente diferente de cero y de uno para los crisomélidos por los métodos de la observación directa y la tela, mientras que para la D-Vac no. Esto indica que la disposición de los crisomélidos vista a través de los métodos de la observación directa y la tela fueron de contagio pero no lo fue así para ellos por el método del D-Vac, en el que parecen ser al azar.

Tabla 4. regresión de la media de ( $\hat{X}$ ) agrupamiento contra la media de la población de crisomélidos y ninfas de *E. kraemerii* diferentes métodos de muestreo

INSECTO	METODO	a	B	R <sup>2</sup>
crisomélidos	observación directa	* $\hat{X} = -0,1267 NS + 1,6022$	1/ $\bar{X}$	0,9695
	Tela.	* $\hat{X} = 0,3099 NS + 1,1067$	1/ $\bar{X}$	0,9911
	D-Vac	* $\hat{X} = 0,7672 NS + 1,1845$	1/ $\bar{X}$	0,9556
ninfas de <i>Empoasca</i>	observación directa	* $\hat{X} = 0,0238 NS + 1,3446$	1/ $\bar{X}$	0,9874

1/ significativamente diferente de cero  $P < 0,001$   
NS = no significativo

#### Conveniencias por costo del muestreo

El tiempo de trabajo fue el parámetro con que se valoró el costo de cada método (Tabla 5), sin incluir el absoluto, ya que este es imposible de practicar en cultivos comerciales por lo destructivo. Los muestreos que más tiempo emplearon fueron el D-Vac y la jama. Mientras que la tela y la observación directa fueron los que requirieron menos tiempo.

#### Distribución Espacial

Hay tres tipos esenciales de distribución espacial entre los cuales hay intermedios: uniforme, donde la varianza es menor que la media poblacional; al azar, donde la varianza y la media son iguales y de contagio o apiñada en la cual la varianza es mayor que la media. Los tipos de distribución espacial afectan de diferente manera los estimativos que se hagan de la población (Southwood 1978; Ravinovich, 1980). Por eso, para poder desarrollar el plan de muestreo secuencial en el que se requiere, a más del nivel

de daño económico, el conocimiento de la distribución espacial de la población de la plaga, en este trabajo se intentó su estudio empleando: “bondad de ajuste” que, debido a las limitaciones propias del método no permite decir exactamente a cual pertenece y por lo tanto no es una prueba concluyente. Con este método se encontraron los mejores ajustes a los modelos binomial negativo y Neyman tipo A que son modelos de apiñamiento.

**Tabla 5.** Tiempo promedio en minutos empleados por cada método por unidad de muestra.

METODO	PRIMERA SIEMBRA	SEGUNDA SIEMBRA
Absoluto	---	15,44
Observación directa	1,35	1,36
Tela	1,23	1,44
D-Vac	8,11	14,10
Jama 4 m.	3,43	4,34

## CONCLUSIONES

- Las poblaciones de los crisomélidos no representaron bajo las condiciones del estudio un riesgo para el rendimiento de los cultivos.
- **D. balteata** fue la que presentó la más alta población entre los crisomélidos.
- El mejor método de muestreo para crisomélidos con base en el tiempo empleado, fue la observación directa, aunque por precisión fue el D-Vac.
- Para las ninfas de **E. kraemeri** sólo fue eficiente la observación directa.
- Tanto para los crisomélidos como para las ninfas de **E. kraemeri** la distribución espacial fue de contagio, aunque el contagio es leve.
- El plan de muestreo secuencial tra-

zado a través del método de la observación directa es una forma fácil, rápida y eficiente de saber si la población de **E. kraemeri** y la de los crisomélidos necesitan o no ser controladas.

## BIBLIOGRAFIA

- CARDONA, C.; GONZALEZ, R., SCHOONHOVEN, A. v. Evaluation of the damage to common beans by larvae and adults of **Diabrotica balteata** and **Cerotoma facialis**. Journal of Economic Entomology (Estados Unidos) v. 75 no. 2, p. 324-332. 1982.
- CENTRO INTERNACIONAL DE AGRICULTURA TROPICAL. CALI (COLOMBIA). Biología y Control de insectos plagas del frijol. En: Informe Anual 1980. Cali, CIAT, 1980. p. 66.
- GONZALEZ, R.; CARDONA, C. Morfología y biología de **Diabrotica balteata** Le Conte y **Cerotoma facialis** Erickson (Coleoptera: Chrysomelidae) plagas del frijol común (**Phaseolus vulgaris**). Cali, CIAT, 1981. 25 p. (Manuscrito sin publicar).
- IWAQ, S. A new regression method for analysing the aggregation patterns of the animal populations. Research in Population Ecology (Japón) v. 10 no. 1, p. 1-20. 1968
- RABINOVICH, L. C. Introducción a la ecología de las poblaciones animales. México, Continental, 1980. 313 p.
- SOUTHWOOD, T. R. E. Ecological methods with particular reference to study of insect populations. New York, John Wiley & Son, 1978. 524 p.
- WILDE, G.; SCHOONHOVEN, A. v.; GOMEZ, L. The biology of **Emoasca kraemeri** on **Phaseolus vulgaris**. Annals of the Entomological Society of America (Estados Unidos). v. 69 no. 3, p. 442-444. 1976.



## CICLO DE VIDA DE LA CHINCHE DE ENCAJE *Corythucha gossypii* (F.) (HEMIPTERA: TINGIDAE) EN GIRASOL (*Helianthus annuus* L.)

Antonio José López M. (1)  
Bernardo Villa M.  
Alejandro Madrigal C.

### RESUMEN

En el Laboratorio de la Universidad Nacional, Sede Medellín, se realizó el estudio del ciclo de vida de la chinche de encaje del algodonero, *Corythucha gossypii* (F.) sobre girasol. La temperatura y humedad relativa promedias durante el estudio fueron 24,3°C y 76,5%o, respectivamente.

La duración promedia del ciclo de vida fue de 26,75 días para la hembra y 24,66 días para el macho; el estado de huevo duró 11,75 días y el estado ninfal 17,3 días.

El número promedio de huevos por hembra fue de 62,17 distribuidos en ocho grupos de 7,44 huevos. El período de preoviposición fue de 12,44 días.

Cada instar ninfal se diferenció con base en características morfológicas, el ancho de la cápsula cefálica y el largo de la exuvia.

Se encontraron tres enemigos naturales: un predador de ninfas y dos parásitos de huevos, uno de los cuales presentó facilidades para su reproducción en el laboratorio.

### INTRODUCCION

El girasol (*Helianthus annuus* L.) es un cultivo que está adquiriendo importancia económica en el país, por la cantidad y calidad del aceite que se extrae de sus semillas. En parcelas experimentales se han observado severos ataques de la chinche de encaje del algodonero, *Corythucha gossypii* (F.) (Hemiptera: Tingidae) la cual causa clorosis en el follaje, secamiento y defoliación. El anterior daño merece atención, especialmente en

cuanto a la relación que pueda tener con la producción y calidad de la semilla y del aceite.

Sobre *C. gossypii*, en Colombia, sólo se conocen descripciones breves de su morfología y por tanto es necesario un conocimiento más detallado de esta especie, máxime si se tiene en cuenta que su rango de huéspedes incluye varias plantas de importancia económica, sobre las cuales se conocen algunos reportes de ataques severos.

Aunque este estudio se desarrolló bajo condiciones de laboratorio, sus resultados pueden ser de aplicación y servir de base a posteriores investigaciones y prácticas de manejo de la plaga.

### REVISION DE LITERATURA

El girasol es una planta oleaginosa de la familia Compositae, cultivada en muchos países por su aceite y otros usos en diferentes industrias.

En Colombia, la industria de aceites y grasas, según Machado (1979), se ha caracterizado por su estrecha dependencia de las importaciones para suplir el déficit interno de materia prima. En el país, la Compañía Nacional de Chocolates ha realizado algunos ensayos de adaptación de variedades de girasol, en los Departamentos de Antioquia y Cundinamarca. Con estas perspectivas y considerando las ventajas agronómicas de este cultivo como son: resistencia a la sequía, amplio rango de adaptabilidad a suelos y climas y capacidad de competencia con las malezas, algunos autores señalan al girasol como un cultivo de importancia potencial en Colombia.

El *C. gossypii* es una chinche de la familia Tingidae, la cual comprende un grupo de insectos, conocido con el nombre común de "chinches de encaje", debido a la marcada reticulación que presentan en su pronoto y alas anteriores.

Todas las especies de esta familia son fitófagas; tanto las ninfas como los adultos chupan los jugos celulares de las plantas vivas. Miembros de tres géneros que se encuentran en África, Australia, Asia y Sur de Europa,\* son típicamente agallícolas (Drake y Ruhoff, 1960).

Las chinches de encaje son insectos relativamente pequeños. La forma general del cuerpo varía de muy alargados y delgados a cortos y anchos. Los adultos y su progenie viven en el envés de las hojas de la planta hospedante. Su daño se caracteriza por la aparición de manchas cloróticas sobre el haz, correspondientes a los sitios de alimentación de las colonias en el envés.

La mayoría de las especies son gregarias y tanto ninfas como adultos se localizan cerca a los puntos de oviposición (Drake y Ruhoff, 1965).

El ciclo de vida de los tingidos es relativamente corto (Drake y Ruhoff, 1960). Drake y Ruhoff (1960) consideran que la subfamilia Tinginae es la más abundante y ampliamente distribuida; está representada por 1.625 especies, dividida en 188 géneros que predominan en la región tropical y subtropical. El *C. gossypii* está ubicado en la tribu Tingini, y de acuerdo con Drake y Ruhoff (1965) tiene los siguientes sinónimos:

*Acanthia gossypii* F.; *Tingis gossypii* F.; *T. decens* Stal; *Galeatus gossypii* Stal y *Corythucha decens* Stal.

De acuerdo con Drake y Ruhoff (1965) el *C. gossypii* ha sido registrado en Jamaica, Haití, Islas de Sotavento, Islas Barlovento, Islas Vírgenes, Cuba, Puerto Rico, Colombia, Aruba, Bonaire, Curaçao, Panamá, Costa Rica, Nicaragua, Salvador, Honduras, Guatemala, México y Estados Unidos.

En cuanto a plantas hospedantes, Drake y Ruhoff (1965) y Drake y Cobben (1960) traen registros de *C. gossypii* sobre: *Annona cherimolia* Mill. (chirimoya), *A. diversifolia* Safford (anona blanca), *A. muricata* L. (guanábana), *A. squamosa* L. (anón), *Arachis hypogaea* L. (maní), *Atamisquea emarginata*, *Cajanus indicus* Spreng (guandú), *Canavalia ensiformis* (L.) D. C. (fríjol blanco), *Capparis flexuosa* L. (arará, ajicito), *Carica papaya* L. (papaya), *Cassia emarginata* L. (bicho), *Citrus medica* L. (toronja), *Citrus* sp. (cítricos), *Dahlia* sp. (dalia), *Erythrina berteroana* (eritrina), *Gossypium* sp. (algodonero), *Hibiscus esculentus* L. (okra, majagüito), *H. rosa-sinensis* L. (San Joaquín rojo púrpura), *Hibiscus* sp. (majaguá), *Ichthyomethia piscipula* L., *Jatropa gossypifolia* L. (piñón de purga), *J. multifida* L. (tártago emético), *Jatropa* sp. (guaritoto), *Lagenaria leucantha* Roxb. (calabazo) *Lycopersicum esculentum* Mill. (tomate), *Mangifera indica* L. (mango), *Musa paradisiaca* L. (plátano), *Phaseolus lunatus* L. (fríjol lima), *Prunus persica* Stokes (durazno), *Ricinus communis* L. (higuerilla), *Rostanea regia* H.B.K. (palma real), *Solanum torvum* Sw. (friega platos), *Xanthosoma mafaffa* Schott (mafafa), *Zanthoxylum martinicense* (Lam.) DC. (luña de gato). Olayo (1967), en Cuba, reporta además: *Citrus limon* Burman (limón), *C. paradisi* Macf. (pamblemosa), *Lagenaria siceraria* (Molina) Stand. (Calabazo).

En Colombia se ha encontrado atacando follaje de pasifloráceas, papayo y *Mannihot esculenta* Crantz (yuca) en el Occidente de Antioquia (Madrigal, 1978), también en guanábanos en Guacarí (Valle del Cauca) (ICA, 1974); Posada et al (1976), lo reportan además atacando: *Xanthosoma sagittifolium* Schott (mafafa), *Phaseolus vulgaris* L. (fríjol) *Cucumis melo* L. (melón), *Elaeis guineensis* Jacq. (palma africana). En el mismo sentido, Madrigal (1978) señala que en los archivos entomológicos de la Universidad Nacional en Medellín existen datos

de recolección en las siguientes localidades, huéspedes y fechas:

Ene. 1947	Chinchiná (Caldas)	<i>Canavalia</i> sp.
Ene. 1949	Buga (Valle)	<i>Brunelia</i> sp.
Feb. 1972	Alejandría (Ant.)	Chirimoyo
Feb. 1972	Sopetrán (Ant.)	Fríjol
Oct. 1972	Abejorral (Ant.)	Maíz
Oct. 1972	Sopetrán (Ant.)	Bombacácea
Oct. 1972	Medellín (Ant.)	Chirimoyo

## MATERIALES Y METODOS

Este trabajo se realizó en el insectario de la Universidad Nacional, Seccional Medellín (1.457 m.s.n.m., 21°C y 1.500 mm de precipitación). Inicialmente se colectaron adultos de *C. gossypii* en el campo, se separaron por sexos y se colocaron 50 parejas en cajas de petri con algodón humedecido y trozos frescos de hoja de girasol para obtener posturas, y tomar los siguientes datos:

Duración de cada uno de los estados; número de instares ninfales y su duración; número de grupos de huevos por hembra y número de huevos por grupo; dimensiones del huevo; dimensiones del ancho de la cápsula cefálica y el largo de la exuvia. También se realizaron observaciones sobre predadores y parasitismo natural.

