

MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS

Junio, 1988

REVISTA DEL PROYECTO MIP/CATIE

No. 8



**Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza
Turrialba, Costa Rica**

GRUPO DE COORDINACION Y ELABORACION

El Proyecto MIP/CATIE produce varias publicaciones periódicas y servicios de **alerta informativa** tales como "Manejo Integrado de Plagas", "Boletín Informativo" y "Páginas de Contenido". Consultas relacionadas con el proyecto y sus servicios, así como sus aportes, sugerencias y material a ser difundido a través de los servicios de información del MIP pueden hacerse llegar a las siguientes direcciones:

Asesoría y Coordinación:

MIP/CATIE
7170 Turrialba, Costa Rica
Teléfono: 56-16-32

Dr. Peter Rosset, Coordinador
Proyecto MIP/CATIE
Apartado 843-2050, San Pedro
Montes de Oca
San José, Costa Rica
Teléfono: 53-18-98

Joseph L. Saunders, Ph.D.
Coordinador Proyecto MIP

Ing. Joaquín Larios, Coordinador
Proyecto MIP/CAFIE
Apartado (01)78
Oficina del IICA
San Salvador, El Salvador
Teléfono: 23-82-24

J. Rutilio Quezada Ph.D.
Entomólogo

Dr. Mario Pareja, Coordinador
Proyecto MIP/CAFIE
Apartado 76-A
Guatemala, Guatemala
Teléfono: 321-790 ó 372-358

Ramiro de la Cruz Ph.D.
Especialista en Malezas

Dr. David Monterroso, Coordinador
Proyecto MIP/CATIE
Oficina del IICA
Apartado 1410
Tegucigalpa, Honduras
Teléfono: 31-52-27

Elaboración y difusión:

Orlando Arboleda M.Sc.
Especialista en Información

Ing. Gabriel von Lindeman, Coordinador
Proyecto MIP/CAFIE
Apartado 6-3786
Panamá, República de Panamá
Teléfono: 23-62-36

MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS

Junio, 1988

REVISTA DEL PROYECTO MIP/CATIE

No. 8

CONTENIDO

Pág.

ESTUDIOS, AVANCES, INFORMES

- Fluctuación de la población de la mosca del Mediterráneo
Ceratitis capitata (Diptera: Tephritidae) en dos huertos
frutales en Costa Rica..... 1-11
Hernán Camacho, Univ. de Costa Rica, Sede Regional
del Atlántico, Turrialba, Costa Rica

- Análisis del problema de los nemátodos en viveros de café
(Coffea arabica L.)..... 12-21
Adrián Figueroa, MAG, San José, Costa Rica

- El uso de nematicidas en Panamá..... 22-29
Jaime Espinosa, IDIAP, Panamá

MATERIAL DIDACTICO

- Dinámica de las semillas de malezas en el suelo..... 30-49
Mario R. Pareja, MIP/CATIE, Guatemala

GUIAS TECNICAS Y PROCEDIMIENTOS

- El transporte, procesamiento y envío de especímenes de insectos para su diagnóstico en fitoprotección..... 50-60
Daniel Coto A., MIP/CATIE, Turrialba, Costa Rica

- Descripción taxonómica de las plagas de importancia agrícola del orden Lepidoptera: Familia Noctuidae..... 61-91
Daniel Coto A., MIP/CATIE, Turrialba, Costa Rica



Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza
Turrialba, Costa Rica

FLUCTUACION DE LA POBLACION DE LA MOSCA DEL MEDITERRANEO Ceratitis capitata (Diptera:Tephritidae) EN DOS HUERTOS FRUTALES EN COSTA RICA

Hernán Camacho V.*

ABSTRACT

Relative population density of medfly Ceratitis capitata (Wiedemann) (Diptera:Tephritidae) and the phenology of its hosts were determined in the Fabio Baudrit Agricultural Experiment Station (Alajuela) and in Aguilar orange orchard (Santa Ana). In the first location a great variety of fruits are grown such as sweet oranges, mandarines, grape fruits, acid oranges, lemons, guava, mangoes and others and the other is an orange orchard. Both are in the Premontane moist forest life zone in the Central Plateau of Costa Rica. The study was carried out from August 1986 to July 1987.

Poliestirene Jackson traps with stiken and Trimedlure were used (20 traps/ha) to the determination of the flies per trap index (FPTD). The phenology of the hosts was estimated with the Fournier method (1974).

The results showed that in the Agricultural Experiment Station there are ripeness fruit all the year and the FPTD was higher during more time (from January to July) than in the Aguilar farm. The maximum FPTD index of 6.18 was obtained in April in Alajuela. In the Aguilar farm it was of 5.40 in March. There are flies all the year in both places, with less density population in the months of highest precipitation.

*Escuela de Biología, Sede Regional del Atlántico, y C.I.C.A., Universidad de Costa Rica.

ANTECEDENTES

En el campo de la fruticultura y especialmente en cítricos, Costa Rica tiene un futuro promisorio. Esto se debe a las grandes extensiones cultivadas que ya sobrepasan las cinco mil hectáreas (Rodríguez y Solís, 1984), a las posibilidades de aumentar su producción (Morales, 1987) y a la alta calidad de la fruta que se puede producir (Loria, 1986).

Sin embargo la presencia de la mosca del Mediterráneo (MM) Ceratitis capitata (Wiedemann) (Diptera:Tephritidae) en el país, produce pérdidas de gran cuantía y constituye un fuerte escollo para exportar fruta a mercados importantes como Estados Unidos. Esto hace imperioso poner en práctica mecanismos eficaces para combatir esta plaga y de ser posible, erradicarla.

En Costa Rica los principales hospederos de la MM son los cítricos, el melocotón, el café y el almendro tropical. Los más importantes desde el punto de vista económico son la naranja dulce y la mandarina. Las pérdidas han sido estimadas en un 28% en naranja dulce y más del 50% en madarina (Rhode, 1975). Charpentier, Hernández y Morales (1985) consideraron que las pérdidas alcanzaron en 1983 el 15% de la producción en naranja dulce en el cantón de Acosta (principal zona cítrica del país). Charpentier⁽¹⁾ informó que en la cosecha 1986-1987 las pérdidas alcanzaron el 40% de la producción en ese mismo cantón.

La determinación del grado de infestación y densidad de la plaga, son parámetros que se deben conocer para aplicar estrategias efectivas de combate (Teranishi et al. 1987), pues muchas de ellas son más eficaces en determinadas densidades de la población (Klassen 1981). Los estudios sobre las variaciones de la densidad de las plagas, son importantes indicadores del daño que se puede

(1)Charpentier, G. 1987. Pérdidas en la producción de cítricos en el Cantón de Acosta 1986-1987 por infestación de la mosca del Mediterráneo. San José, Ministerio de Agricultura. (Comunicación Personal).

producir y de las áreas y momentos adecuados para aplicar determinadas estrategias de combate.

El Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria (OIRSA) ha realizado estudios de este tipo en Costa Rica (Gutiérrez, 1976), pero esta información permanece en documentos de distribución restringida. Gutiérrez (1976) presenta en un gráfico la fluctuación de la población de MM en el Valle Central de Costa Rica (1974-1975) pero no especifica la unidad utilizada en la medición de la población, por lo cual no es posible establecer si se trata de densidad absoluta o relativa. Mitchell et al. (1977) recomiendan, en su estudio sobre las moscas de las frutas y su impacto económico en Centro América, el uso del índice de moscas por trampa por día (MTD) para obtener datos que sean comparables con los de otros países.

Fishel (1983) estudió la fluctuación de la densidad de la población de la MM en fincas de café en Santo Domingo de Heredia, pero de nuevo no expresa sus datos en MTD. Más recientemente, Camacho (1988) publicó un estudio comparativo de siete localidades de la región central del país, utilizando una metodología semejante a la usada en la presente investigación. Obtuvo los mayores índices MID en abril de 1986 en San Juan Norte de Turrialba (MTD = 28.48) en una finca de café y cítricos; en marzo y abril de ese mismo año se obtuvieron índices de 18.9 y 17.24 en la Finca Aguilar en Santa Ana; 19.5 en abril de 1986 en la Finca Sanabria, en Santa Ana; en mayo de 1986 se obtuvo un índice de 16.86 en un cultivo de melocotón en Zarcero.

El presente estudio realizado entre agosto, 1986 y julio, 1987 se proponía comparar la fluctuación de la población de C. capitata en dos huertos frutales ubicados en una misma zona de vida pero con diferente disponibilidad de hospederos. La diferencia básica es que la Estación Experimental Fabio Baudrit (EEFB) de la Universidad de Costa Rica, posee gran variedad de árboles hospederos de este insecto, los cuales están sometidos a diversos cuidados (irrigación artificial, control de plagas y fertilización) lo cual permite una