Las cajas se revisaban diariamente para cambiar el sustrato, humedecer el algodón, y retirar las posturas; éstas fueron colocadas en otras cajas petri con papel de filtro y algodón humedecido, para hacer observaciones diarias e individuales.

La eclosión de los huevos se vió afectada por la marchitez y pudrición de los trozos de folíolo que contenían las posturas. En vista de esto se retiraron el papel de filtro y el algodón.

Dada la situación anterior, se infestó un lote de girasol con adultos de *C. gossypii*; las posturas obtenidas se marcaban, y diariamente se hacían observaciones a mañana y tarde. Las ninfas recién eclosionadas se llevaron al laboratorio ( $T = 24,3^{\circ}\text{C}$  y  $R. H. = 76,5\%$ ) donde se colocaron individualmente en cajas de petri sin papel de filtro y sin algodón humedecido, ya que los trozos de hoja de girasol utilizados, suministraron la humedad suficiente para el buen desarrollo de las ninfas; así se completaron 180

cajas. Estas se revisaban diariamente para cambiarles el sustrato. Con la ayuda del microscopio estereoscópico, se buscaban las exuvias para determinar el cambio de instar; este procedimiento se continuó hasta la emergencia de los adultos. En esta forma se pudo establecer la duración de cada uno de los instares ninfales.

Las exuvias retiradas fueron separadas por instares y con la ayuda de un micrómetro adaptado al microscopio se determinó la longitud de la exuvia y el ancho de la cápsula cefálica.

De posturas colectadas en higuerilla se removieron los huevos para medir la longitud y los diámetros mayor y menor.

Para las observaciones sobre parasitismo en huevos, se colocaron posturas colectadas de higuerilla y girasol en cajas petri y se hicieron observaciones diarias. Las observaciones sobre predadores se llevaron a cabo en el campo.

Los dibujos fueron preparados por Antonio J. López M.

## RESULTADOS Y DISCUSION

Al analizar el ciclo de vida de *C. gossypii*, que se presenta en la Tabla 1, se encuentra que la duración total promedia de huevo a adulto fue de 28,11 días; los adultos machos vivían en promedio 26,75 días y las hembras 14, 66 días.

### HUEVO:

Los huevos son depositados en grupos generalmente en el envés de las hojas, cerca a la nervadura principal o a las secundarias, aunque algunas veces se encuentran en el haz. Los huevos están incrustados total o parcialmente en el tejido, en dirección oblicua, y están cubiertos con una sustancia cerosa de color negro y se presentan agrupados, pero independientes unos de otros.

Después de observar 35 hembras en el laboratorio, se logró establecer que en promedio cada una deposita 8,28 grupos de huevos (1 - 39), y que cada grupo tiene en promedio 7,44 huevos (1 - 50), para un total promedio de huevos por hembra de 62, 17(8-320). Los datos en paréntesis significan el rango de variación.

Tabla 1. Ciclo de vida de *C. gossypii* (F.) en condiciones de laboratorio ( $T = 24,3^{\circ}\text{C}$ ;  $\text{HR} = 76,5\%$ ).

ESTADO	NUMERO DE OBSERVACIONES	PROMEDIO	+ D.E.	DURACION EN DIAS	
				RANGO MINIMO	RANGO MAXIMO
Huevo	33	11,75	+ 2,58	4	14
Instares ninfales	—	16,36	+ —	9	29
$N_1$	151	3,04	+ 0,93	2	6
$N_2$	176	2,69	+ 0,73	1	5
$N_3$	130	2,76	+ 0,74	1	5
$N_4$	111	3,12	+ 0,77	2	5
$N_5$	94	4,75	+ 0,93	3	8
Total huevo a adulto		28,11		13	43
Adulto ♀	41	26,75	+ 13,91	2	54
Adulto ♂	42	24,66	+ 14,36	5	60

También en el laboratorio se observaron huevos depositados en línea según el recorrido que hace la hembra al ovipositar pero en el campo predominan las posturas en grupo. En las hojas con posturas se presenta sobre el haz un amarillamiento punteado correspondiente al sitio de oviposición, al igual que donde se localizan las colonias.

El período de incubación fue en promedio de 11,75 días con un rango de 4 a 14. Las dimensiones del huevo se presentan en la Tabla 2. En vista lateral (Fig. 1A), el huevo tiene forma de botella con el cuello doblado hacia un lado; el extremo anterior está oblicuamente truncado y provisto de un opérculo oval que tiene una cresta subm marginal ro-

deando un área algo deprimida; la superficie externa del opérculo es reticulada y posee una espina en el centro, la cual se proyecta hacia afuera; el extremo posterior es redondeado; el corion es liso y brillante y no tiene entalladura; los dos tercios posteriores son de color amarillo pálido y el tercio anterior intensamente negro y bien delimitado; cerca a la eclosión se torna totalmente negro.

#### INSTARES NINFALES:

**Primer instar:** Dura en promedio 3,04 días, con un rango que varía entre 2 y 6 (Tabla 1). Las exuvias tienen una longitud promedia de  $0,51 \pm 0,044$  mm. y el ancho de la cápsula céfálica fue en promedio  $0,12 \pm 0,016$  (Tabla 3).

Al emergir del huevo, la ninfa es de color amarillo pálido, pero poco después aparece una mancha verde oscura en el centro del abdomen, correspondiente al contenido intestinal; la cabeza también cambia su color tornándose ligeramente parda. Inicialmente, el cuerpo es deprimido dorsoventralmente, pero se hace más cilíndrico a medida que se desarrolla el insecto. En reposo la posición del abdomen forma un ángulo de aproximadamente  $45^{\circ}$  con respecto al plano que sirve de apoyo a la ninfa.

En la Figura 1B se muestra el primer instar ninfal, en el cual la longitud de las antenas es de un tercio de la longitud del cuerpo. Poseen tres segmentos diferenciables, los dos proximales son anula-

Tabla 2. Dimensiones en mm. del huevo de *C. gossypii* (F.) con base en 40 observaciones.

DIMENSIONES	PROMEDIO	+ D. E.	RANGO	
			MINIMO	MAXIMO
Diámetro mayor	0,20	+ 0,020	0,16	0,23
Diámetro menor	0,10	+ 0,013	0,08	0,13
Largo	0,36	+ 0,022	0,31	0,39

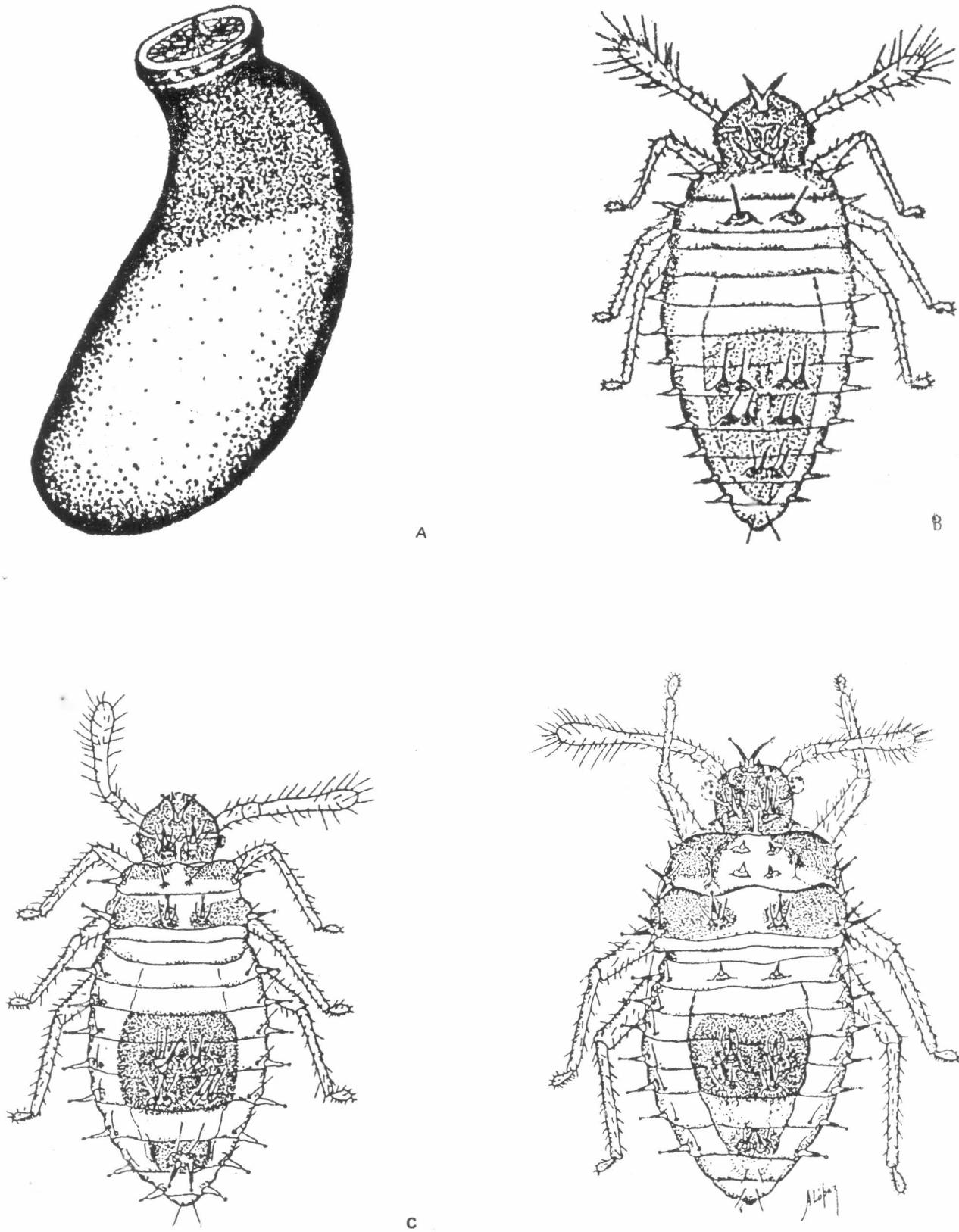


Figura No. 1. A. Vista lateral del huevo. B. Primer instar. C. Segundo instar. D. Tercer instar de *C. gossypii*.

res, con unas pocas setas cortas, y el distal es el triple de la longitud de los otros dos, tiene forma clavada y posee varias setas en dos tamaños diferentes; en la parte apical de este segmento se observa el mayor número de éstas. Ojos compuestos de cinco omatídos, de color rojo brillante y dispuestos en semicírculo sobre una prominencia convexa. La proboscis o pico tiene cuatro segmentos muy poco diferenciados, con el ápice negruzco, y se proyecta hasta el quinto uroesternito. En la cabeza se destacan nítidamente doce setas así: cuatro chalazas occipitales, dos en el vértex, dos frontales y cuatro setas simples en el tylus, situadas por pares, a ambos lados de la línea mesal. Pronoto, mesonoto y urotergitos II a IX con una chalaza a cada lado, en el ángulo posterolateral; mesonoto además con otro par mesal. Urotergitos V y VI con un par de chalazas a ambos lados de la línea mesal, dispuestas en los vértices de un trapecio; urotergito VIII con cuatro chalazas dispuestas en la misma forma que las de los urómeros V y VI, todas de igual tamaño, curvadas y ligeramente dirigidas hacia atrás. Tarsos unisegmentados, con un par de uñas y provisto de dos hileras de setas simples en la cara inferior; posee arolio.

**Segundo instar.** (Figura 1 C). Tiene una duración promedia de 2,69 días, con un rango de variación entre 1 y 5 (Tabla 1). La longitud de la exuvia es de  $0,68 \pm 0,041$  mm. y el ancho de la cápsula cefálica es de  $0,17 \pm 0,019$  mm. (Tabla 3)

La coloración general de este instar es similar a la del anterior. La cabeza se hace más oscura y se destaca nítidamente la sutura epicraneal; pro y mesonoto con manchas pardo oscuras en la región

lateral; en los urotergitos IV a VI se presenta una mancha pardusca de forma más o menos circular; el cuerpo es más aplanado que en el primer instar y el abdomen más amplio; la posición general del cuerpo ya no es curvada, sino horizontal. El segmento distal de la antena muestra una división tenue que dá lugar a un cuarto segmento. Ojos como en el instar anterior pero la prominencia que los soporta mucho más grande.

Las divisiones de los segmentos de la proboscis son mucho más claras; ésta se proyecta sólo hasta el tercer uroesternito. A partir de este instar las chalazas adquieren una conformación de scoli con cuatro setas negras cada uno; las del vértex en un parascolus mesal con sólo dos setas; las frontales y las del tylus se conservan como chalazas; las chalazas laterales del proy mesonoto y las de los ángulos posterolaterales de los urotergitos II a VIII toman forma de scoli con una seta negra que sale del extremo apical y una seta basal más pequeña y de color amarillo. Pronoto con dos setas simples una a cada lado de la línea mesal; mesonoto con un par de scoli compuestos de dos setas simples en la base y una de mayor tamaño en el ápice; de esta forma también son los scoli mesales de los urotergitos V y VI; las dos chalazas del IX urómero se convierten en scoli de posición mesal; VIII urotergito con dos scoli mesales; cada uno formado por dos setas.

**Tercer instar.** (Figura 1D). Su duración es de 2,76 días en promedio, con una variación de 1 a 5 días (Tabla 1). Tiene una longitud promedia de  $0,96 \pm 0,032$  mm. y el ancho de la cápsula cefálica es de  $0,20 \pm 0,017$  mm. (Tabla 3).

El color de la cabeza y las manchas del tórax y abdomen son más destacadas y oscuras que en el instar precedente. Margen lateral del tórax y abdomen curvado hacia arriba, dándole forma cóncava a estos dos tagmata. Ojos compuestos de ocho omatídos y dispuestos en una prominencia casi esférica; la proboscis llega hasta la sutura posterior del metasterno. En cuanto a las chalazas y scoli son similares a las del instar anterior pero de mayor tamaño y de color más intenso; se presentan las siguientes diferencias: scoli laterales del mesonoto son los de mayor tamaño en el cuerpo; en su base poseen tres setas simples y en su ápice una de mayor tamaño; delante de estos aparece una nueva chalaza. Los scoli del pronoto son de idéntica forma que los anteriores, éste además posee cuatro chalazas mesales distribuidas por pares a ambos lados de la línea media del cuerpo. El urotergito II posee ahora chalazas, una a cada lado de la línea media y distanciadas de ésta; el par de scoli mesales de urotergito VIII forman ahora un parascolus que además posee dos setas en su base.

**Cuarto instar.** (Figura 2). Tiene un promedio de duración de 3,12 días pudiendo variar entre 2 y 5 días, (Tabla 1). Las exuvias tienen una longitud promedia de  $1,30 \pm 0,047$  mm. y la cápsula cefálica tiene un ancho de  $0,21 \pm 0,026$  mm. (Tabla 3).

El color de la cabeza como en el instar anterior, la sutura epicraneal se distingue nítidamente, el pronoto presenta un par de manchas parduscas casi cuadradas dispuestas a cada lado de la línea media, su margen posterior y el lateral con la misma coloración. Lóbulos alares bien

Tabla 3. Longitud de las exuvias ninfales de *C. gossypii* (F.) y anchura de la cápsula cefálica en 30 exuvias de cada instar ninfal.

ANCHURA DE LA CAPSULA CEFALICA					LONGITUD DE LA EXUVIA					
Instares	Promedio	+	D.E.	Rango	Promedio	+	D.E.	Rango		
N <sub>1</sub>	0,12	±	0,016	0,08	0,14	0,51	±	0,044	0,42	0,59
N <sub>2</sub>	0,17	±	0,019	0,14	0,20	0,68	±	0,041	0,61	0,76
N <sub>3</sub>	0,20	±	0,017	0,16	0,23	0,96	±	0,032	0,90	1,00
N <sub>4</sub>	0,21	±	0,026	0,20	0,25	1,30	±	0,047	1,21	1,40
N <sub>5</sub>	0,22	±	0,017	0,19	0,26	1,78	±	0,086	1,63	2,02

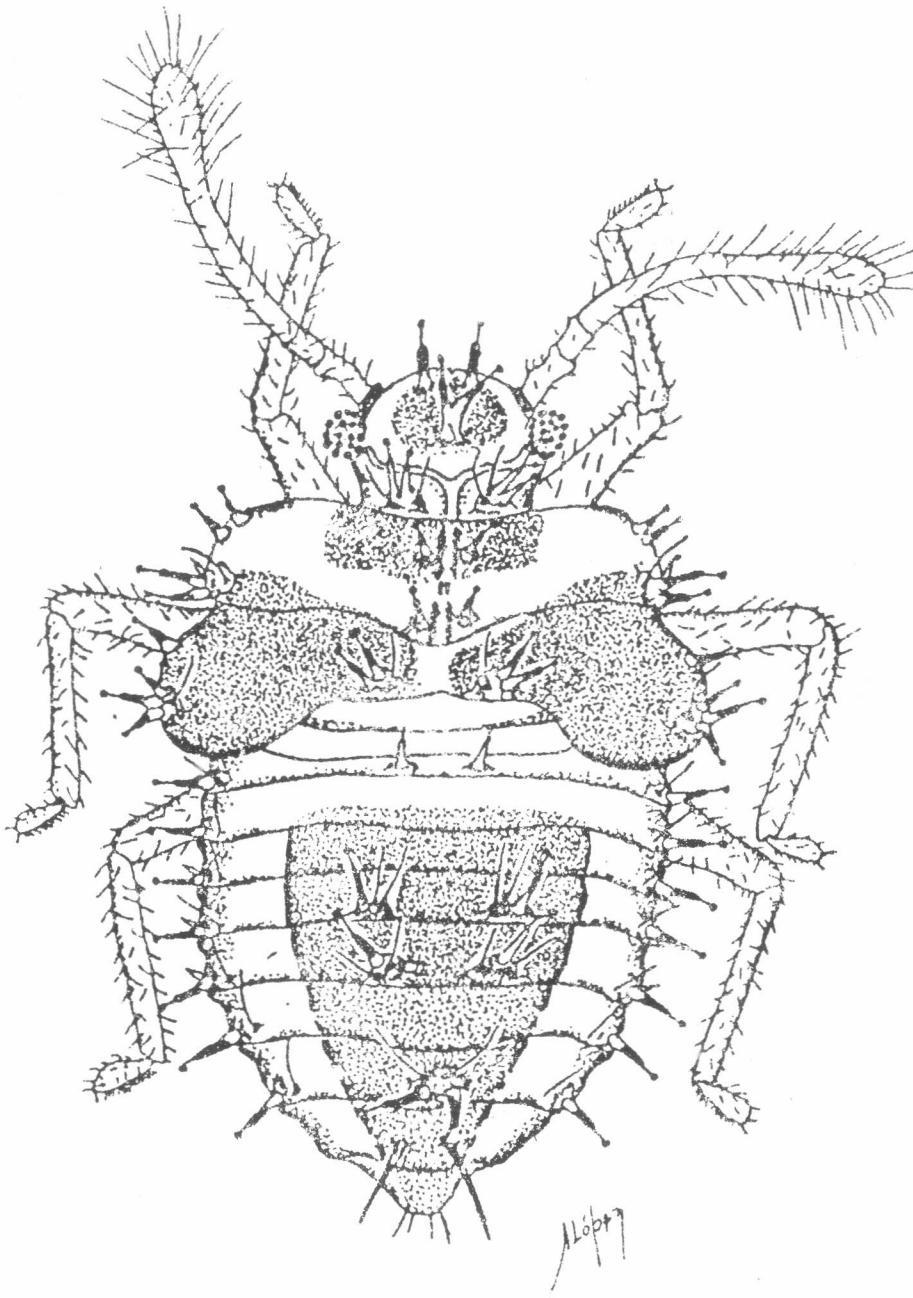


Figura 2. Cuarto instar ninfal de *C. gossypii* (F.)

formados, alcanzan el margen anterior del segundo urotergito y son claramente diferenciables por su coloración pardo oscura; el cuerpo es mucho más aplano do que en el instar anterior y su color general de un amarillo oscuro. Las antenas parecen estar aún trisegmentadas y presentan una leve pigmentación en el extremo distal. Omatidios aproximadamente en número de 20, dispuestos en igual forma que en el instar precedente.

La proboscis no varía en su extensión. La cabeza presenta las chalazas y scoli del instar precedente pero de mayor tamaño. En este instar el protórax aparece con dos nuevas chalazas ubicadas a cada lado del margen anterolateral, en dos tamaños diferentes; las otras chalazas y scoli presentan igual posición que en el instar anterior; los scoli posterolaterales del mesonoto se ubican en los lóbulos alares. Los scoli posterolaterales de los

urotergitos II, III, VII y VIII ahora con una sola seta, la otra se separa de ésta un poco convirtiéndose en chalaza; esta última modificación también se observa en los urotergitos IV a VI, los cuales además presentan una nueva seta en la parte ventral de cada scoli lateral; el resto de las chalazas y scoli no presentan modificación alguna.

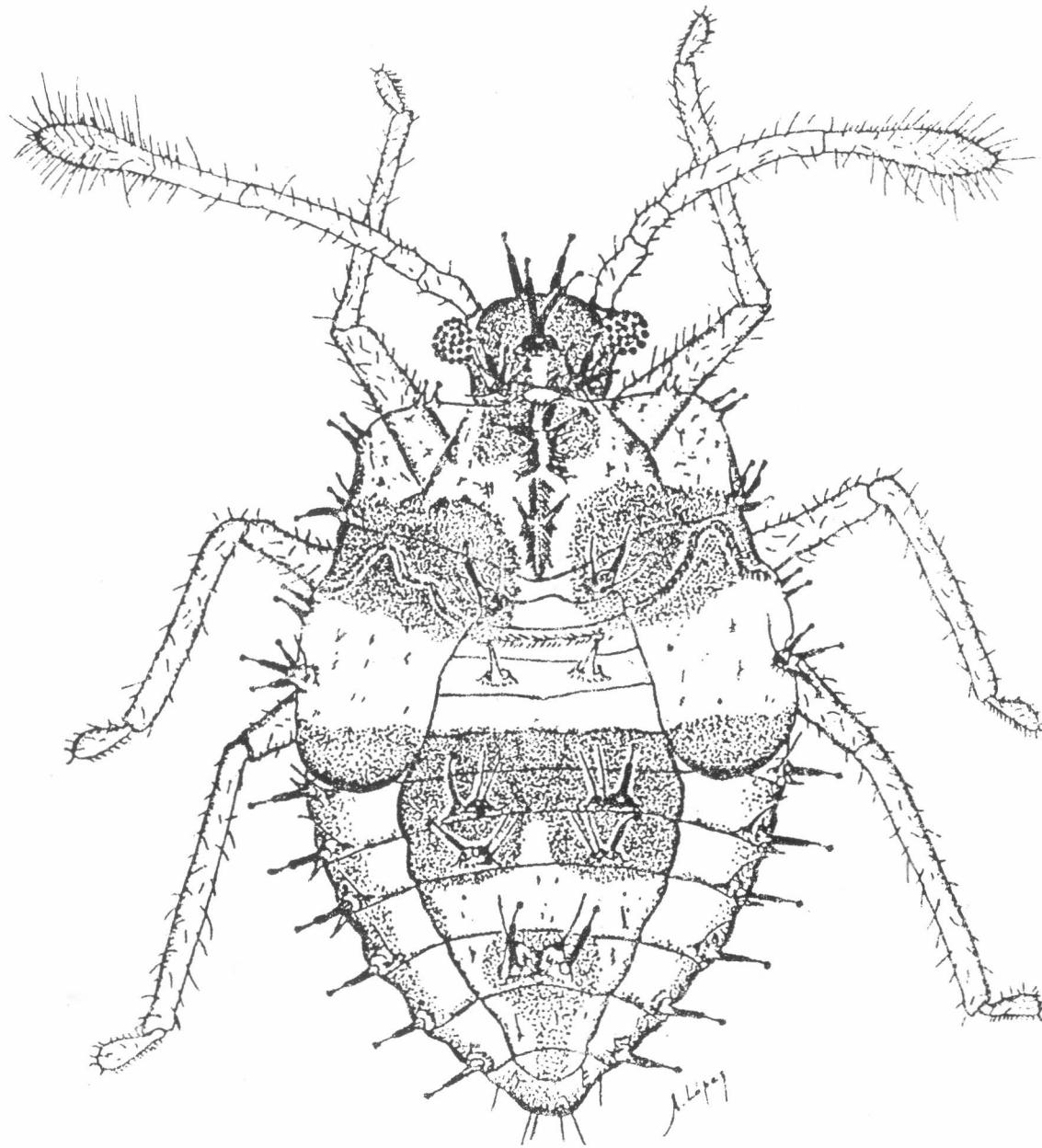


Figura 3. Quinta instar ninfal de *C. gossypii* (F).

**Quinto instar.** (Figura 3). Tiene un promedio de duración de 4,75 días con un rango que varía entre 3 y 8 días, (Tabla 1). El ancho de la cápsula cefálica de las exuvias mide  $0,22 \pm 0,017$  mm. y la longitud del cuerpo es de  $1,78 \pm 0,086$  mm. (Tabla 3).

El color de la cabeza sigue diferenciándose en su tonalidad más oscura. La sutura coronal está reducida, por estar cubierta en su mayor parte por la proyección media anterior del pronoto. Las manchas casi cuadradas del pronoto des-

critas en el instar anterior se hacen difusas y cambian de forma; en este segmento se presentan los paranota, extensiones laterales aplanadas del pronoto, desarrollados casi en su totalidad, con el margen lateral y el posterior ennegrecidos; además aparecen dos nuevas chalazas cercanas a las del ángulo anterolateral. Los lóbulos alares son de mayor tamaño y llegan hasta el V urotergito; su margen anterior y posterior con manchas negriscas y presentan un ángulo lateral prominente en cada uno de ellos, donde aparece una nueva chalaza, la

mancha de los urotergitos descrita en el instar anterior es interrumpida por una banda amarilla en el urotergito VII, tornándose más difusa hacia los segmentos finales. Las antenas son ahora tetersegmentadas, los ojos con el número mayor de omatíos; la longitud relativa de la proboscis se conserva. La cabeza presenta las mismas chalazas y scoli que en el instar anterior.