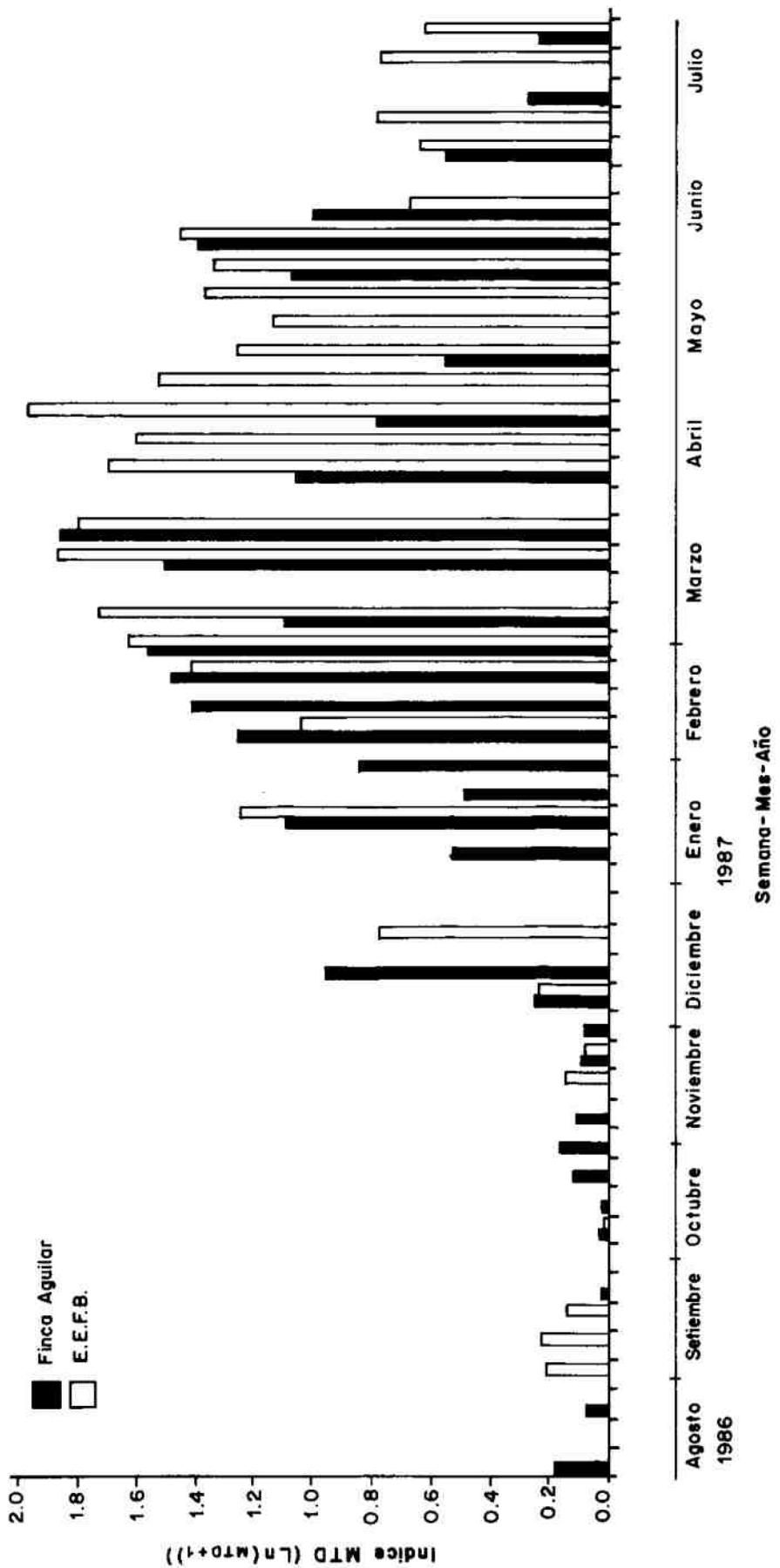


Figura 1. Índice de moscas por trampa por día (Expresado como el logaritmo natural del índice MTD+1) en la finca Aguirar y en la Estación Experimental Fabio Baudrit, Costa Rica, 1986-87.

mayor disponibilidad de frutas durante todo el año. Mientras tanto, la finca de la familia Aguilar (FA), ubicada en Santa Ana, produce principalmente naranja dulce y no recibe los cuidados agronómicos citados para la EEFB.

MATERIALES Y METODOS

La Estación Experimental Fabio Baudrit está ubicada en el distrito San José del Cantón de Alajuela a 800 m.s.n.m. Posee muchas especies de frutales dentro de los cuales están diversas variedades de naranja dulce (Citrus sinensis), mandarina (C. reticulata), "grape fruit" (C. paradisi), naranja agria (C. aurantium), limón ácido (C. limon), mango (Mangifera indica), jocote (Spondias purpurea), cas (Psidium friedrithalianum), guayaba (P. guajava) y manzana de agua (Zisigium malaccensis sin. Eugenia malaccensis), todos éstos son hospederos de la ma (Ramos, 1978).

La Finca Aguilar está situada en el distrito de Piedades del Cantón de Santa Ana a 913 m.s.n.m. y pertenece también a la zona de vida llamada bosque húmedo de premontano, en el sistema de zonas de vida de Holdridge (1947).

Esta Finca está cultivada principalmente con naranja dulce, y en menor cantidad con mandarina, limón dulce (C. aurantifolia), mango y jocote.

El estudio se hizo mediante un trampeo intensivo (33 semanas en la FA y 29 en la EEFB) utilizando trampas Delta (Jackson) de poliestireno blanco, con Trimedlure como atrayente. Las trampas se colocaron en plantas hospederas a 3.00 m del nivel del suelo, del lado en que recibían la luz solar en horas de la mañana y a una densidad de 20 trampas por ha. Cada trampa se mantuvo en el mismo sitio durante todo el tiempo que duró el estudio. Con las moscas adheridas a la lámina con pegamento, se calculó el índice MFD, el promedio, la desviación estándar y el ámbito del número de moscas capturadas en cada ocasión.

Los datos sobre fenología de las hospederas se obtuvieron mediante el método descrito por Fournier (1974).

La información sobre el clima se tomó de las estaciones del Servicio Meteorológico Nacional, ubicadas en ambas localidades.

RESULTADOS Y DISCUSION

Los resultados obtenidos muestran que los meses de menor densidad relativa de la población en ambas localidades son los de mayor precipitación (agosto, setiembre, octubre y noviembre), en los cuales el índice MTD fue menor a uno (Fig. 1). También se aprecia que ese nivel sobrepasa en los dos huertos en el mes de diciembre. Pero en la Estación Fabio Baudrit se mantienen niveles mayores a ese valor por más tiempo (de diciembre hasta julio). Se destaca este hecho ya que Rangel (1982) considera que un índice MTD superior a uno, marca el nivel económico crítico al cual debe iniciarse la aplicación de medidas de control de la plaga.

A la vez se puede observar que los índices MTD de la EEFB generalmente son mayores que en FA. Puede apreciarse que durante las capturas realizadas en la época de mayor densidad relativa de la plaga (febrero, marzo y abril: meses de mayor sequía) excepto en tres semanas, siempre el citado índice fue mayor en la primera localidad que en la segunda. Sin embargo, estos índices nunca fueron tan altos, como los obtenidos en un estudio previo realizado por Camacho (1988) en Turrialba, Santa Ana y Zarcero.

Con respecto a la presencia de fruta madura (Cuadro 1) puede notarse que en la EEFB hay mandarinas y naranjas dulces maduras (las hospederas preferidas por la MM para ovipositar) durante prácticamente todo el año. Pero también es evidente que durante el período en el cual hay mayor escasez de naranja dulce o mandarina madura hay otras frutas maduras susceptibles de ser parasitadas tales como la naranja agria, "grape fruit" y mango. Por lo tanto, hay hospederos en adecuado estado fenológico durante todo el año

CUADRO 1. Porcentaje de maduración de las principales frutas hospederas de la mosca del Mediterráneo en la Finca Aguilal (FA) en Santa Ana y en la Estación Experimental Fabio Baudrit (EEFB) en Alajuela, Costa Rica.

HOSPEDERO		GRAPE FRUIT		JOCOTE		LIMON DULCE		MANDARINA		MANGO		NARANJA AGRIA		NARANJA DULCE	
AÑO	MES	FA	FB	FA	FB	FA	FB	FA	FB	FA	FB	FA	FB	FA	FB
86	Agosto	0	25	0	0	0	0	25	47,3	25	-	25	0	0	0
	Setiembre	0	25	35	25	0	-	0	6,25	25	0	-	33	0	37,5
	Octubre	0	25	25	-	37,5	0	5	-	0	0	0	-	10	10
	Noviembre	6,5	68,7	0	0	0	0	10	75	0	0	0	-	8	33
	Diciembre	35	41,6	0	0	25	-	25	16,6	0	0	0	-	50	0
87	Enero	75	100	0	0	25	-	20	87,5	0	0	0	-	75	8,0 87,5
	Febrero	80	25	0	0	45	-	14,2	91,6	0	0	0	-	75	70
	Marzo	85	8,3	0	0	-	-	20	0	0	0	0	-	10	70
	Abril	-	0	0	0	-	-	17		8,3	6,25	-	-	0	37,5
	Mayo	0	25	0	0	0	-	0	25	12,5	0	-	-	93,5	15
	Junio	0	12,5	0	0	-	-	0	35	20	16,6	-	-	12,5	25
	Julio	0	0	0	0	-	-	0	8,3	15	15	-	-	15	12,5

- : No fue determinado o no había en el huerto.

para que las moscas ovipositen y mantengan su presencia constante en esta localidad, lo cual no ocurre en la FA.

CUADRO 2. Temperatura media mensual ($^{\circ}\text{C}$) y precipitación (mm) en la Estación Experimental Fabio Baudrit y en Santa Ana, Costa Rica 1986-1987.

AÑO	MES	EEFB		SANTA ANA	
		TEMP. MEDIA ($^{\circ}\text{C}$)	PRECIPI- TACION	TEMP. MEDIA ($^{\circ}\text{C}$)	PRECIPI- TACION
1986	Agosto	22.8	159.4	23.8	130.1
	Setiembre	22.3	218.0	23.6	143.1
	Octubre	21.7	367.8	23.2	258.5
	Noviembre	22.9	95.5	23.7	31.3
	Diciembre	23.4	8.3	22.4	5.8
1987	Enero	23.3	0	25.0	0
	Febrero	24.0	0	26.0	0
	Marzo	24.6	9.6	26.4	0
	Abril	24.9	63.4	24.7	1.5
	Mayo	23.7	213.8	24.8	127.1
	Junio	23.5	292.5	24.9	215.3
	Julio	23.1	291.3	NHD	264.9

Debe tomarse en cuenta que en la FA, la fruta madura se recoge para comercializarla, lo cual no siempre ocurre en la EEFB. Y, una mayor permanencia de la fruta en el árbol, le permite a las moscas contar con el medio necesario para ovipositar y a la población de larvas tener el sustrato y sustento necesario para su supervivencia.

Otro factor que influye en la presencia casi constante de fruta madura y en proceso de maduración en la EEFB, es el riego artificial que se practica y que influye notablemente en la fenología de las hospederas.

Si se comparan los índices MTD con los porcentajes de maduración de las frutas, la temperatura y la precipitación (Cuadros 1 y 2) se aprecia una correlación mayor entre la densidad de la plaga y la maduración de las frutas.

Obsérvese, por ejemplo, las semejanzas entre los factores climáticos en los meses de setiembre y mayo entre ambas localidades. En realidad, son condiciones muy similares y, obviamente tolerables por un insecto estenotérmico como la MM. No obstante los índices MTD obtenidos en esos mismos meses, presentan diferencias en los sitios estudiados. Si se compara con el porcentaje de maduración de las frutas de las plantas hospederas de la MM, se determina que hay notables diferencias desde este punto de vista. Esta podría ser, entonces, una explicación para las variaciones de los índices MTD obtenidos en esas localidades.

También es importante destacar que pese a la aplicación de insecticidas en la EEFB, la densidad de la población de MM es mayor que en la FA. Esto permite pensar que la población de moscas capturadas hubiese sido aún mayor que la establecida en este estudio, pues de hecho la aspersión de insecticidas afectó en alguna medida el número de individuos en este sitio y su captura por medio de las trampas.

La permanencia de las trampas, a la densidad que se utilizó en esta investigación, fue también un factor que incidió directamente en la densidad de la población. Hubo ocasiones, como la cuarta semana de marzo en que una trampa en la EEFB tenía 175 moscas y en la FA otra tenía 141 moscas. Este efecto debe considerarse aún mayor si se toma en cuenta que el Trimedlure utilizado como atrayente, es específico para machos, por lo cual se están disminuyendo solo éstos de la población presente.