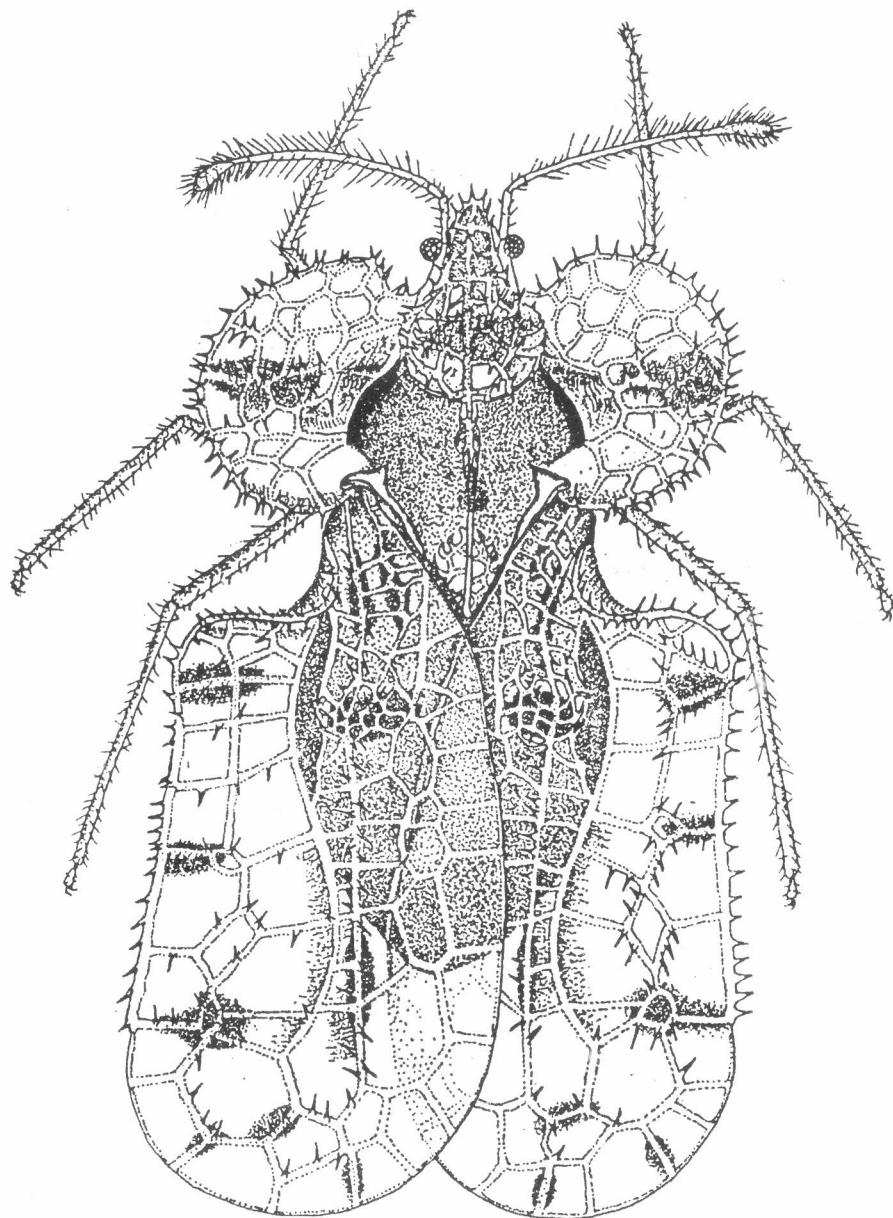


Figura 4. Adulto de *C. gossypii* (F.); tamaño real 3.0 mm. (dibujo A. López).

#### ADULTO: (Figura 4)

La duración promedia de este estado es de 25,69 días y varía entre 2 para las hembras y 60 días para los machos, (Tabla 1).

La siguiente descripción fue preparada por Carl J. Drake para Leonard and Mills (1931):

"Tamaño variable, por lo común cerca de tres milímetros de largo y 1,6 mm. de ancho. El pronoto castaño

pálido; reticulaciones blancas manchadas de pardo o fosco; areolas hialinas. Capucha moderadamente grande, ligeramente contraída detrás de la parte media, apretadamente reticulada más o menos manchada de pardo o fosco; su longitud igual a la mitad de su ancho. La carina media marcadamente foliácea; claramente arqueada, poco menos que igual a la longitud de la capucha, en su mayor parte doblemente seriada con una gran mancha parda o fosca; las carinas laterales más bien cortas, pequeñas, le-

vantadas anteriormente, terminando en la base de la proyección triangular del pronoto, compuesta de una areola triangular. Las antenas testáceas, los segmentos III y IV con numerosos y largos pelos tiesos. Búculas abiertas en la frente. El mesosterno marcadamente surcado, el rostro extendiéndose detrás de las coxas intermedias.

El cuerpo por debajo pardo o fosco; patas testáceas. Elitros con lados ligeramente cóncavos, con notoria eleva-

ción turgente; las areolas algo variables en tamaño, algunas veces casi sin ellas, formando por lo general dos o tres rayas transversas interrumpidas, de color pardo o fosco. Las alas un poco más largas que el abdomen. Los claspers del macho, delgados y fuertemente curvados".

Durante el desarrollo del ciclo de vida se observó el comportamiento de los adultos para la cópula. El macho al acercarse a la hembra, vibra las 4 alas, tocando el substrato con el extremo del abdomen al tiempo que abre y cierra los claspers.

El macho monta la hembra, colocando su cabeza entre las antenas de ella por unos 3-4 segundos, realiza movimientos laterales. Una vez que baja, hace un giro de 90° y realiza el contacto con la hembra. El movimiento de los claspers cesa con el contacto.

Se determinó un período de preoviposición  $12,44 \pm 4,10$  días, con un mínimo de 7 y un máximo de 21 días.

### OBSERVACIONES SOBRE ENEMIGOS NATURALES

De las observaciones llevadas a cabo sobre enemigos naturales se logró lo siguiente: Como predador se observó una avispa de la familia Vespidae, posiblemente del género **Parachartergus**, depredando ninfas en plantas de higuerilla en los alrededores del laboratorio. En esta misma planta, se colectaron posturas de **C. gossypii** y en el laboratorio emergió un parásito que fue identificado por el Dr. D. L. Vincent (del SEL-IIB III) como **Epoligosita** sp. (Hymenóptera: Trichogrammatidae). El taxónomo anotó que este género sólo está reportado hasta ahora en Sur África, siendo ésta la

primera vez que se colecta en Sur América. Adultos de este parásito se colocaron junto con posturas frescas de **C. gossypii** en girasol y se obtuvo un buen parasitismo; lo cual indica cierta facilidad en su reproducción.

De huevos de **C. gossypii** colectados en el campo, emergió un chalcidoideo no identificado, del cual sólo fué posible obtener tres especímenes.

### CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

La duración promedia total del ciclo de **C. gossypii** fue relativamente corta, de huevo a adulto duró 28, 11 días; por tanto, pueden ocurrir varias generaciones del insecto durante el período vegetativo de gran número de plantas que este insecto ataca y así alcanzar altas densidades de población que lo convierten en una amenaza para el cultivo de dichas plantas.

Los instares ninfales pueden diferenciarse entre sí por el número y cambios que sufren las setas, chalazas y scoli; además de otros cambios en los procesos alares, segmentación de la antena, tamaño de la proboscis, coloración del cuerpo, número y disposición de los omatidios. Con mayor precisión cada instar puede diferenciarse utilizando el ancho de la cápsulacefálica y largo de la exuvia.

Es recomendable estudiar más a fondo la relación de este insecto y sus parásitos, máxime cuando en este estudio se reporta por primera vez la acción de parásitos sobre el estado de huevo.

### BIBLIOGRAFIA

DRAKE, D.; COBBEN, R. H. The Heterop-

tera of the Netherlands Antilles V. Tingidae. Extract of Studies on the Fauna of Curacao and other Caribbean Islands. v. 11 no. 54, p. 67-97. 1960.

— ; RUHOFF, F. A. Lace-bugs genera of the World. (Hemiptera: Tingidae). Proceedings U. S. National Museum v. 112 no. 3431, p. 1-105. 1960.

— ; — . Lace-bugs of the World. A Catalog (Hemiptera: Tingidae). Smithsonian Institute, U. S. National Museum Bulletin 243. 643 p. 1965.

STITUTO COLOMBIANO AGROPECUARIO. PROGRAMA DE ENTOMOLOGIA. BOGOTA (COLOMBIA). Plagas de anónneas. Notas y Noticias Entomológicas (Colombia) Septiembre - Octubre p. 6. 1974

LEONARD, M. D.; MILLS, A. S. Observation on the bean-bugs in Porto Rico. Journal of the Department of Agriculture of Puerto Rico v. 15 no. 3, p. 309 - 323. 1931.

MACHADO, A. La Industria de Aceites y Grasas Comestibles en Colombia. Bogotá, ANDI, 1979. 18 p.

MADRIGAL, A. Chinches de Encaje (Hemíptera: Tingidae) en Colombia. Revista Colombiana de Entomología v. 4 no. 3-4, p. 76-95. 1978.

OLAYO, P. Los Hemípteros de Cuba, Familia Tingidae, VIII. Catálogo de la Fauna de Cuba. La Habana, Capitolio Nacional, 1967. 31 p.

POSADA O., L.; ZENNER DE POLANIA, I.; SANABRIA DE AREVALO, I.; SALDARRIAGA V., A.; GARCIA R., F.; CARDENAS M., R. Comp. Lista de Insectos Dañinos y otras Plagas en Colombia. 3a. Ed. Bogotá, ICA, 1976. 484 p.



JAMES MONTOYA L.

## FLUCTUACION DE LA POBLACION DE INSECTOS EN ARROZ (*Oryza sativa L.*) BAJO RIEGO

Yolanda C. de Gálvis\*  
César Cardona M\*\*.  
Joaquín González F.\*

### RESUMEN

Para determinar la presencia y abundancia de insectos plagas y benéficos en el cultivo de arroz, en relación con las etapas de desarrollo del cultivo en diferentes épocas del año, se realizó en CIAT, un ensayo entre 1979 y 1982. Para ello se sembró cada mes, una parcela de arroz bajo riego de 300 m<sup>2</sup> (20 m x 15 m), se hicieron muestreos semanales sobre las diagonales de la parcela, de adultos de *Hydrellia griseola* (Fallén), *Rupela albinella* (Cramer), *Oebalus poecilus* (Dallas), *Draeculacephala clypeata* Osborn, *Hortensia similis* (Walker), *Sogatodes orizicolus* (Muir), *S. cubanus* (Crawford), *Epitrix* sp., *Tratala* sp. y *Strabotes abdominalis obscurus* Swart. De acuerdo con los resultados se conformaron tres grupos de insectos: uno cuya población fluctúa con la edad del cultivo, como ocurre con *H. griseola* que tiene el máximo número de adultos hasta los 30

días de edad; *S. orizicolus* y *D. clypeata* que presentan la máxima población hasta los 60 días. *R. albinella* que muestra el mayor número de adultos a los 90 días y *O. poecilus* a los 120 días de edad. Un segundo grupo cuya población fluctúa con la época del año, como sucede con *S. cubanus* que presenta el pico más alto de población en los meses de junio-julio. Y finalmente, en tercer grupo en el cual la población no fluctúa ni con la época ni con la edad del cultivo como la de *Epitrix* sp

### INTRODUCCION

El arroz es un cultivo básico en la alimentación y economía de varios países, y como en todos los cultivos que se explotan en forma comercial, las plagas constituyen un problema. Una diversidad de insectos ataca este cultivo desde la siembra hasta la cosecha, causando pérdidas en la germinación y la población de plantas, transmisión de enfermedades, disminución en los rendimientos y calidad del grano (González y Murillo, 1981). La mayor parte del arroz se cultiva en el trópico cálido húmedo, y estas condiciones favorecen la proliferación de las plagas, las cuales se hacen más dañinas en las regiones en donde se tiene el cultivo durante todo el año. En esas zonas, los insectos no pasan por un período de diapausa definido, sino que se presentan durante todo el año en generaciones escalonadas o sucesivas (Cárdenas y Padrón, 1977).

En este cultivo se utilizan diferentes sistemas de control de plagas, pero por lo general se usan los insecticidas en forma indiscriminada y cada vez en dosis mayores, porque algunas plagas se van volviendo resistentes. El conocimiento de la importancia económica de los insectos, su ciclo de vida y de su dinámica

poblacional, ayuda a obtener un control más barato y efectivo, porque con base en él se puede predecir con cierta exactitud las posibles infestaciones y realizar muestreos minuciosos durante determinadas épocas del año y edades del cultivo (Cárdenas y Padrón, 1977).

Sobre el comportamiento del cucarzo, *Euetheola* sp. (Coleoptera: Scarabaeidae) en los Llanos Orientales de Colombia, se encontró que la mayor población de adultos en el cultivo de arroz se presenta en los meses de abril y mayo (Jiménez, 1979). En cuanto a las poblaciones de las chinches *Oebalus poecilus* (Dallas), y *Tibraca* sp. (Hemiptera: Pentatomidae) se observó que se encuentran relacionadas con la edad de la planta, apareciendo desde el espigamiento hasta el estado de masa de los granos, pero el daño principal es causado en el período de floración (González, 1981).