En conclusión, la fluctuación de la población de MM está regida, en parte, por las condiciones climáticas y por la abundancia de hospederas en adecuado estado fenológico. La mayor densidad relativa observada por más tiempo en la EEFB parece estar determi-

nada básicamente por la mayor disponibilidad de fruta madura que existe en ese sitio durante todo el año, consecuencia de las prácticas agronómicas que allí se usan y la mayor diversidad de frutas que la mosca puede usar para ovipositar, y que abundan en dicho huerto.

BIBLIOGRAFIA

1. CANACHO, H. 1988. Dinámica de la densidad relativa de la mosca del Mediterráneo en la Región Central de Costa Rica. *Agronomía Costarricense*. Vol. 12. No.2.
2. CHARPANTIER, G.; HERNANDEZ, J.; MORALES, E. 1984. Programa regional de combate integrado de moscas de las frutas. Proyecto Comunidad Económica Europea, Ministerio de Agricultura y Ganadería y Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria. Mimeografiado. 12 p.
3. FISHEL, M. 1982. Fluctuaciones en la densidad de población y parasitoidismo en la mosca del Mediterráneo (*Ceratitis capitata*) (Diptera: Tephritidae) en frutos de café (*Coffea arabica*) en la región de Santo Domingo de Heredia, Costa Rica. Tesis de la Universidad de Costa Rica.
4. Fournier, L.A. 1974. Un método cuantitativo para la medición de características fenológicas en árboles. *Turrialba* 24:422-423.
5. GUTIERREZ, J. 1976. La mosca del Mediterráneo *Ceratitis capitata* (Wied.) y los factores ecológicos que favorecerían su establecimiento y propagación en México. Dirección General de Sanidad Agropecuaria de la Secretaría de Agricultura y Ganadería. México. 323 p.
6. HOLDRIDGE, L.R. 1947. Determination of world plant formations from simple climatic data. *Science* 105 (2727):367-368.
7. KLASSEN, W. 1981. Integrated Pest Management. In: Proceedings of FAO/IAEA training course on use of radioisotopes and radiation in Entomology. University of Florida. U.S.A. p. 345-434.
8. LORIA, W. 1986. Potencial de cítricos para el Valle Central como sustitutos de la caña de azúcar. *Agroindustria*. Año 11. No. 9. p. 12-14.

9. MITCHELL, W.E.; ANDREW, C.O.; HAGEN, K.S.; HAMILTON, R.A.; HARRIS, E.J.; MAEHLER, K.L.; RHODE, R.H. 1977. The Mediterranean fruit fly and its economic impact on Central American Countries and Panamá. Report. University of California and International Development Agency. Pest Management and Related Environmental Project. p.
10. MORALES, R. 1987. La alternativa de los cítricos. Revista Gente. No.12. Abril 1987. p.
11. RAMOS, A. 1987. Guía ilustrada para la identificación de adultos de moscas (Diptera: Trypetidae) que afectan la fruta en México y de especies exóticas de importancia cuarentenaria. México, D.F. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Dirección de Sanidad Vegetal, pp. 8-14.
12. RANGEL, G. 1982. Control de la mosca del Mediterráneo (Ceratitis capitata Wied.) en Panamá durante el período de 1970-1980. Boletín Hemisférico No. 3. Programa de Sanidad Vegetal. Instituto Interamericano para la Cooperación Agrícola, p. 8-11.
13. RHODE, R.H. 1975. A medfly erradication proposal for Central America. In: Controlling fruit flies by the sterile insect technique. Proceedings of a panel and research co - ordination meeting organized by the joint FAO/IAEA Division of Atomic Energy in Food and Agriculture, p. 159-166.
14. RODRIGUEZ, R.; SOLIS, H. 1984. Aspectos de la comercialización de la naranja en Acosta. San José, Costa Rica. Informe Mimeografiado. Programa Integral de Mercadeo Agropecuario. Ministerio de Agricultura y Ganadería. 63 p.
15. TERANISHI, R.; BUTTERY, R.G.; MATSUMOTO, D.E.; STERN, D.J.; CUNNINGHAM, R.T.; GOTHLIF, S. 1987. Recent developments in chemical attractants for thephritid fruit flies In: Allelochemical: Role in Agriculture and Forestry. A.C.S. Symposium.

ANALISIS DEL PROBLEMA DE LOS NEMATODOS EN VIVEROS DE CAFE (*Coffea arabica* L.)*

Ing. Adrián Figueroa M.**

INTRODUCCION

El cultivo del cafeto constituye una de las principales fuentes de ingresos y bienestar de numerosos países de América, África y Asia. Se estima que existen unos cuatro millones de fincas en el mundo y que muchos de los países productores agrícolas tienen el cultivo del café como base de su economía. Se cultiva a mundial una media docena de especies comerciales de café considerándose *C. arabica* como la principal (Lordello, 1972).

Existe información abundante sobre los diversos géneros y especies de nemátodos que atacan el cafeto (Salas & Echandi, 1961; Vargas, 1968; Whitehead, 1969). Entre estos, se estima que *Meloidogyne* (entre 10 a 12 especies) y *Pratylenchus* (de dos a tres especies) son los más importantes en la economía de este cultivo, si se toma en cuenta su amplia diseminación, sus niveles poblacionales y los daños que causan en el cafeto. Las especies de *M. exigua*, *M. incognita*, *M. coffeicola* y *P. coffeae*, pueden ser consideradas como las que causan los mayores daños (Figueroa, 1974; Figueroa, 1980; Lordello, 1972; Salas & Echandi, 1961).

En Costa Rica, mediante un reconocimiento de nemátodos en café que incluyó más de 2,000 muestras de raíces de éste cultivo y unas 600 muestras de suelo, demostró que géneros *Meloidogyne* (*M. incognita*, *M. exigua* y *Meloidogyne sp.*) y *Pratylenchus* (*P. coffeae*,

* Material presentado al Seminario de Manejo Integrado de Nemátodos en Hortalizas y Frutales. Proyecto Regional MIP/CATIE, Panamá, nov. 1987.

**Nematólogo, Ministerio de Agricultura y Ganadería, MAG, San José, Costa Rica.

Pratylenchus sp.), sobresalían por su amplia diseminación, altas poblaciones y daños asociados con el cultivo (Figueroa, 1978).

LOS NEMATODOS DEL CAFETO EN VIVEROS

Los nemátodos de café comprenden un grupo numeroso de géneros y especies. Entre los que habitan en el interior de las raíces (endoparásitos sedentarios y migratorios) se citan los siguientes: Meloidogyne africana, M. exigua, M. coffeicola, M. decalineata, M. javanica, M. incognita, M. arenaria, M. hapla, M. megadora, M. brevicauda, M. kikuyensis, M. oteifai; Pratylenchus coffeae, P. brachyurus, P. loosi; Radopholus similis y Rotylenchus reniformis (Lordello, 1972; Salas & Echandi, 1961; Whitehead, 1969).

Los géneros de nemátodos ectoparásitos más comunes asociados con este cultivo son: Helicotylenchus, Rotylenchus, Peltamigratus, Criconemoides, Macroposthonia, Criconema, Xiphinema, Longidorus, Trichodorus, Tylenchorhynchus, Paratylenchus, Tylenchus, Ditylenchus, Psilenchus, Aphelenchoïdes, Aphelenchus, Cacopaurus, Hemicyclophora y Trophurus (Lordello, 1972; Salas & Echandi, 1961).

De todos éstos, Xiphinema americanum se considera circunstancialmente como la especie ectoparásita más importante de todas las mencionadas anteriormente (Figueroa, 1978; Sylvain, 1960).

SINTOMAS EN LAS RAICES Y EL FOLLAJE

1. El nemátoro agallador, Meloidogyne spp., induce en las raíces la formación de protuberancias o nudosidades denominadas nódulos, agallas o cecidios. Cuando estas estructuras son invadidas por organismos secundarios, tales como hongos y bacterias, se pudren reduciendo considerablemente el sistema radicular de las plantas (Figueroa, 1978). En estudios de patogenicidad realizados en viveros, la especie M. exigua redujo el crecimiento de plantas de café de 4 a 10 meses de edad en un 34 y 45% respectivamente (Salas & Echandi, 1961).

El nemátodo Pratylenchus spp. causa lesiones pequeñas de color pardo rojizo en las raíces nuevas del café. La acción de organismos secundarios transforma estas lesiones en pudriciones que afectan grandes áreas de las raíces, lo que permite la fácil remoción de la corteza, quedando sólo la médula. Las raíces en este estado, a menudo muestran un exceso de tejidos tuberosos. En estados avanzados las plantas carecen de raíces absorbentes (Figueroa, 1978). Las inoculaciones efectuadas en vivero con M. exigua, Pratylenchus coffeae y el hongo Fusarium sp., provocaron una clorosis fuerte del follaje y una pudrición severa del sistema radicular (Salas & Echandi, 1961). En Costa Rica, las mediciones realizadas en plantitas de vivero de café Caturra de un año de edad, mostraron reducciones de casi tres veces en el peso de las raíces, cuando ambos géneros de nemátodos estaban presentes en altas poblaciones (Figueroa, 1974).

2. Los síntomas más conspicuos son los de desnutrición, que presentan en el follaje las plantas afectadas. En los viveros las plantitas afectadas se muestran enanas y cloróticas. Se reduce considerablemente el número de ramas, el peso, la longitud y el grosor de los tallos, así como el peso del follaje (Figueroa, 1974), como se indica en el Cuadro 1.

Los daños de estos nemátodos debilitan las plantas y las exponen a ataques severos del hongo Cercospora coffeicola en el follaje, el cual causa una defoliación severa y la muerte de las plantas (Figueroa, 1978; Figueroa, 1974).

CUADRO 1. Efecto de Meloidogyne y Pratylenchus en el peso fresco de plantas de viveros de café caturra de un año.

tipo de planta	*Peso del tallo en gr	Peso del follaje en gr	Peso de las raíces en gr	Nemátodos en 1 gr de raíz
Con 3 pares de ramas	10.56	20.46	12.00	M - 6085 P - 5
Con 4 y 5 pares de ramas	15.36	48.12	12.20	M - 885 P - 130
Con 6, 7 y 8 pares de ramas	22.46	65.62	16.88	M - 1745 50
Con 9 pares de ramas	29.14	116.58	16.86	M - 5 P - 50
Con 12 pares de ramas**	41.68	217.10	32.44	M - 60 P - 25

*: Promedio de 10 plantas

**: Plantas menos afectadas en el campo

M: Meloidogyne

P: Pratylenchus

ESTABLECIMIENTO DEL SEMILLERO

La germinación de la semilla se realiza en el semillero, donde permanece hasta el estado de "soldadito" o "manquito". El suelo debe ser suelto y fino, aunque no sea fértil, porque la semilla mantiene su propia reserva de nutrientes. Se debe prevenir al máximo el uso de los suelos infestados (Román, 1978; Whitehead, 1969). El material libre de nemátodos evitará la infestación futura en grandes áreas cafetaleras. Para obtener semilleros sanos se recomienda:

1. Utilizar arena de río libre de suelo o cualquier otro material idóneo que permita una germinación adecuada de las semillas en

las camas de germinación y que impida la propagación de hongos como Rhizoctonia (Abrego, Castillo & Trigueros, 1963).

2. Escoger suelos libres de nemátodos como Meloidogyne y Pratylenchus. Tratarlos como nematicidas fumigantes (Sylvain, 1960), también se pueden utilizar nematicidas orgánicos fosforados o carbamatos (Schieber, 1968).
3. Aplicar el método de solarización de suelos. Los suelos humedecidos se cubren herméticamente con un plástico y se dejan expuestos al sol por uno a dos meses. Las plantitas de los semilleros deben muestrearse rigurosamente para determinar nemátodos cuando estén listas para su traslado a los viveros, ésto es, antes de que desarrollen las hojas cotiledóneas.

SISTEMAS DE VIVEROS

En Costa Rica y en varios países de Centro y Sudamérica, existen diferentes sistemas de producción en viveros, aunque son dos los más utilizados (Carvajal, 1984; Román, 1978 & Whitehead, 1969) y que se describen a continuación:

1. Siembra directa en el suelo sobre eras: se escogen suelos idóneos y en barbecho, o en donde los cultivos anteriores hayan sido pastos o caña. En países con una época seca definida, se recomienda roturar y encalar el terreno en dicha época, para eliminar malezas y nemátodos. También se ha usado el tratamiento previo del suelo del vivero con nematicidas fumigantes, utilizando cobertores plásticos por tres a cuatro días antes de airear el suelo y sembrar a los 10 días (Lordebamatos), éstos se distribuyen en la superficie de las eras y se incorporan en dosis de 0.75 g de i.a./m². A los cuatro y ocho meses de repite la aplicación de estos productos sobre la superficie del suelo, en dosis de 1 g de i.a./m².

Otra alternativa consiste en hacer la primera aplicación de un nematicida orgánico granulado, incorporado homogéneamente en

el suelo y después de tres a cuatro meses se hacen aspersiones foliares a las plantas a intervalos bimestrales con un nematocida líquido en dosis de 1.000 a 1.200 ppm. (Figueroa, 1980).

Antes de utilizar las plantas del vivero, es conveniente verificar el estado del sistema radicular y enviar muestras de raíces y suelos para su análisis a un laboratorio competente. En el Cuadro 2 se presentan los resultados de un reconocimiento nematológico en viveros de café, recientemente realizado en Costa Rica.

CUADRO 2. Reconocimiento de nemátodos endoparásitos en viveros de café en Costa Rica.

Fechas	No muestras de raíces	Nem/100 gr raíces		% de frecuencia	
		Mel.	Prat.	Mel.	Prat.
1er trimestre 1986*	84	119	417	18	37
4to trimestre 1987*	63	1.151	667	14	22
Todo el año (86-87)**	69	20.790	616	51	26

* Viveros incluidos en el Proyecto de Nematología MAG-ONS.

** Viveros de agricultores fuera del Proyecto.

2. Siembra en bolsas de polietileno: Se utilizan bolsas de tamaño 15 x 23 cm o de 23 x 30 cm, de color negro y con agujeros. Se prefiere el uso de suelo suelto (franco arcilloso o franco arenoso) y con buen contenido de materia orgánica, para llenar las bolsas donde se siembren las plantitas del semillero. Para mejorar la textura del suelo, se le agrega, de un 10% al 25% de materia orgánica tal como gallinaza, estiércol o pulpa de café (Carvajal, 1984). Despues de este proceso se recomienda, para combatir los nemátodos, el tratamiento del

suelo con nematicidas fumigantes, vapor etc. Cuando se usan fumigantes, tres a cuatro días después de la aplicación, se ventila el suelo y se introduce en las bolsas para iniciar la siembra. El uso de suelo proveniente de bosques secundarios (capa de 10 a 15 cms), da excelentes resultados y evita en gran medida la propagación de nemátodos como Meloidogyne y Pratylenchus. En este caso se recomienda el uso de nematicidas orgánicos fosforados y carbamatos, durante la siembra y cada cuatro meses, en dosis de 0.05 a 0.1 g d i.a./bolsa. El tratamiento de la mezcla de suelo y materia orgánica por solarización podría también brindar muy buenos resultados.

En resumen, el sistema de viveros en bolsas de polietileno ofrece más ventajas, para el combate de los nemátodos, que el vivero con material sembrado directamente sobre suelo. Este sistema permite escoger el tipo de suelo y tratarlo de una manera más adecuada; mejor aprovechamiento del nematicida y de otros plaguicidas y fertilizantes; además permite colocar las bolsas en sitios libres de la contaminación por nemátodos.

Además de los métodos tradicionales, existen otros métodos eficaces de control de nemátodos que pueden llegar a tener importancia, en el caso de los viveros de café, los cuales se mencionan a continuación:

1. Combate de nemátodos mediante injertación: Consiste en injertar cultivares comerciales y susceptibles de café (Cuadro 3) usando como patrón el café Robusta, considerado como resistente a los nemátodos de los géneros Meloidogyne y Pratylenchus (Figueroa, 1978).
2. Uso de resistencia varietal: Algunas especies de café como C. dewearei y C. liberica, son considerados inmunes o muy resistentes al nemátodo Meloidogyne spp. Esta práctica puede tener mucho éxito en viveros de café, porque el injerto se hace con las plantitas del semillero "manquito" cuando están listas para la etapa del transplante al vivero. Es preferible

su uso cuando predomina el nemátodo Meloidogyne y se cultiva el café en áreas tropicales de alta precipitación y temperaturas medias de unos 25°C.

CUADRO 3. Poblaciones de Meloidogyne exigua y Pratylenchus coffeae extraídos de raíces de cinco cultivares de café (C. arabica), con o sin injertar sobre patrones de robusta.

Cultivares de café	Número de nemátodos en 100 gr de raíces			
	<u>Meloidogyne</u> injertado	<u>Meloidogyne</u> No injertado	<u>Pratylenchus</u> Injertado	<u>Pratylenchus</u> No injertado
Híbrido Tico	16.078	59.359	2.406	3.156
Caturra	13.750	51.656	2.187	3.109
Villa Sarchí	10.896	39.500	3.027	2.131
Mundo Novo	13.406	29.074	2.906	3.051
Typica	3.812	27.980	8.547	10.922
Totales	57.942	207.569	19.073	22.369
Promedios	11.588*	41.514	3.815	4.474

*Diferencia significativa ($P = 0.01$).

3. Control biológico de nemátodos en viveros: El uso de organismos parásitos y predadores de los nemátodos como medio de combate no ha sido muy exitoso hasta la fecha (Baeza, 1978). El más interesante ha resultado ser el hongo Paecilomices lilacinus, aunque existen diferencias de opinión entre los nematólogos, acerca de su efectividad en el control de Meloidogyne spp. Su uso a nivel comercial aún no es recomendable.

LITERATURA CITADA

- ABREGO, L.; CASTILLO, J.A.; TRIGUEROS, L.F. 1963. Nemátodos del café en El Salvador. Inst. Salv. de Inv. del Café. Boletín Informativo, Suplemento No. 19.
- BAEZA, C.A. 1978. Parasitismo de Bacillus penetrans en Meloidogyne exigua establecido en Coffea arabica. Cenicafé 29:94-97.
- CARVAJAL, J.F. 1984. Cafeto, cultivo y fertilización. 2da. Edición, Berna, Suiza. Instituto Internacional de la Potasa. 254 p.
- FAZUOLI, L.C.; LORDELLA, R.A. 1977. Resistencia de Coffea libericae C. dewevrei a Meloidogyne exigua. En Trabalhos apresentados a II Reuniao de Nematología. Soc. Brasileira de Nematología. Piracicaba, Brasil, pp. 197-199.
- FIGUEROA, A. 1974. Nemátodos en café. San José, Costa Rica. Min. de Agric. y Gana., Boletín Técnico No. 62.
- _____. 1978. Efectos de Carbofuran 5 G en la productividad del café Caturra. Nematrópica 9:26-33.
- _____. 1978. Evaluación de la resistencia varietal del café contra los nemátodos endoparasitarios Meloidogyne y Pratylenchus. En International Meloidogyne Project. Segunda Conferencia Regional de Planeamiento del proyecto Internacional Meloidogyne. Región 1. pp. 23-24.
- _____. 1980. Efectos del Carbofuran y Oxamil en el café caturra. Nematrópica 10:66-67.
- _____. 1980. Nemátodos del cafeto. En Cafeto, cultivo y fertilización. 2da. Edición. Berna, Suiza. Instituto Internacional de la Potasa, pp. 128-133.
- LAUGHLIN, W.CH; LORDELLA, L.G.E. 1977. Sistema de manejo de nemátoides: Relaciones entre a densidade de populacao e dos danos a planta. En Trabalhos apresentados a II Reuniao de Nematología. Soc. Brasileira de Nematología. Piracicaba, Brasil, pp. 15-20.
- LORDELLA, L.G.E. 1972. Nematode pests of coffee. En Webster, J.M. (Ed.), Economic Nematology. New York, Academic Press, pp. 268-284.
- ROMAN, J. 1978. Nemátodos del café, el té y el cacao. En Fitonematología Tropical. Univ. de Puerto Rico, Mayaguez. Estación Exper. Agri. Río Piedras, Puerto Rico, pp. 113-121.
- SALAS, L.A.; ECHANDÍ, E. 1961. Nemátodos parásitos en plantaciones de café de Costa Rica. Café 3(8):21-24.

- SCHIEBER, E. 1968. Nematode problems of coffee. En Smart, G.C. y Perry, V.G. (Eds.), Tropical Nematology. Gainesville, Florida. Univ. of Florida Press, pp. 81-92.
- SILVAIN, P.G. 1960. The problem of nematodes in coffee production. Turrialba 1:2-13.
- VARGAS, E. 1968. Guía práctica para la producción de almácigo certificado de café. San José, Costa Rica. Oficina Nacional de Semillas. 17 p.
- WHITEHEAD, A.G. 1969. Nematodes attacking coffee, tea and cocoa and their control. En Peachey J.E. (Ed.), Nematodes of Tropical Crops. Comm. Bureau of Helminth. Technical Communication No 40. England, pp. 238-250.

EL USO DE NEMATICIDAS EN PANAMÁ*

Jaime Espinosa, Ph.D.**

INTRODUCCIÓN

La agricultura en Panamá aparentemente ha empleado productos fumigantes con efecto nematicida en forma similar a la de los países con tecnología más avanzada. Ello se deduce por la condición de ser este un país abierto al intercambio de materiales, tecnologías y cultura. El banano y la caña de azúcar han sido cultivados en Panamá aún desde antes de los inicios del siglo, con las tecnologías más modernas de la época, pues las empresas grandes, nacionales y extranjeras, ya contaban con esta apertura tecnológica.