El objetivo principal de este trabajo fue el de determinar la fluctuación de las poblaciones de algunos insectos perjudiciales en los cultivos de arroz, en relación con las etapas de desarrollo del cultivo, las diferentes épocas del año, y las condiciones de lluvia y temperatura.

### MATERIALES Y METODOS

El ensayo se realizó en el campo experimental del CIAT, Palmita, Colombia, con una altura de 1000 msnm, y una precipitación promedio anual de 1000 mm, en dos épocas definidas abril - junio y septiembre - noviembre.

Durante 28 meses, se hizo una siembra mensual, utilizando semilla pregerminada de la variedad CICA-8, con una densidad de 100 kg/ha., en una parcela de 300 m<sup>2</sup> (20 x 15 m). En cada parcela se delimitaron dos franjas en sentido diagonal de 1 m. de ancho cada una. Semanalmente y alternando las franjas demarcadas, se muestreó la población de insectos utilizando una aspiradora D-vac. En cada uno de estos muestreos se contó el número de adultos de las siguientes especies: *Hydrellia griseola* (Fallén) (Diptera: Ephydriidae), *Rupela albinella* (Cramer) (Lepidoptera: Pyralidae), *O. poecilus*, *Draeculacephala clypeata* Osborn, *Hortensia similis* (Walker) (Homoptera: Cicadellidae), *Sogatodes orizicolus* (Muir), *S. cubanus* (Crawford) (Homoptera: Delphacidae), *Epitrix* sp. (Coleoptera: Chrysomelidae) y los parásitos de larvas de la novia del arroz *Tratala* sp. y *Strabotes abdominalis obscurus* Swart (Hymenoptera: Ichneumonidae).

Sobre las diagonales, también se midió el daño causado por el

\* Ings. Agrs. Programa de Arroz, CIAT. A. A. 6713. Cali.

\*\* ICARDA, P. O. Box 5466. Aleppo, Syria.

minador **H. griseola**, y para ellos se escogieron 10 plantas al azar, en las que se contó el número de tallos, el número de hojas sanas y afectadas, y se tomó la altura.

Para determinar el nivel de parasitismo por **Telenomus rowani** (Gahan) (Hymenoptera: Scelionidae) en las posturas de **R. albinella**, desde la aparición de los primeros adultos, cada semana se hizo un conteo de las posturas en 30 plantas tomadas al azar, y se colectaron para determinar el número de posturas parasitadas y además el número de parásitos por postura parasitada.

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### A. DINAMICA POBLACIONAL

Con base en los datos obtenidos, los insectos estudiados se pueden dividir en tres grupos de acuerdo a la manera como fluctúan sus poblaciones. En el primer grupo la población fluctúa según la edad del cultivo, en el segundo según la época del

año y, en el tercero la fluctuación de la población no tiene relación ni con la edad del cultivo ni con la época del año.

En la Figura 1 se relaciona la edad del cultivo con el número promedio de adultos de tres plagas. En esta figura se observa que la población de **H. griseola** aumenta hasta los 30 primeros días de edad del cultivo, época que corresponde a la iniciación del macollamiento, y luego empieza a declinar.

La mayor población de la novia del arroz, **R. albinella**, se presentó cuando el cultivo tenía entre 60 y 90 días (Figura 1), o sea durante el desarrollo de la panícula, y disminuye hacia los 120 días y luego se mantiene constante.

Hasta el tercer mes de edad, la población de la chinche, **O. poecilus** es muy baja, y luego comienza a aumentar hasta alcanzar su máximo a los 120 días, cuando el grano está en estado lechoso, y luego declina ligeramente hasta la cosecha, cuando todavía se encuentran adultos en el campo (Figura 1).

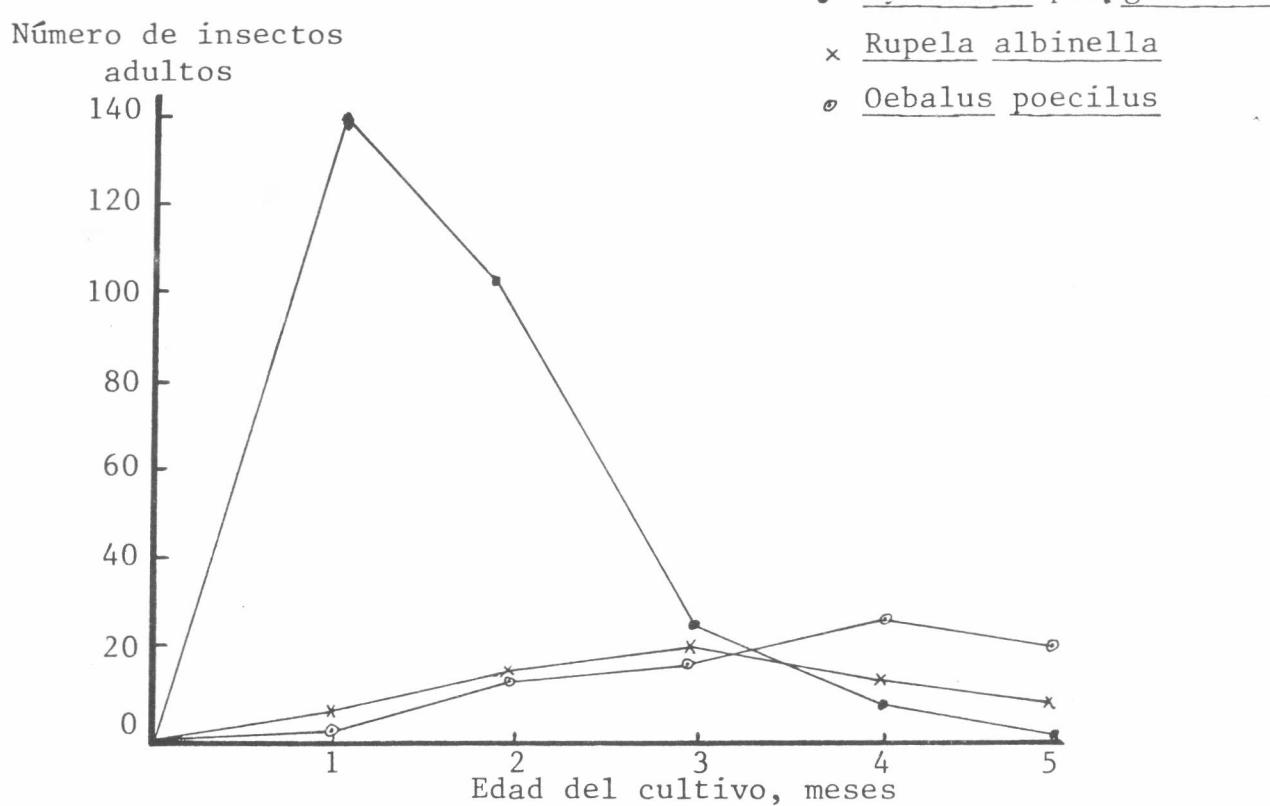


Figura 1. Fluctuación de la población de adultos de **Hydrellia pos. griseola**, **Oebalus poecilus**, **Rupela albinella**, según edad del cultivo (promedio de 28 siembras).

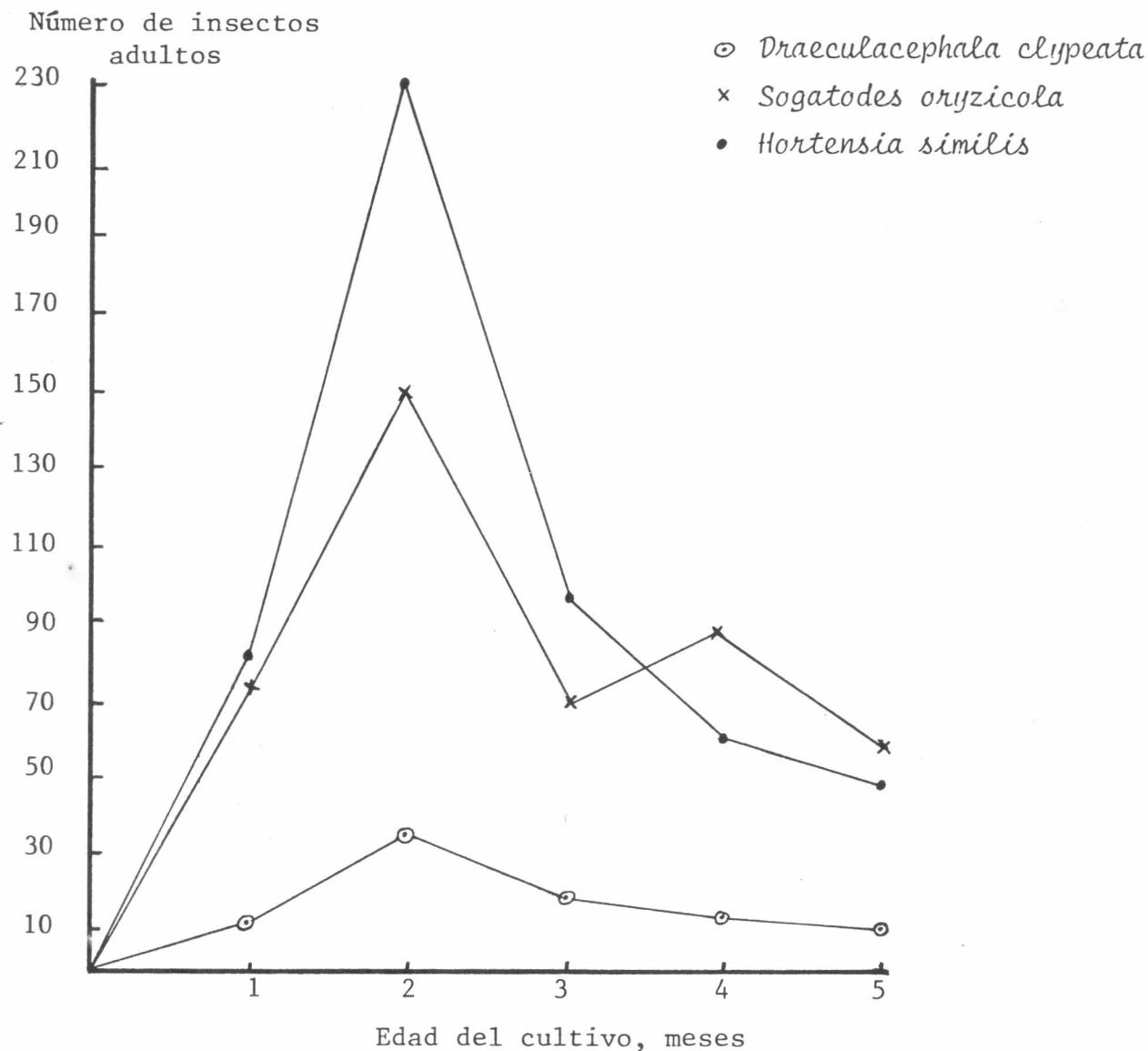


Figura 2. Fluctuación de la población *S. oryzicola*, *Hortensia similis* y *Draeculacephala clypeata* según la edad del cultivo (promedio 28 siembras).

Para *H. similis*, *S. oryzicola* y *D. clypeata*, la máxima población se presenta a los 60 días de edad del cultivo y luego declina hasta la época de cosecha (Figura 2). De acuerdo con el númer

ero de adultos colectados, la especie más abundante fue *H. similis* seguida por *S. oryzicola* y el menor número correspondió a *D. clypeata*.

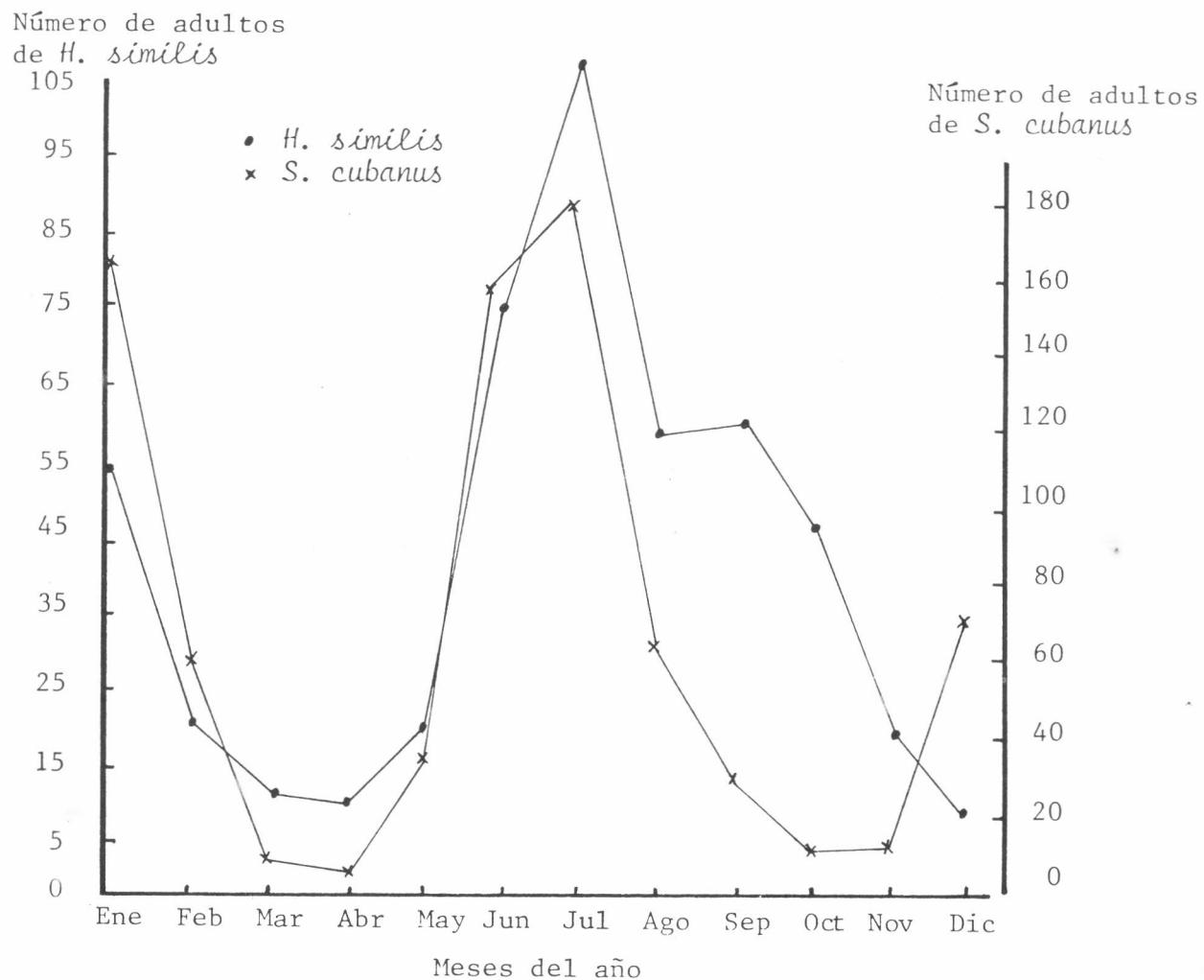


Figura 3. Fluctuación de la población de *Hortensia similis* y *Sogatodes cubanus* según la época del año (promedio de 2 años).