Inicialmente se usaron los fumigantes de amplio espectro, pero se fueron sustituyendo según la disponibilidad de productos generados por las nuevas tecnologías. En un principio se utilizaron, con mayor frecuencia, sustancias de alta peligrosidad como el bromuro de metilo, disulfuro de carbono, óxido de etileno, cianuro de hidrógeno, cloropicrina, etc.

En los años 70 se inicia una expansión en el uso de plaguicidas en general, hecho que se sostiene hasta la actualidad. En estos años se evidencia también que el agricultor toma confianza en que los nematicidas son la solución para aumentar su capacidad productiva. En el presente trabajo se exponen las generalidades de nematicidas, su uso por cultivo en el país y los cuidados que deben tenerse para manejarlos, ya que revisten gran peligro tanto para los trabajadores como para los consumidores.

* Material presentado al Seminario de Manejo Integrado de Nemátodos en Hortalizas y Frutales. Proyecto Regional MIP/CAFE, Panamá, nov. 1987.

**Toxicólogo, IDIAP, Panamá, Panamá.

EMPLEO DE LOS NEMATICIDAS

Los nematicidas son generados fundamentalmente en aquellos países que poseen las tecnologías e infraestructuras adecuadas para su producción. Llegan a nuestro medio en forma de productos comerciales formulados como gases bajo presión, concentrados emulsionables o en gránulos con diferente grado de concentración de activo. Unas 15 fórmulas de productos nematicidas han sido registradas desde los años 60 (Cuadro 1). Los fumigantes se han empleado en altas dosis causando con frecuencia fitotoxicidad por la falta de un período de espera necesario para la siembra. Los nematicidas, de mayor especificidad (no fumigantes), se aplican en dosis de 30 veces menores que los fumigantes y no son fitotóxicos a estas concentraciones.

Los compuestos de acción nematicida mayormente utilizados durante los años 70 fueron Dibromuro de etileno y bromuro de metilo (35%), Etoprop (22.5%) fenamifós (19.7%, Carbofuran (10.8%) y Aldicarb (3.5%). Durante el año de 1986 se empleó mayormente fenamifós (74.1%), Etoprop (11.3%) y Carbofurano (3.8%) (Cuadro 2). La utilización de otros nematicidas se ha efectuado en cantidades menores a una tonelada/año.

CUADRO 1. Nematicidas utilizados en Panamá entre 1970 y 1986

Nombre común (comercial)	Fabricante	Formulación	Clasif. química	Modo de Acción	Registro	Observaciones
Aldicarb (Temik)	Phone poulenc	G 10 y 15%	Carbamato/oxima	Sistémico, inhibidor reversible de esterasas	1981 y 1982	Altamente tóxico para humanos, buen insecticida
Bromuro de Metilo	Great Lakes Dow	Fumigante 98%	Hidrocarburo halogenado	Biocida de contacto, alquilante proteíco y oxidante de hemoproteínas	1982	Fitotóxico y de amplio espectro. Necesario buena porosidad del suelo
Carbofurano (Furadan, Curater)	FMC	G 3, 5 y 10%	Carbamato	Sistémico y de contacto, inhibidor reversible de esterasas	1983 y 1985	No fitotóxico y buen insecticida
Dibromo cloropropano (Nemagon, Fumazone)	Shell Dow	CE 50, 75 y 86%	Hidrocarburo halogenado	Fumigante de contacto, alquilante proteíco y oxidante de porfirinas y hemoproteínas	Retirado	Excelente nematicida no fitotóxico de largo efecto residual. No disponible en el mercado
Dibromuro de etileno	Dow	Fumigante 85%	Hidrocarburo halogenado	Fumigante de contacto, alquilante proteíco y oxidante de porfirinas de hierro y hemoproteínas	Retirado	Se necesitan dosis altas, fitotóxico. Necesaria buena porosidad del suelo
Dicloropropeno (Telone, DD)	Dow Shell	Fumigante 94%	Hidrocarburo halogenado	Fumigante de contacto, alquilante proteíco y oxidante de porfirinas de hierro y hemoproteínas	Retirado	Se necesitan dosis altas, fitotóxico y específico, requiere de buena porosidad del suelo
Etoprop (Mocap)	Mobil Ortho	G 5 y 10% CE 50 y 70%	Fosforado	Contacto, inhibidor irreversible de esterasas	1981	No fitotóxico a dosis bajas, buen insecticida de contacto
Penamifós (Memacur)	Bayer Mobil	G 10%	Fosforado	Contacto y sistémico, inhibición irreversible de esterasas	1982	No fitotóxico a dosis bajas
Metilisotiocianato	BASF	G 98% y PM 85%	Isoctianato	Fumigante de contacto, alquilante proteíco y de oxidasas	No disponible	Fitotóxico de amplio espectro. Requiere de agua para movilidad en el suelo
Oxamilo (Vydate)	Dupont	CE 24%	Carbamato	Sistémico, inhibidor reversible de esterasas	No disponible	No satisfactorio a dosis bajas. Nematicida sistémico descendente

CUADRO 2. Demanda de Nematicidas en Panamá.
(en Kg)

Nematicida	Años 1970-78	Prom. Anual	Año 1986
Aldicarb	10,000 (3.1%)	1,000	1,000 (1,8%)
Bromuro de metilo y dibromoetileno	114,450 (35%)	12,717	1,000
Carbofurano	35,465 (10.8%)	3,940	2,122 (3.8%)
DBCP	No disponible	-	-
Dibromoetileno + bromuro de metilo	114,450 (35%)	12,717	1,000
Dicloropropeno + cloropicrina	10,000	1,000	1,000
Etoprop	72,632 (22.1%)	8,070	6,253 (11.3%)
Fenamifós	64,874 (19.7%)	7,208	41,160 (74.1%)
Mit	10,000	1,000	1,000
Oxamilo	10,000	1,000	1,000

* Datos: Panamá, Contraloría General de la República. 1970-86.

Los cultivos que demandan mayor uso de nematicidas en Panamá han sido las musáceas, la caña de azúcar, las hortalizas y el tabaco (Cuadro 3). Estos cultivos se concentran en las provincias occidentales y centrales del país (Espinosa, Ferrer y Montenegro, 1986).

CUADRO 3. Uso de Nematicidas según Cultivos.

Cultivo	Lugar	Nematicida
Apio	Tierras altas de Chiriquí	Etoprop, carbofurano, PCNB
Banano	Barú, Changuinola	Etoprop, fenamifós, aldicarb, bromuro de metilo
Café	Tierras altas de Chiriquí y Coclé	Carbofurano
Caña de azúcar	Alanje, Veraguas, Coclé	Etoprop
Cebolla	Tierras altas de Chiriquí, Coclé y tierras bajas de Azuero	Carbofurano, PCNB, fenamifós, etoprop
Frijol	Caisán	Carbofurano
Habichuela	Tierras altas de Chiriquí	Carbofurano
Maíz	Barú, Caisán, Tonosí, Coclé	Carbofurano
Nabo/Rábano	Tierras altas de Chiriquí y Coclé	Carbofurano
Papa	Cerro Punta, Boquete	Etoprop, carbofurano, PCNB
Remolacha	Cerro Punta, Boquete	Oxamilo, carbofurano
Repollo	Cerro Punta, Boquete	Cloro
Tabaco	Chiriquí, Pacora	Bromuro de metilo
Tomate	Tierras altas de Chiriquí y Coclé, tierras bajas de Azuero	Carbofurano, bromuro de metilo, etoprop, MIT, Oxamilo

TOXICOLOGIA

Los nematicidas pertenecen en su mayoría a los plaguicidas de alta toxicidad (DL50, oral aguda menor a 50 mg/kg). A pesar de ser eficaces, estos también han causado los mayores problemas de manejo en el país, probablemente debido a la falta de entrenamiento del personal, en el manejo adecuado durante su fase introductoria. Evidentemente que el empleo de nematicidas debe efectuarse sólo cuando se hace estrictamente necesario y cuando los costos de producción no se hagan excesivos (Cuadro 4).

CUADRO 4. Toxicidad Aguda de los Nematicidas Empleados en Panamá.

Nematicida	Estado Físico a 25°C	DL 50 oral	DL50 dérmica	CL 50 Inhalat.
Aldicarb	sólido	0.8-1.0	2.5-7	
Bromuro de metilo	gas	-	-	200
Carbofurano	sólido	8-11	10,200	
DBCP	líquido	17-300	1,420	
DBE	líquido	117-178	125-300	200
1,3-DCP	líquido	250-500	250-500	
Etoprop	sólido	61.5	24-26	
Fenamifós	sólido	8	118	
MIT	gas	-	-	
Oxamilo	líquido	5	2,960	
Cloropicrina	líquido	0.8-250	-	20

Los nematicidas actúan sobre los nemátodos por contacto o atravesando las barreras del cuerpo del animal para ingresar al interior y modificar una estructura funcional, inhibir alguna enzima

o estimular un proceso de manera incontrolada. Los nematicidas granulados, no fumigantes, poseen propiedades sistémicas por lo cual tienen la capacidad de movilizarse dentro de las plantas (Marbán, 1987).

Como tóxicos que son y debido a su acción sobre el sistema nervioso, los nematicidas también tienen la facultad de afectar la salud de aquellas personas expuestas, ya sea durante el transporte, la preparación, la aplicación o durante el almacenamiento. Por lo tanto, es necesario proteger los puntos de entrada como la piel, las vías respiratorias, los ojos y la boca para reducir o evitar intoxicaciones. Los nematicidas ingresados al organismo, son transferidos por vía sanguínea a los diferentes órganos (hígado, riñones, nervios, etc.) y células del cuerpo donde pueden causar daños en forma rápida (toxicidad aguda) o lenta (toxicidad crónica).

El cuerpo humano reacciona ante estas acciones a través de señales o alarmas de peligro, denominadas síntomas. Estas varían según la sustancia, la dosis, la forma y duración de la exposición. Algunos síntomas comunes por intoxicación con nematicidas son los mareos, dolor de cabeza, debilidad en las piernas, dificultad respiratoria, visión borrosa y sudoración excesiva. Para los inhibidores de la Acetyl colinesterasa se recomienda al Sulfato de Atropina como antídoto.

Los nematicidas pueden afectar a las especies benéficas y organismos del suelo, especialmente los fumigantes de acción biocida que pueden destruir a las bacterias que transforman el amoníaco en sustancias nitrogenadas de menor toxicidad. Por ello, la aplicación de nematicidas debe ser apropiada en cuanto a dosificación, forma y período. La elevada residualidad de algunos nematicidas y el carácter sistémico de otros, traen como consecuencia la presencia de residuos de los mismos, en los frutos que pueden ser ingeridos por el hombre o por los animales domésticos.

LITERATURA CITADA

ESPINOSA, J.; FERRER, A.; MONTENEGRO, L. 1986. Diagnóstico sobre uso de plaguicidas por productores nacionales. Panamá. IDIAP. Miscelánea Técnica No.8, 48 pp.