Ni las poblaciones de *S. orizicolus* ni las de *D. clypeata* muestran relación alguna con la época del año, pero las de *H. similis* aparecen más altas en los meses de enero y julio al igual que las de *S. cubanus* (Figura 3). Las poblaciones de esta última especie están determinadas por la época del año y no por la edad del cultivo, pues no se presentó en forma consistente en ninguna de las parcelas.

La población de *Epitrix* sp. no mostró ninguna consistencia en su comportamiento al relacionarla con los meses del año, ni con la edad del cultivo. El grupo de insectos cuya población fluctúa con la edad del cultivo se encuentra bastante definido con excepción del *H. similis*, cuyas poblaciones también fluctúan según la época del año, como se puede ver en la Figura 3.

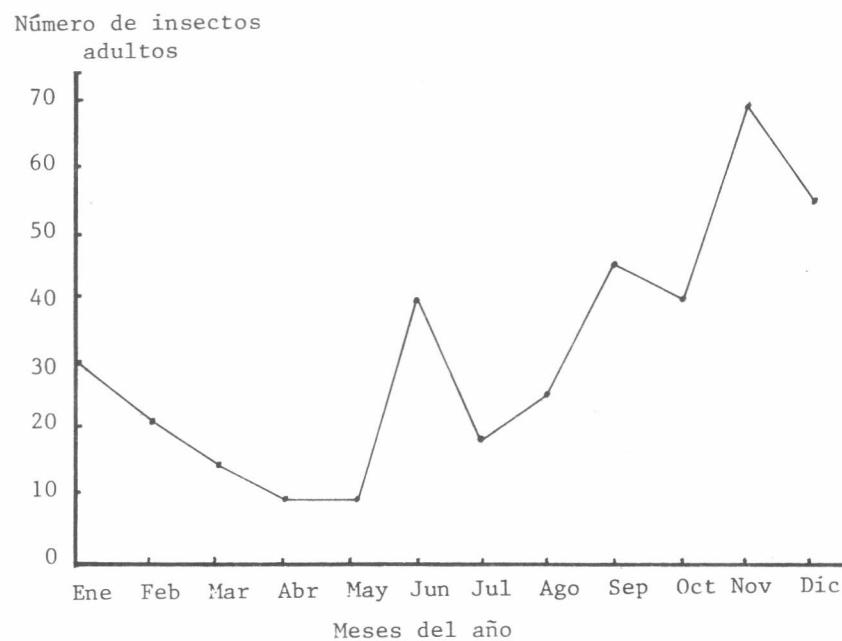


Figura 4. Fluctuación de la población de *Hydrellia griseola* según la época del año (promedio 28 meses).

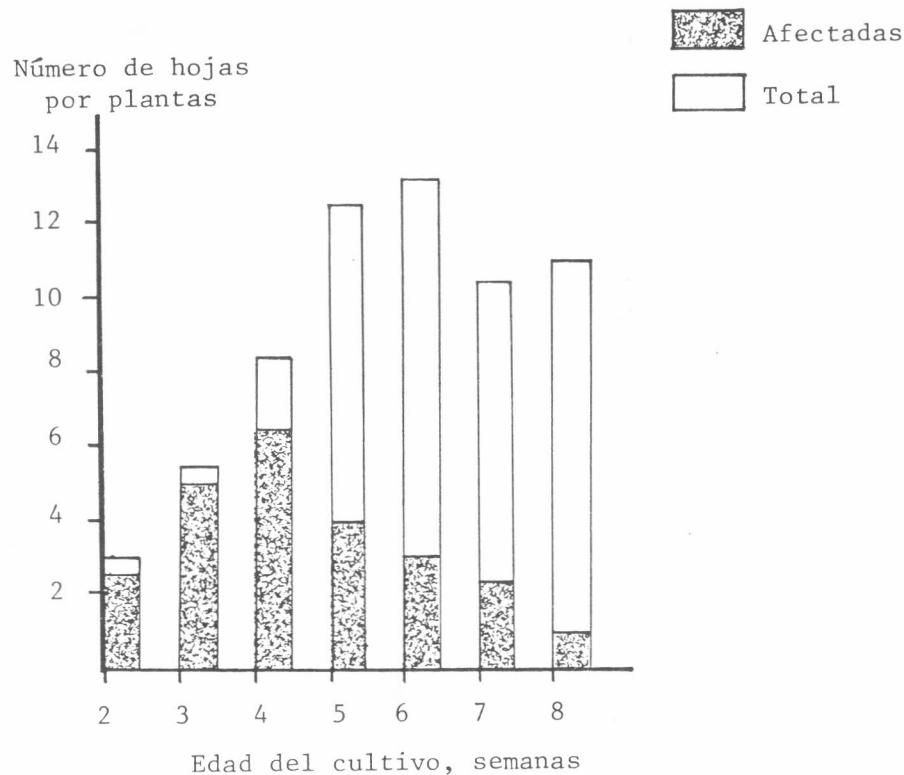


Figura 5. Relación entre el número de hojas del arroz y las dañadas por *Hydrellia pos. griseola*.

En la Figura 4 se observa la fluctuación irregular de la población de *H. pos. griseola* en relación a los meses del año.

#### B. DAÑO POR MINADOR

En cuanto al daño causado por el minador *Hydrellia* se encontró que el mayor número de hojas afectadas ocurre hasta la cuarta semana de edad del cultivo, y de allí en adelante el daño disminuye a medida que aumenta la edad del cultivo (Figura 5)

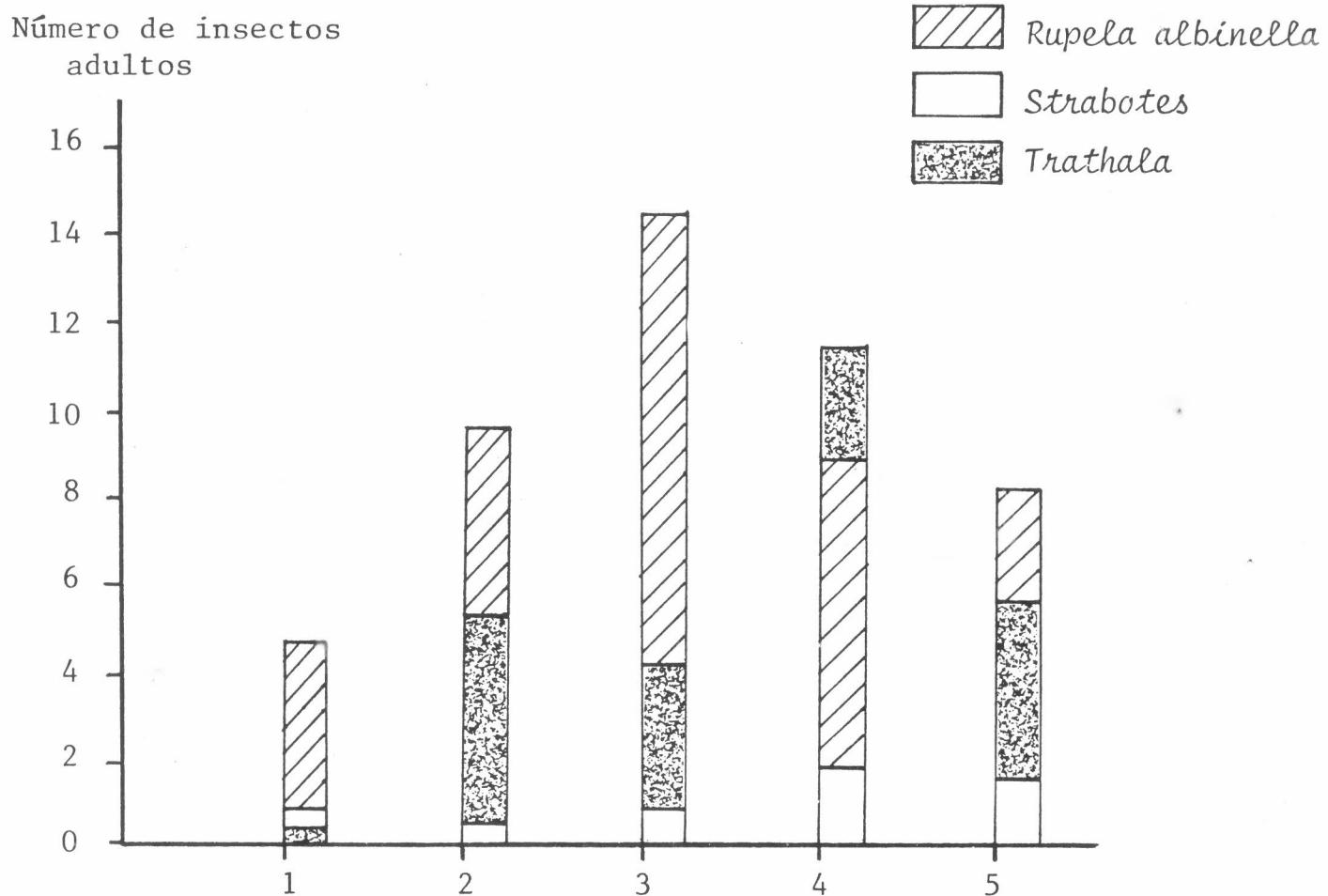


Figura 6. Comparación entre la fluctuación de la población de *Rupela albinella* y los parásitos *Trathala* sp. y *Strabotes abdominalis obscurus*.

#### C. PARASITISMO EN *Rupela*

Al comparar las poblaciones de *R. albinella* y sus parásitos *Trathala* sp. y *S. abdominalis* (Figura 6), se encontró que a medida que se aumenta la población de la plaga, se incrementa la

de *Trathala* sp. hasta que a los 120 días la población del parásito es muy superior a la de la plaga. En cuanto al *S. abdominalis* se observó que la población es muy baja durante todo el período vegetativo del arroz, ésto indica la poca influencia que este parásito ejerce sobre la dinámica del barrenador.

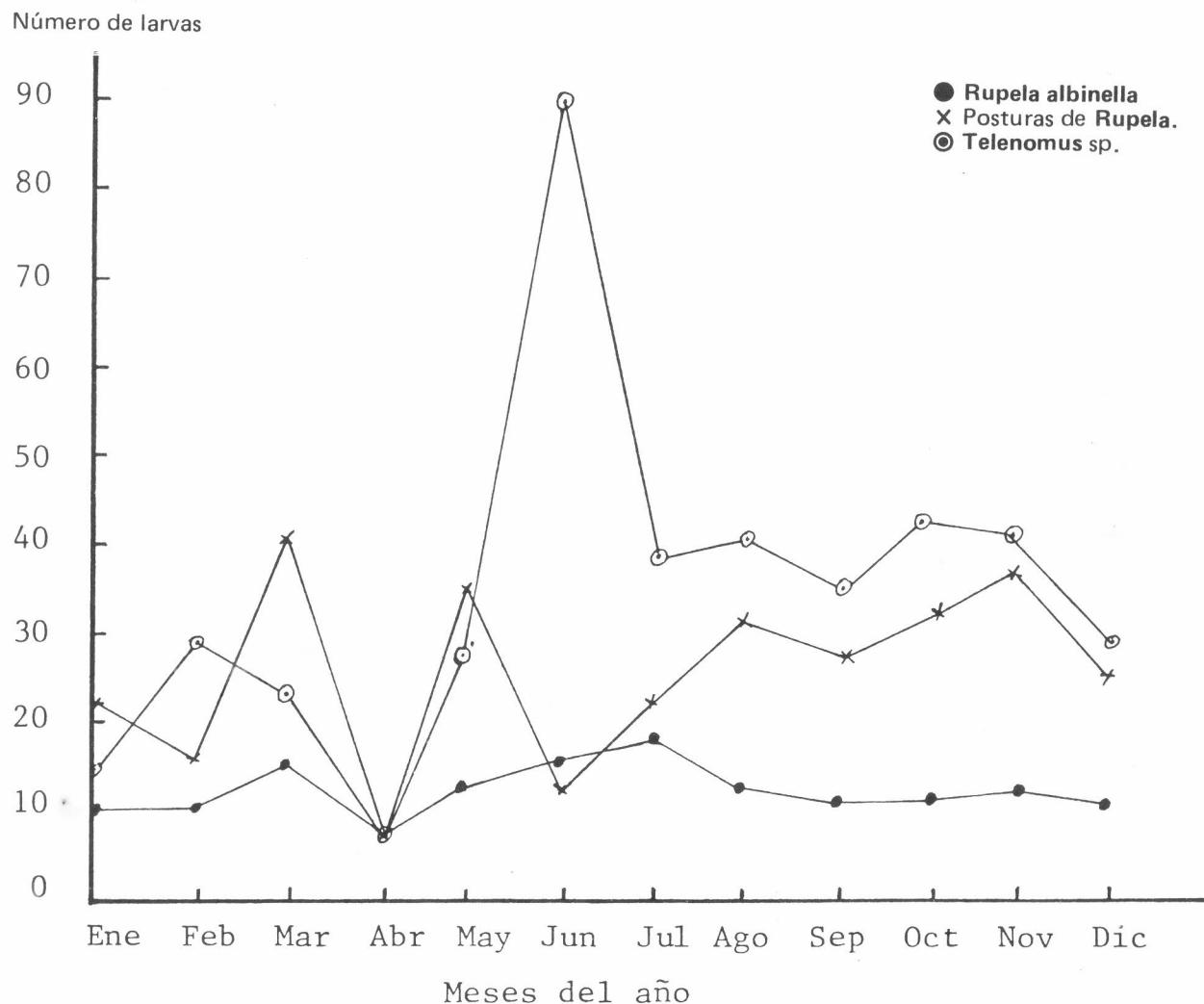


Figura 7. Parasitismo en huevos de *Rupela albinella* por *Telenomus rowani*.

El nivel de parasitismo ejercido por *T. rowani* en las posturas *R. albinella*, resultó ser muy alto. Además, al relacionar el parasitismo con la época del año, se encontró que éste es mayor en el mes de mayor (Figura 7).

#### CONCLUSIONES

- En el cultivo de arroz se presentan insectos cuyas poblaciones fluctúan con la edad del cultivo, tal como *Sogatodes orizicolus*, *Rupela albinella*, *Hydrellia pos. griseola* y *Oebalus poecilus*, sobre las cuales parece que las condiciones ambientales no tienen influencia.
- Aunque no hay datos suficientes, parece que las poblaciones de *Sogatodes cubanus* y *Hortlesia similis* fluctúan de acuerdo con la época del año.

- La población del barrenador *Rupela albinella* está influenciada por la fluctuación de las poblaciones parásito de huevo *Telenomus rowani* y el parásito de larvas *Tratala sp.*

#### BIBLIOGRAFIA

- CARDENAS, S.; PADRON, J. Plagas del algodonero en el Valle del Fuerte, Sinaloa. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas. México. Circular No. 71. 1977.
- GONZALEZ, R.; MURILLO, J. Manual de producción para arroz de secano en Costa Rica. CAFESA. 93-105 p. 1981.
- JIMENEZ, J. A. Insectos plagas del cultivo de arroz en los Llanos Orientales. En: El cultivo del arroz. ICA, Villavicencio, 1979. p. 99-103. (Compendio No. 29).

## VARIACION ESTACIONAL EN LA ABUNDANCIA DE LA PLAGA DEL MAIZ *Peregrinus maidis* ASHMEAD) (HOMOPTERA: DELPHACIDAE) EN PANAMA

Henk Wolda (1)

JAMES MONTOYA L.

### RESUMEN

En regiones de Panamá con una estación seca bien definida, la especie *Peregrinus maidis* (Ashmead) (Homoptera: Delphacidae) tiene su período de vuelo máximo de Agosto a Diciembre, aún en las áreas donde el maíz está ausente. En la ausencia de una estación seca la especie vuela durante todo el año. La especie casi no se encontró en alturas arriba de los 1000 m.s.n.m.

### SUMMARY

In areas with a well defined dry season in Panama, the species *Peregrinus maidis* (Ashmead) (Homoptera: Delphacidae) has its maximum flight period from August to December, even in areas where corn is absent. In the absence of a dry season the species flies throughout the year. The species was almost absent in areas with an altitude over 1000 m.a.s.l.

### INTRODUCCION

El delfácido *Peregrinus maidis* (Ashmead) es una plaga en los cultivos de maíz en los países tropicales y subtropicales de Asia, África, Oceanía y América. La especie actúa como vector de enfermedades económicamente importantes como el Maize Mosaic Virus (MMV) y el Maize Stripe Virus (MStPV), y puede causar graves daños a la producción del maíz (Nault et al., 1981; Varón de Agudelo y Martínez, 1980). *P. maidis* también ocurre en otros cultivos como sorgo (Gingery et al., 1981) y en gramíneas naturales (Greber, 1981; Namba y Higa, 1970/71). Una de estas gramíneas, *Rottboellia exaltata* (L.), también es susceptible al MStPV (Gingery et al., 1981). Esta gramínea del viejo mundo ha sido introducida a varias partes de América.

El entomólogo involucrado en la lucha contra esta plaga, por lo general, conoce muy bien los períodos de infección máxima en los cultivos, pero existen muy pocos estudios sobre la fenología de *P. maidis*. Aunque las ninfas son más efectivas como transmisores del virus que los adultos (Tsai y Zitter, 1982), una infección sólo puede iniciarse con la llegada de adultos macrópteros. Estos adultos pueden transmitir el virus transováricamente a las ninfas (Gingery et al., 1981). En la India *P. maidis* ocurre en los campos de sorgo en la estación lluviosa y en la estación fría (Prabhakar et al., 1981), de Julio hasta Diciembre (Agarwal et al., 1981). En Panamá, donde la época de crecimiento del maíz es la estación lluviosa, de Mayo a Diciembre, se esperaría la actividad máxima de *P. maidis* en esta época.

### METODOS

En un estudio sobre las fluctuaciones en la abundancia de varios insectos en la República de Panamá con una serie de trampas de luz, se capturaron varios ejemplares de *P. maidis*.

Se usaron trampas tipo Pennsylvania, modificadas para el trópico. La parte atractiva de la trampa es una luz fluorescente negra (Sylvania - F15T8 BL). Para más detalles véase Wolda (1980). Las trampas funcionaron por un período de más de un año en 5 localidades (Fig. 1). "Barro Colorado" es una isla en el Lago Gatún, cubierta de selva tropical relativamente poco perturbada por acciones humanas; "Las Cumbres" es un área residencial a 16 kilómetros al norte de la ciudad de Panamá con casas, jardines y muy cerca de un bosque de vegetación secundaria (Wolda, 1980 b); "Miramar" es un pueblo pequeño en la Costa del Atlántico en la provincia de Bocas del Toro, con pastos y cultivos de cacao bajo la sombra de árboles grandes; "Boquete" está a 1350 m.s.n.m., en las montañas de la provincia de Chiriquí con extensos cultivos de café cercanos al área boscosa de la trampa; "Fortuna" se encuentra a 20 kilómetros al este de Boquete, y a 1050 m.s.n.m.

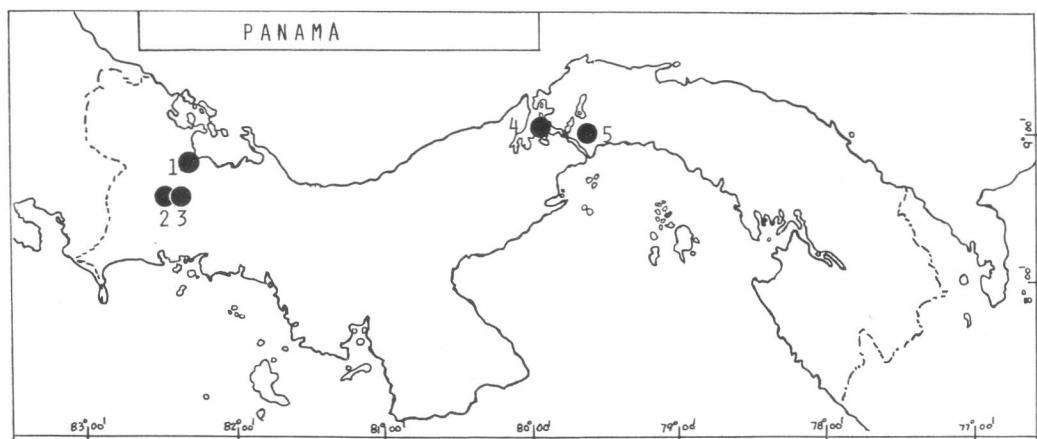


Figura 1. Mapa de la República de Panamá con los cinco lugares mencionados en el texto. 1 = Miramar, 2 = Boquete, 3 = Fortuna, 4 = Isla de Barro Colorado, 5 = Las Cumbres.

De estos sitios "Barro Colorado", "Las Cumbres" y "Boquete" tienen una estación seca de aproximadamente 4 meses, de Diciembre a Abril. "Fortuna" no tiene estación seca y la lluvia es igual durante todos los meses del año. En "Miramar" tampoco existe una estación seca, pero tanto en Marzo como en Septiembre la cantidad de lluvia es menor que en los otros meses del año (Wolda y Galindo, 1981).

Las trampas funcionaron todas las noches, pero para este trabajo los datos fueron transformados al número de individuos por semana.

## RESULTADOS

Las trampas en "Las Cumbres" funcionaron durante tres años, de 1974 a 1976. El número de individuos capturados por semana está indicado en la Figura 2. Durante la estación seca, indicado por una línea horizontal, muy pocos individuos de *P. maidis* están volando y en los primeros tres meses de la estación lluviosa la especie tampoco parece abundante. Números elevados de la especie empiezan a aparecer en Agosto con un máximo en el mes de Septiembre. La especie casi desaparece a finales del año.

En "Barro Colorado", con 9 años de datos, los resultados son muy parecidos a los de "Las Cumbres" (Fig. 3). El período de vuelos importantes de *P. maidis* es de agosto a diciembre con su máximo en septiembre. Se puede anotar que la estación seca influye en el período de vuelo de *P. maidis*. Por ejemplo, en 1977, cuando el inicio de la estación lluviosa tardó hasta el día

21 de mayo, los vuelos de *P. maidis* también empezaron muy tarde, a mediados de septiembre. En el año 1981 se capturaron muy pocos individuos, pero los datos sugieren que la estación seca extremadamente corta causó una aparición temprana de *P. maidis*. No existe una relación entre la duración o el momento de terminación de la estación seca y la abundancia de *P. maidis*. En "Barro Colorado" existen dos trampas, una a unos dos metros de altura y la otra en el dosel del bosque. El 75% de los individuos se capturaron en el dosel, donde ocurre la dispersión del insecto de un lugar a otro. Se determinó el sexo en 413 individuos y el 47,7% eran machos, mostrando que entre los individuos en vuelo la relación macho-hembra es de 1:1.

En "Miramar" (Fig. 4) *P. maidis* no es muy abundante, pero los datos disponibles sugieren que la especie vuela durante todo el año, confirmando así la conclusión obtenida de los datos de "Barro Colorado", en el sentido de que la estación seca es de suma importancia para las fluctuaciones estacionales. En "Barro Colorado" (Fig. 3), el vuelo grande de *P. maidis* se inicia aproximadamente a los tres o cuatro meses después del principio de la estación lluviosa. En "Miramar", con la ausencia de una estación seca, *P. maidis* no tiene una variación estacional muy definida.

En las trampas en las montañas de "Fortuna" no se capturó ningún ejemplar de *P. maidis* en casi tres años de trabajo. En "Boquete", también en la montaña, se capturaron sólo 6 especímenes en 3 años. Estos individuos se encontraron en la trampa en agosto y septiembre.

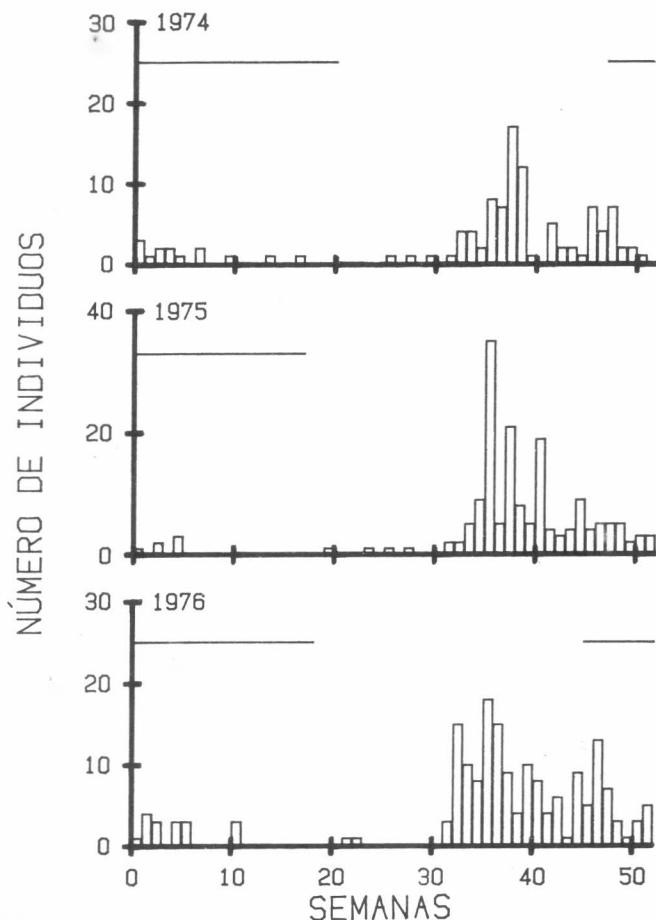


Figura 2. Número de individuos por semana de *Peregrinus maidis* durante tres años en Las Cumbres.