MARBAN-MENDOZA, N. 1987. Quimioterapia en nemátodos. Manejo Integrado de Plagas, Revista del Proyecto MIP/CATIE. No.3:63-83.

PANAMA. Contraloría General de la República. 1970. (Mimeógrafo). 86 pp.

DINAMICA DE LAS SEMILLAS DE MALEZAS EN EL SUELO*

Mario R. Pareja**

INTRODUCCION

Las malezas anuales basan su proceso de diseminación en áreas no colonizadas y su persistencia en áreas agrícolas, en una abundante producción de semillas. Esta alta producción de semillas por planta, en algunas especies de malezas, ilustra su gran capacidad de infestación de campos agrícolas ejm.: Echinocloa sp. 7160; Chenopodium sp. 72450; Brassica sp. 13400; Cyperus sp. 2420; Amaranthus sp. 117400 y Portulaca sp. 52300 (Klingman y Ashton, 1984).

El suelo es el "banco" en donde las malezas depositan sus propágulos ésto es, (semillas, raíces y tallos modificados y también el medio de cultivo en donde estos propágulos germinan o rebrotan, produciendo nuevas plantas, las cuales interfieren con los cultivos a través de su competencia por nutrientes, luz y agua, o a través de la producción de compuestos alelopáticos. En algunos casos las poblaciones de semillas en el suelo han sido estimadas, a pesar de que la metodología de trabajo sobre semillas en el suelo es tediosa, lenta y requiere mucho trabajo. En Inglaterra se han obtenido valores de hasta 226 millones de semillas por hectárea y en los Estados Unidos entre 8.6 y 266 millones por hectárea, en campos altamente infestados por malezas (Klingman y Ashton, 1984). El "banco" de semillas de malezas en el suelo es altamente dinámico, las malezas no controladas producen nuevas semillas ("depósitos") y algunas de las semillas aunque en general un porcentaje muy bajo: de 5% a 10%, germinan anualmente para producir nuevas plantas ("retiros"). La diferencia entre "depósitos" y

* Material presentado en el Curso de Manejo Integrado de malezas, organizado por el Proyecto MIP/CATIE, en Catacamas, Olancho, Honduras. 22-24 julio, 1986.

**Coordinador para Guatemala, Proyecto Regional MIP/CATIE. Apartado 76-A, Guatemala

"retiros", en la cuenta de las especies, determina el "balance de la cuenta" de semillas de malezas depositadas en el suelo. Dicho balance es también afectado por la pérdida en viabilidad de las semillas, debida al ataque de los micro y macroorganismos del suelo; por la muerte de plántulas que no llegan aemerger por razones similares ("desvalorización de la moneda"); o por factores relacionados con el tipo de manejo del suelo y del sistema agrícola en general ("manejo financiero"). En última instancia, todos los problemas generados por las malezas se originan en el suelo, pero el nombre, mediante prácticas culturales, lo manipula para reducir la interferencia de las malezas con los cultivos; algunas de las tácticas de manejo pueden afectar directamente el "banco" de semillas en el suelo, y ese es el tema que se desarrolla en el presente trabajo.

DESTINO DE LAS SEMILLAS DE MALEZAS EN EL SUELO

Las malezas anuales al final de su ciclo de vida, producen semillas, las cuales se depositan en la superficie del suelo o son incorporadas en forma natural dentro del perfil (animales, entrada por fisuras o macroporos, etc.) o en forma artificial (labranza del suelo) (Roberts, 1970). Las condiciones ambientales que las semillas encuentran en el suelo y sus condiciones fisiológicas internas tales como latencia, grado y tipo, determinan su destino final.

Las semillas de muchas especies de malezas poseen latencia innata o primaria, de tal modo que no germinan aún colocadas bajo condiciones óptimas (1 en la Figura 1) y requieren un período de posmaduración antes de llegar a un estado germinable (2 en la Figura 1) (Mayer & Poljakoff-Mayber, 1975). Las que no poseen latencia (3 en la Figura 1) o aquellas que han pasado por el período de posmaduración germinarán, si llegan a disponer de humedad, oxígeno y una temperatura adecuada (4 en la Figura 1) y producirán plántulas (5 en la Figura 1). El establecimiento de la plántula que incluye enraizamiento y emergencia, dependerá de adecuadas condiciones ambientales después de la germinación así como de la

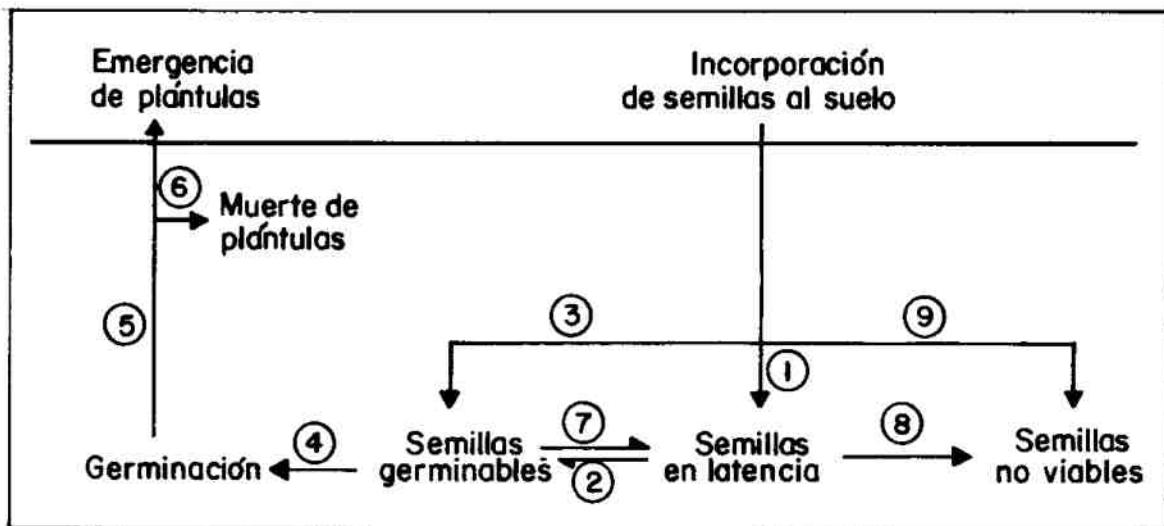


Figura 1. Destino de las semillas de malezas en el suelo. (Schafer y Chilcote, 1970).

ausencia de micro o macroorganismos que puedan atacar a la plántula. Si las condiciones anteriores se cumplen, la plántula sobrevivirá (6 en la Figura 1) y llegará a constituir un problema de malezas en el cultivo. Si alguna de las condiciones ambientales no es adecuada para la germinación, muchas semillas pueden ser estimuladas a entrar en un estado de latencia secundaria o inducida (7 en la Figura 1). Aún más, muchas semillas perderán su viabilidad debido a factores bióticos o abióticos (8 en la Figura 1) y se descompondrán en el suelo junto con las semillas que inicialmente no eran viables (9 en la Figura 1).

LATENCIA DE LAS SEMILLAS

La propiedad de la latencia de las semillas de muchas especies de malezas, es lo que asegura el mantenimiento de una reserva de semillas en el "banco" del suelo, aún cuando la reposición de semillas nuevas sea mínima, lo cual constituye un problema "potencial" de malezas en las tierras agrícolas (Chepil, 1946; Staniforth, 1961; Roberts, 1970).

La latencia se define como la propiedad que tienen las semillas de reprimir la germinación aún cuando cuenten con condiciones

ambientales óptimas para lograrla tales como humedad, oxígeno y temperatura (Roberts, 1972). Existen tres tipos de latencia, sin considerar las explicaciones fisiológicas, los cuales han sido resumidos por Harper (1957): "algunas semillas nacen con latencia, otras pueden adquirir la propiedad de la latencia y, aún otras tienen la tendencia a volverse latentes".

Las primeras no germinan hasta después de un período de posmaduración muchas veces bajo condiciones ambientales específicas, y se dice que poseen latencia innata o primaria.

Las segundas, nacen sin latencia o han pasado por el período de posmaduración y se pueden inducir a entrar en latencia exponiéndolas a condiciones ambientales desfavorables para la germinación por un cierto período, ésto es carencia de oxígeno o temperaturas no adecuadas. Por lo tanto, se dice que entran en latencia inducida o secundaria. Esta ocurre cuando la semilla no germina por un tiempo, aún después de restablecidas las condiciones necesarias para la germinación.

El tercer tipo de latencia, aunque es discutible si corresponde a una latencia, incluye a las semillas con tendencia a ella, y se origina por imposición de condiciones ambientales impropias para la germinación, tales como temperatura y oxígeno. En la latencia impuesta, a diferencia de la inducida, la semilla germina inmediatamente después de restablecidas las condiciones ambientales adecuadas para la germinación.

Hay semillas de malezas que permanecen viables en el suelo por varios años porque las condiciones microambientales estimulan el mantenimiento de la condición de latencia primaria, secundaria o impuesta (Tabla 1) (Roberts, 1970). Algunos trabajos clásicos, en relación con la viabilidad de las semillas de malezas en el suelo bajo condiciones de clima templado, han demostrado que aún después de 38 años es alto el porcentaje de germinación de semillas enterradas, de varias especies: 91% para Datura stramonium, 38% para Abutilon theophrasti, 7% para Chenopodium album y 1% para Setaria

viridis (Klingman y Ashton, 1984). Se conoce que al enterrar semillas en el suelo por períodos prolongados, pueden modificarse sus requerimientos de germinación. Por ejemplo, semillas de algunas especies, recién formadas no requieren luz para germinar, pero desarrollan una necesidad de exposición breve a la luz para poder germinar luego de permanecer un tiempo enterradas (Roberts, 1970, 1972; Taylorson, 1970, 1972; Stoller & Wax, 1974).

TABLA 1. Longevidad de semillas en el suelo.
(Radosevich & Holt, 1984).

ESPECIE	LONGEVIDAD (AÑOS)
<u>Chenopodium album</u>	1,700
<u>Poa annua</u>	68
<u>Euphorbia helioscopia</u>	68
<u>Vicia hirsuta</u>	25
<u>Senecio vulgaris</u>	58
<u>Fumaria officinalis</u>	600

En general, factores tales como la baja disponibilidad de oxígeno, altas concentraciones de CO₂, ciclos de variación de temperatura de corta amplitud, presencia de inhibidores naturales de la germinación y muy alta humedad, prolongan la vida de las semillas en el suelo a través del mantenimiento de su estado de latencia. Por el contrario, un buen suministro de oxígeno, ciclos de variación de temperatura amplios, exposición a la luz, altas concentraciones de nitratos y la presencia de compuestos naturales que promueven la germinación, ayudan a romper la latencia y estimulan la germinación (Roberts, 1972; Schafer & Chilcote, 1970; Taylorson, 1970). Los factores ambientales que afectan la latencia y la germinación de las semillas están controlados, no sólo por las condiciones microclimáticas predominantes en el lugar, sino también por

las propiedades físicas y químicas del suelo y por el micrositio (microlocalización) de la semilla en relación con la profundidad y con las partículas, agregados y poros del suelo.

GÉRMINACION DE LAS SEMILLAS

La germinación de las semillas involucra una serie compleja de procesos fisiológicos que se inician con su absorción de agua, y culminan con la emergencia de la radícula. Latentes o no, viables o no, todas las semillas, excepto las "duras", se embeben cuando son colocadas en un medio con suficiente humedad (Mayer & Poljakoff-Mayber, 1975). La imbibición de las semillas no latentes desencadena una serie de fenómenos fisiológicos que estaban paralizados en la semilla seca tales como: activación de enzimas, reordenamiento de las membranas celulares y, en general, reiniciación del metabolismo (Bewley & Black, 1978). Acompañando a la imbibición, aunque un poco más retrasado, ocurre un mayor consumo de oxígeno, resultado de un aumento de cuatro a cinco veces en la tasa de respiración de la semilla. La emergencia de la radícula ocurre entre las 25 y 40 horas después del inicio de la imbibición, dependiendo de la especie.

Factores fisiológicos internos de la semilla y factores ambientales externos controlan el proceso de germinación. La descripción del proceso, referido anteriormente, indica la necesidad para la germinación de al menos dos de los factores ambientales: agua y oxígeno. Adicionalmente, la mayoría de las semillas posee requerimientos específicos de temperatura para que la germinación se inicie y culmine exitosamente. Andersen (1968) ofrece una descripción detallada de los requerimientos de germinación de las semillas de muchas especies de malezas.

EL SISTEMA SEMILLA-SUELO

El suelo es un sistema trifásico formado por elementos sólidos, gasesos y líquidos. El estado sólido lo forman los minerales

y la materia orgánica; el líquido lo representa la "solución del suelo", la cual consiste de iones, compuestos orgánicos e inorgánicos en solución y materiales en suspensión; y el gaseoso lo constituye la "atmósfera del suelo", integrada principalmente por oxígeno, nitrógeno y CO₂ (Black, 1969). Los espacios o poros existentes entre las partículas sólidas del suelo, son ocupados competitivamente por la "solución del suelo" o los gases. Las proporciones de partículas minerales primarias tales como arcilla, limo y arena, considerados en orden de menor a mayor, definen la textura del suelo en: arcillosa, franco arcillosa, franca, arenosa, etc. Estas partículas primarias se unen, formando agregados gracias a la acción de fuerzas eléctricas de los coloides del suelo (floculación); al desarrollo de colonias de microorganismos (hongos y actinomicetos); y a la acción química de compuestos orgánicos producidos por los microorganismos del suelo, al descomponer la materia orgánica y otros compuestos excretados al suelo por las raíces de las plantas. El resultado es una gran variedad de tipos o clases de estructuras del suelo y de tamaño de agregados; la estructura es dinámica, los agregados se desagregan y se vuelven a formar gracias a los ciclos de expansión y contracción de los sólidos causados por la alternancia de períodos secos y húmedos (Emerson, 1959).

El suelo presenta dos grandes direcciones de variabilidad en sus propiedades físico-químicas importantes para la viabilidad y germinación de las semillas de malezas:

- La variación vertical. En general, en la atmósfera del suelo, a mayor profundidad hay menor amplitud en los ciclos de temperatura, menor concentración de oxígeno, mayor concentración de CO₂ y menos luz. Además, el contenido de humedad es mayor y más constante que en la superficie. Estas condiciones ambientales coinciden con las que promueven la latencia de las semillas. En general, semillas de malezas enterradas profundamente en el suelo permanecen viables por períodos más prolongados. Por el contrario, las semillas que se encuentran en las capas más superficiales del suelo están expuestas a condiciones climáticas que favorecen la germinación, la ruptura de la latencia y la pérdida de

viabilidad causada por factores bióticos (micro y macroorganismos) y abióticos (condiciones ambientales adversas después de iniciada la germinación).

- Microvariabilidad horizontal. Resulta de la agregación de las partículas del suelo, o sea de su estructura, lo cual le confiere propiedades heterogéneas (Currie, 1961). Desde este punto de vista, el suelo se considera como una matriz formada por macroporos, poros de mayor diámetro, en la cual se encuentran inmersos agregados de varios tamaños, formados por partículas de suelo fuertemente cementadas y con alta proporción de microporos, poros de diámetro pequeño. Los macroporos retienen menos agua que los microporos, por tanto, son más importantes para una apropiada aireación del suelo, mientras que los microporos son claves en el suministro de agua a las plantas durante períodos de poca precipitación pluvial, pero conducen poco oxígeno para la germinación de las semillas y la respiración por las raíces.

La localización de la semilla, en relación con los agregados del suelo, tiene gran importancia en la determinación del ambiente al cual la semilla queda expuesta. Currie (1972) fue el primero en señalar una diferencia fundamental que se evidencia entre las semillas sembradas de los cultivos, si se comparan algunas semillas de malezas recién producidas con aquellas que se encuentran dentro del perfil del suelo, como la mayoría de las semillas de malezas. Al sembrar las semillas de los cultivos, el hombre las coloca en los macroporos del suelo artificialmente creados, en donde encuentran buena aireación. Esto garantiza suficiente oxígeno para germinar, y el éxito del establecimiento de la plántula es función del suministro de agua. Las semillas de malezas que permanecen en el suelo por períodos prolongados se localizan, no sólo en los macroporos sino también dentro de los agregados, en donde penetran naturalmente como centro de formación de agregados con las partículas de suelo que se adhieren a la superficie de la semilla, o artificialmente, por la acción de instrumentos de labranza. Las semillas de malezas en los macroporos del suelo, entre agregados, encuentran condiciones semejantes a las

de los cultivos, pero aquellas localizadas dentro de los agregados están expuestas a un ambiente de alta humedad y bajo contenido de oxígeno. Estas últimas condiciones tienden a mantener las semillas en estado latente y aseguran su viabilidad por largos períodos.

La descripción anterior corresponde al concepto de "micrositio" de las semillas de malezas en el suelo (Pareja & Staniforth, 1985). En la escala del tamaño, en milímetros, en la mayoría de las semillas de malezas son importantes, las variaciones espaciales en las propiedades del suelo, tales como el tamaño de las partículas, agregados y poros, con la consiguiente variación en los contenidos de humedad y oxígeno. Estas variaciones determinan las condiciones microambientales a las cuales la semilla está expuesta. El micrositio de la semilla en el suelo se define por las condiciones microambientales a las que ella es expuesta, y que está determinada por las relaciones físicas de la semilla con las partículas y espacios del suelo que la rodean (Pareja *et al.*, 1985).

EFFECTOS DE LA LABRANZA SOBRE LAS SEMILLAS DE MALEZAS

La labranza primaria o profunda (20-40 cm), que afecta significativamente el ambiente del suelo, se realiza con varios tipos de arados. Una labranza superficial (5-10 cm) o secundaria, afecta en menor grado al suelo y se lleva a cabo con rastras livianas y cultivadores, con el fin de completar la preparación de los suelos para la siembra del cultivo y para controlar las malezas.

La labranza primaria, en general, hunde las semillas de malezas que se encuentran en la superficie del suelo, en el interior del perfil y trae a la superficie las semillas que estaban latentes en profundidad (Figura 2). El arado, entonces, asegura el reciclaje de las semillas de malezas, coloca las nuevas semillas en un ambiente que promueve y asegura su latencia; devuelve a la superficie las semillas que permanecían viables y latentes en perfiles más profundos del suelo; y las coloca en condiciones adecuadas para la ruptura de la latencia y posterior germinación (Pareja & Staniforth, 1985).

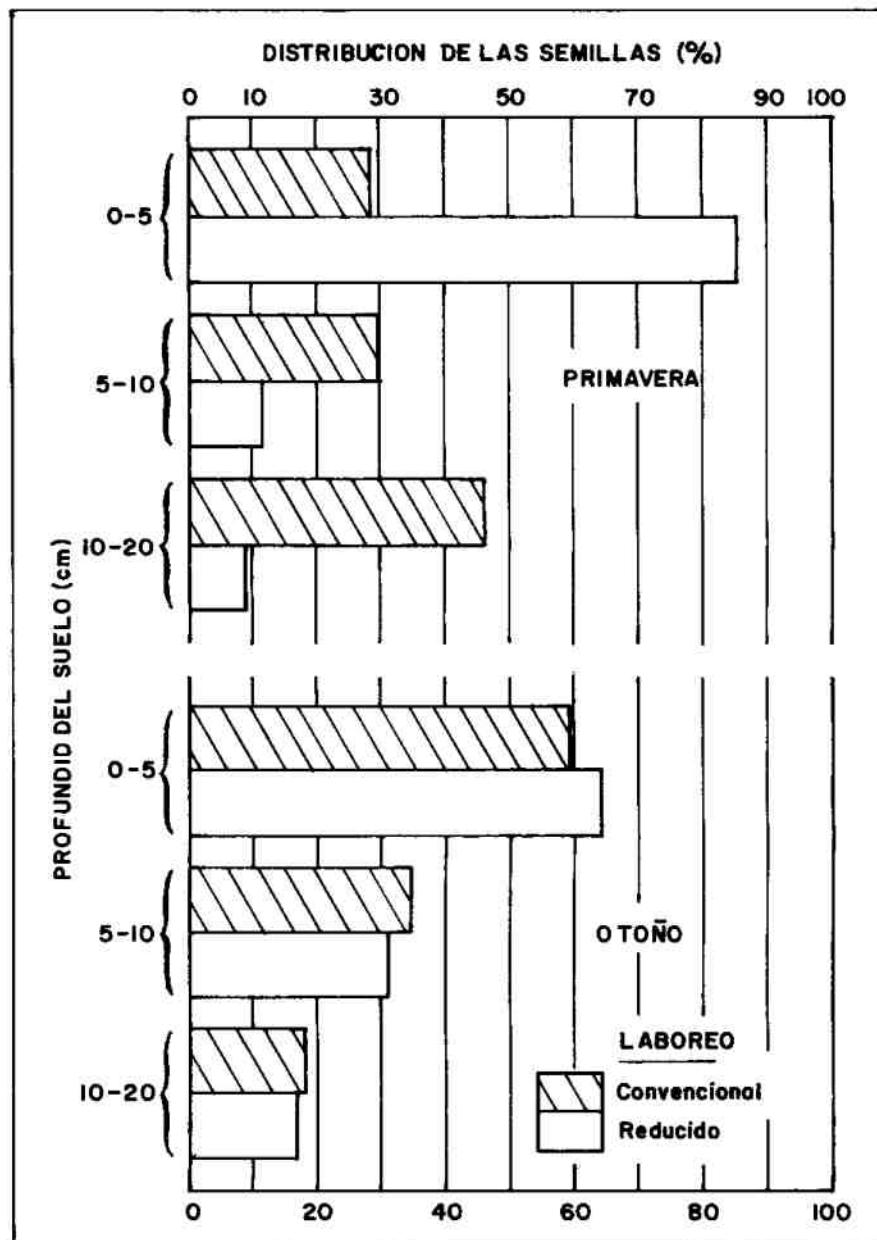


Figura 2. Distribucion de las semillas en el perfil del suelo, bajo dos sistemas de labranza. (Pareja y Staniforth).