La barra horizontal indica la duración de la estación seca.

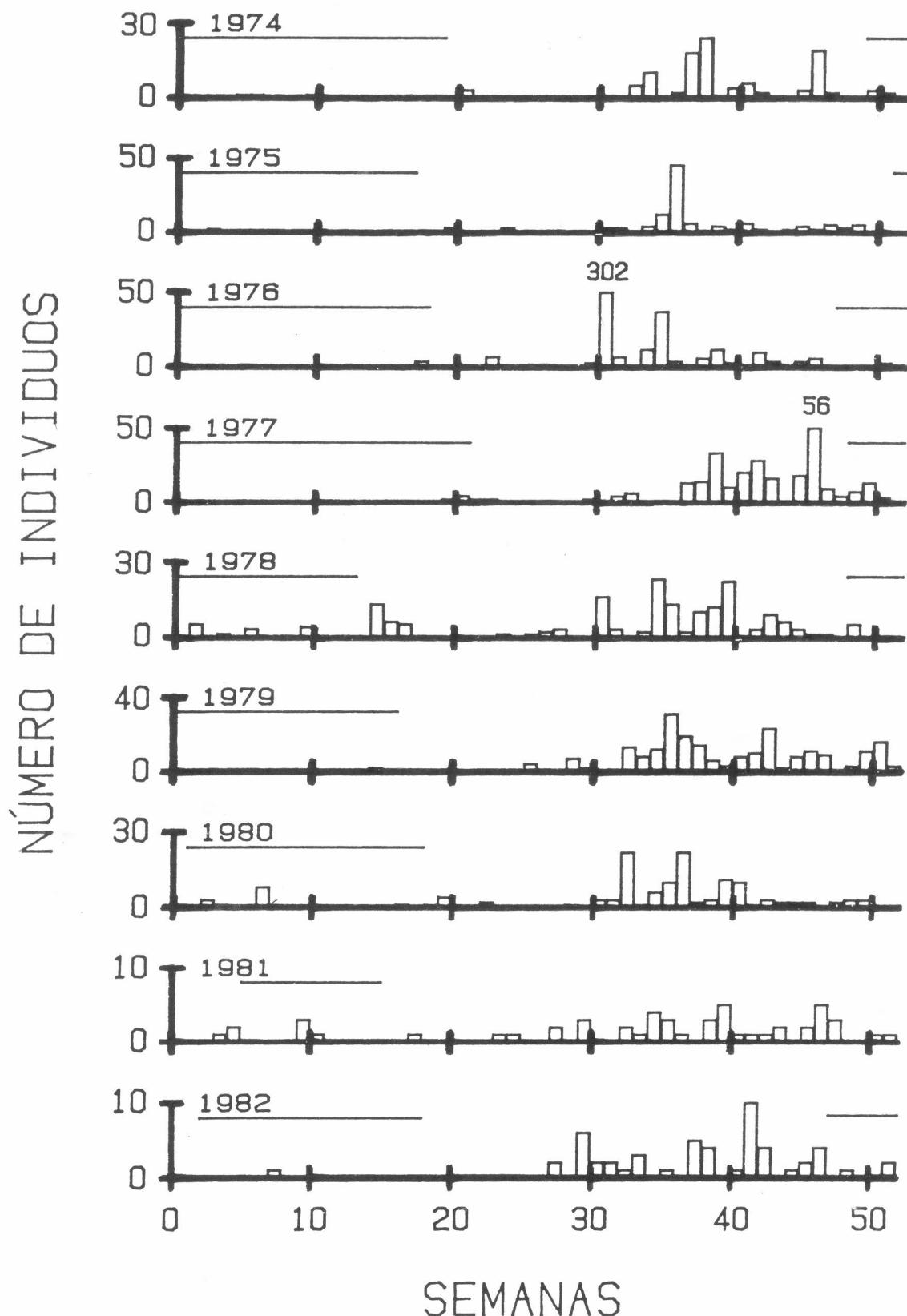


Figura 3. Número de individuos por semana de *Peregrinus maidis* durante nueve años en la Isla de Barro Colorado. La barra horizontal indica la duración de la estación seca.

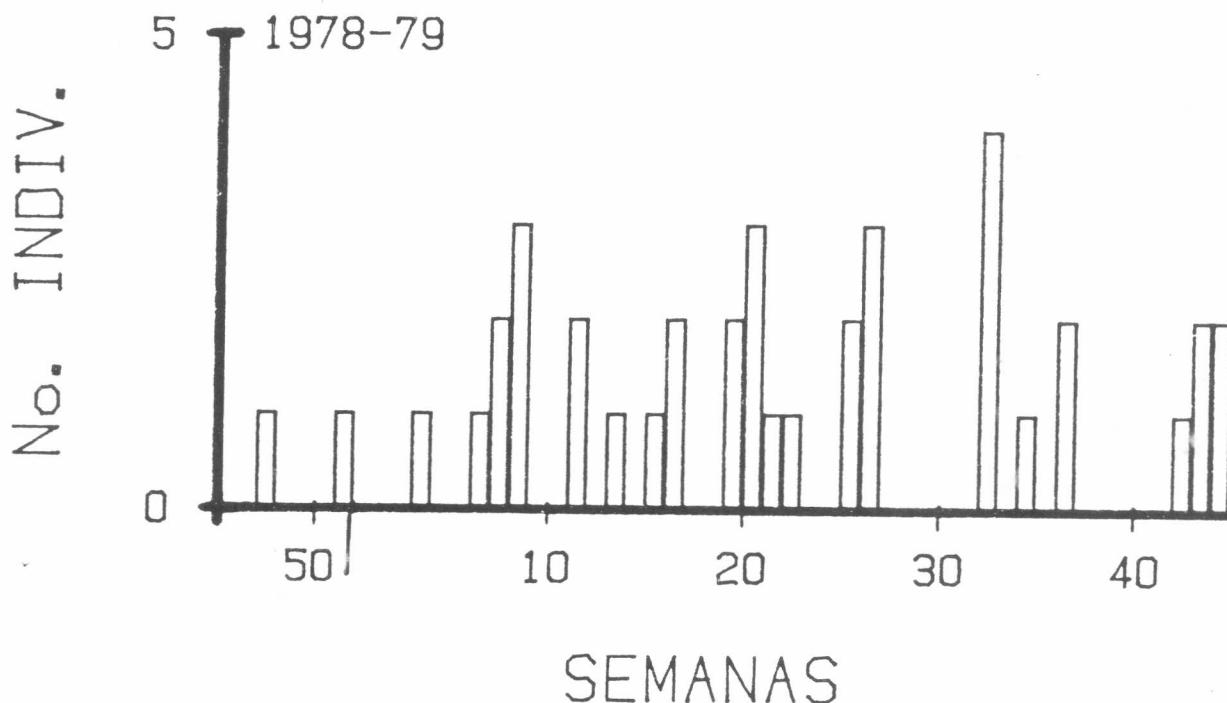


Figura 4. Número de individuos por semana de *Peregrinus maidis* durante un año en Miramar. No había estación seca.

### CONCLUSIONES

Los datos presentados no brindan ninguna información sobre la abundancia de ninfas o de los adultos braquípteros en el campo. Sin embargo, la información disponible es de suma importancia para el agricultor quien debe saber cual es el período de máxima posibilidad de infección de sus cultivos de maíz o de sorgo por *P. maidis*. Este período es de agosto a diciembre en las regionales de Panamá donde existe una estación seca bien marcada, en toda la Costa Pacífica y parte de la Costa Atlántica. La presencia del insecto se puede esperar durante todo el año en la provincia de "Bocas del Toro" en el noroeste del país.

Un hecho interesante es que el estudio presentado no se ha hecho en relación con campos de maíz o de otros cultivos. Los datos de Prebhakar et al. (1981) y de Agarwal et al. (1981) sobre variaciones estacionales se tomaron en un campo de sorgo. Fuera de la estación del sorgo se ignoró el paradero y la abundancia del *P. maidis*. Nault et al. (1980) sugieren que *P. maidis* en la época de ausencia del maíz puede mantenerse en la hierba *R. exaltata*, la única gramínea conocida sobre la que no so-

lamente puede alimentar al insecto, sino que también puede actuar como planta hospedante del Maize Stripe Virus (MStPV) (Gingery et al., 1981).

"Barro Colorado" es una selva tropical con una pequeña área abierta edificada. La planta *R. exaltata* se encuentra en este sitio, el único lugar de introducción de esta planta en Panamá (Croat, 1978). Pero el área es pequeña y las trampas de luz están a unos 300 metros de distancia dentro del bosque. El campo de maíz más cercano se encuentra a varios kilómetros. Sin embargo, *P. maidis* es bastante abundante, sugiriendo que la población se mantiene en gramíneas silvestres. En el área residencial de "Las Cumbres" tampoco hay siembras de maíz en la región inmediata a la trampa. En "Miramar" habían algunas plantas de maíz a unos 100 metros de la trampa, pero los campos más extensos se encuentran a unos 400 metros de distancia. En "Boquete" se encontraron algunas plantas de maíz cerca de la trampa, pero en "Fortuna" el maíz más cercano estaba a varios cientos de metros de distancia, y esto un campo muy pequeño.

El período de vuelo de **P. maidis** en las regiones con una estación seca bien definida, es de agosto a diciembre, la época de crecimiento del maíz. Sin embargo, parece que el período de vuelo sea independiente del maíz y ocurre en estos mismos meses si la población se mantiene en gramíneas silvestres.

## AGRADECIMIENTOS

El proyecto de Barro Colorado es parcialmente apoyado por el "Environmental Sciences Program" del Smithsonian Institution. El Proyecto en Miramar se financió con la ayuda de un "Research Award" del Smithsonian Institution. El I.R.H.E. cooperó con el proyecto en Fortuna y el Ing. Cecilio Eribé del RENARE en la provincia de Chiriquí con los proyectos en Boquete y Fortuna. Les agradezco por su cooperación a los señores Miguel Eribé, Saturnino Martínez, Nessim Yishui, Eleuterio Delgado, Bonifacio de León y otros. La señora Georgina de Alba me ayudó con el español.

## BIBLIOGRAFIA

AGARWAL, R. K.; VERMA, R. S.; BHARAJ, G. S. Screening of sorghum lines for resistance against shoot bug **Peregrinus maidis** (Ashmead) (Homoptera-Delphacidae). JNKVV Research Journal (India) v. 12, p. 116. 1981.

CROAT, T. B. Flora of Barro Colorado Island. Stanford University, 1978. 943 p.

GINGERY, R. E.; NAULT, L. R.; BRADFUTE, D. E. Maize stripe virus characteristics of a member of a new virus class. Virology (Estados Unidos) v. 112 no. 1 p. 99 - 108. 1981.

GREBER, R. S. Maize stripe disease in Australia. Australian Journal of Agricultural Research v. 32. p. 27 - 36. 1981.

NAULT, L. R.; GINGERY, R. E.; GORDON, D. T. Leafhopper transmission and host range of maize rayado fino virus. Phytopathology (Estados Unidos) v. 70 p. 709 - 712. 1980.

NAULT, L. R.; GORDON, D. T.; LOAYZA, J. C. Maize virus and mycoplasma diseases in Peru. Tropical Pest Management (Inglaterra). v. 27, p. 363 - 369. 1981.

NAMBA, R.; HIGA, S. Y. Host plant studies of the corn planthopper **Peregrinus maidis** in Hawaii. Proceedings of Hawaii Entomological Society v. 21, p. 105-108. 1970/1971.

PRABHAKAR, B.; RAO, P. K.; B. H. K. M. Note on hemipterous species complex on sorghum at Hyderabad. Indian Journal of Agricultural Science. v. 51, p. 818 - 819. 1981.

TSAI, J. H.; ZITTER, T. A. Characteristics of maize stripe virus transmission by the corn delphacid **Peregrinus maidis**. Journal of Economic Entomology (Estados Unidos). v. 75, p. 397 - 400. 1982.

VARON DE AGUDELO, F. H.; MARTINEZ, G. Observaciones preliminares sobre la transmisión de virus con **Peregrinus maidis**. Revista Colombiana de Entomología, v. 6 no. 3-4, p. 69-76. 1980.

WOLDA, H. Fluctuaciones estacionales de insectos en el trópico: Sphingidae. En: Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología 60., Cali, Julio 25 - 27. 1979. Memorias, Palmira, SOCOLLEN, 1980. p. 11-58.

WOLDA, H. Seasonality of tropical insects. I. Leafhoppers (Homoptera) in Las Cumbres, Panamá. Journal of Animal Ecology (Inglaterra) v. 49, p. 277 - 290. 1980 b.

\_\_\_\_\_; GALINDO P. Population fluctuations of mosquitos in the non-seasonal tropics. Ecological Entomology (Inglaterra) v. 6, p. 99 - 106. 1981.