La labranza secundaria o superficial, por lo general, estimula la germinación de las semillas a través de su exposición a la luz y mejora las condiciones de aireación de la semilla. Esto ocasiona la vigorosa germinación de malezas observable después de labranzas superficiales del suelo.

MANEJO DE LAS SEMILLAS DE MALEZAS EN EL SUELO

La labranza del suelo es una poderosa herramienta para controlar las malezas ya emergidas y también para manejar las poblaciones de semillas en el suelo. El manejo integrado de las semillas de malezas tiene tres objetivos básicos:

- a) disminuir el banco de propágulos de malezas en el suelo.
- b) prevenir la emergencia de las malezas en los momentos en que no es posible o es más difícil controlarlas.
- c) minimizar la interferencia de las malezas con el cultivo.

La labranza permite manejar las semillas de malezas en el suelo, a la vez que promueve su germinación cuando es más fácil controlarlas y no interfieren con el cultivo, tal y como antes de la siembra o después de la cosecha. Esta táctica, junto con la eliminación de labores culturales que profundizan las semillas y con métodos que previenen la producción de semillas por parte de las malezas emergidas conducirán, en el corto o largo plazo, a la reducción del "banco" de semillas de malezas en el suelo, dependiendo de la situación inicial (figura 3).

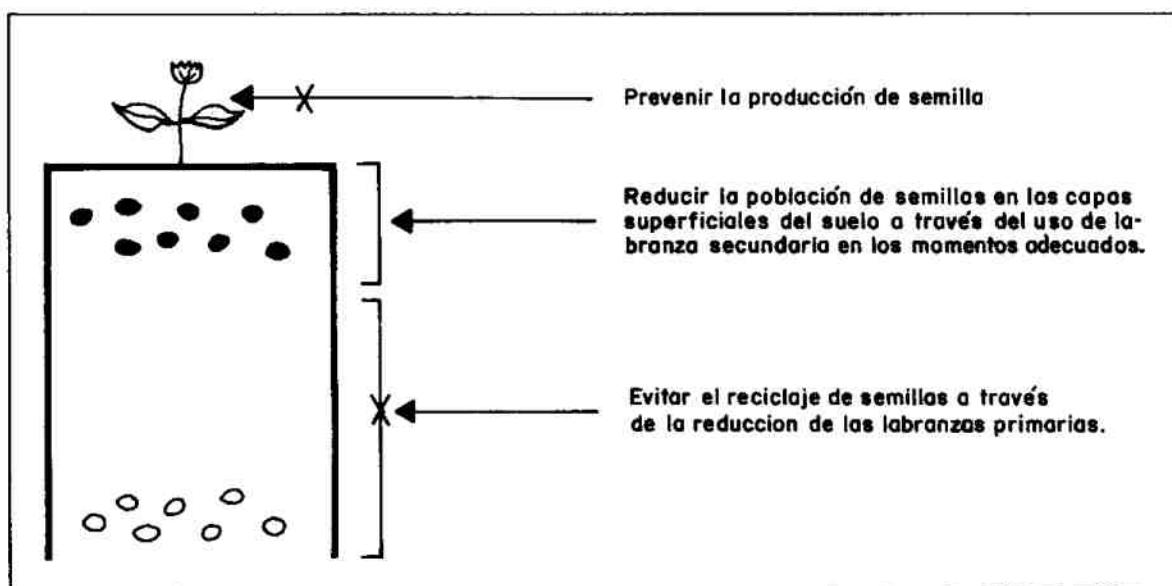


Figura 3. Objetivos en el manejo de las semillas de malezas en el suelo.
(●= Semillas germinables; ○= Semillas latentes).

La decisión de utilizar labranza primaria, secundaria o ambas, depende fundamentalmente del nivel de infestación, de la distribución de las semillas de malezas en el perfil del suelo y del nivel de control de malezas que se pueda conseguir. La Figura 4 ilustra tres situaciones iniciales extremas, y forzosamente simplificadas, de distribución de semillas de malezas en el perfil del suelo. También señala los resultados que se obtendrían con la utilización de labranza primaria seguida de labranza secundaria o solamente labranza secundaria. Estos modelos suponen que:

- 1) La labranza primaria es 100% eficiente para enterrar nuevas semillas en el perfil, pero sólo 80% para desenterrar semillas.
- 2) La labranza secundaria es casi 90% eficiente para estimular la germinación de las semillas localizadas en las capas superficiales del suelo.
- 3) No hay pérdida de viabilidad de las semillas.
- 4) Las semillas en profundidad están en latencia pero ellas pierden esta condición, volviéndose germinables, cuando están en la superficie.
- 5) Las labranzas se realizan antes de la siembra del cultivo y las malezas residuales, que sobreviven después de estas labores, no son controladas.
- 6) En los casos B y C de la figura 4, los cuales son altamente hipotéticos, se supone adicionalmente que el control de malezas ha sido 100% efectivo y, por consiguiente, no hay ninguna producción de semilla nueva (B), o que no hay semillas en la profundidad del perfil (C).

Las figuras 5 y 6 ilustran los años dos y tres de manejos diferenciales de las poblaciones de semillas en el suelo, suponiendo que las malezas residuales producen dos semillas cada una, al final de sus ciclos de vida. Los años dos y tres se ilustran solamente para la situación inicial A, la cual constituye un modelo más representativo de la mayoría de los campos agrícolas. Puede observarse que, a menos que se prevenga en un 100% la introducción de nuevas semillas al "banco" del suelo, solamente la

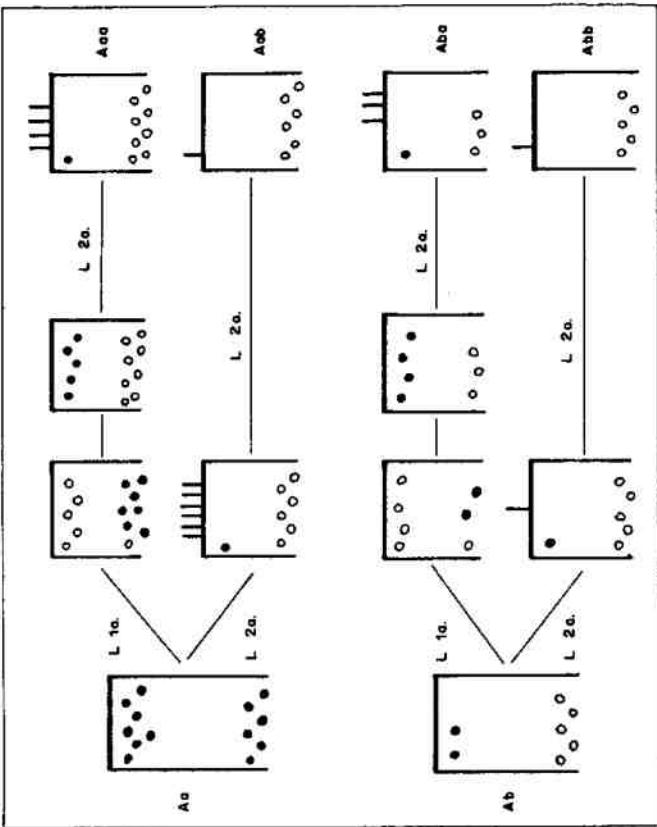


Figura 5. Manejo de las semillas de malezas en el suelo, en el segundo año, bajo dos situaciones hipotéticas, resultantes de un primer año de manejo diferencial.
 (●= Semillas germinables; O = Semillas latentes; L = Malezas).

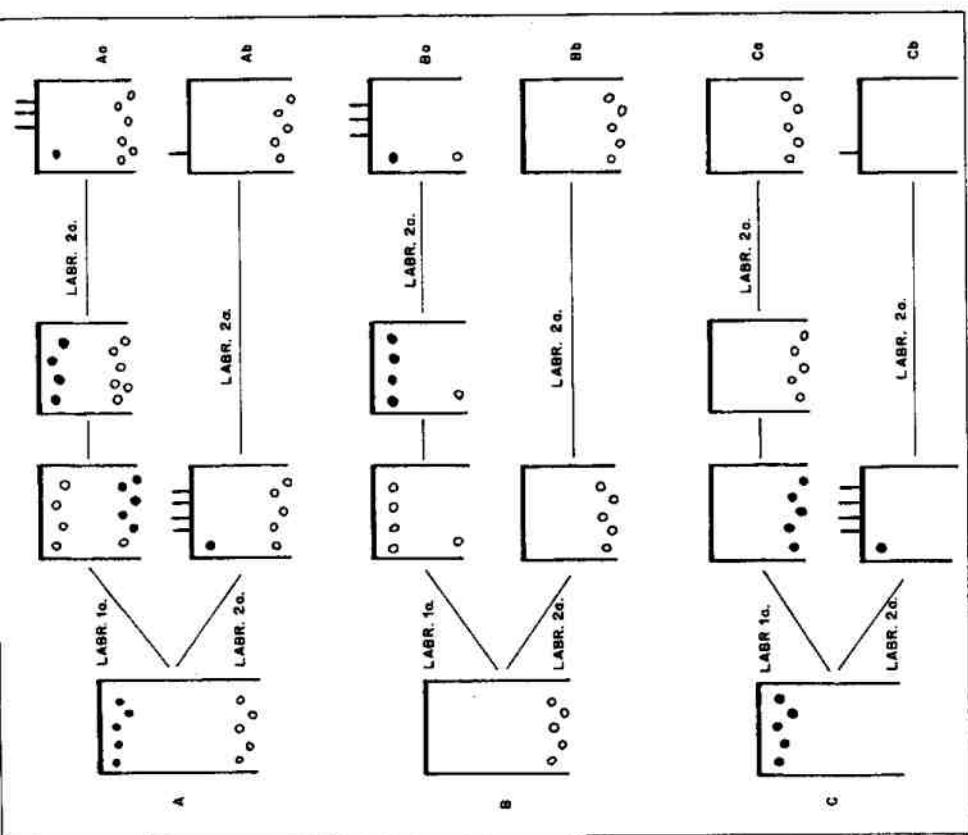


Figura 4. Manejo de las semillas de malezas en el suelo, en el primer año, bajo tres situaciones hipotéticas iniciales. (●=Semillas germinables; O = Semillas latentes; L= Malezas).

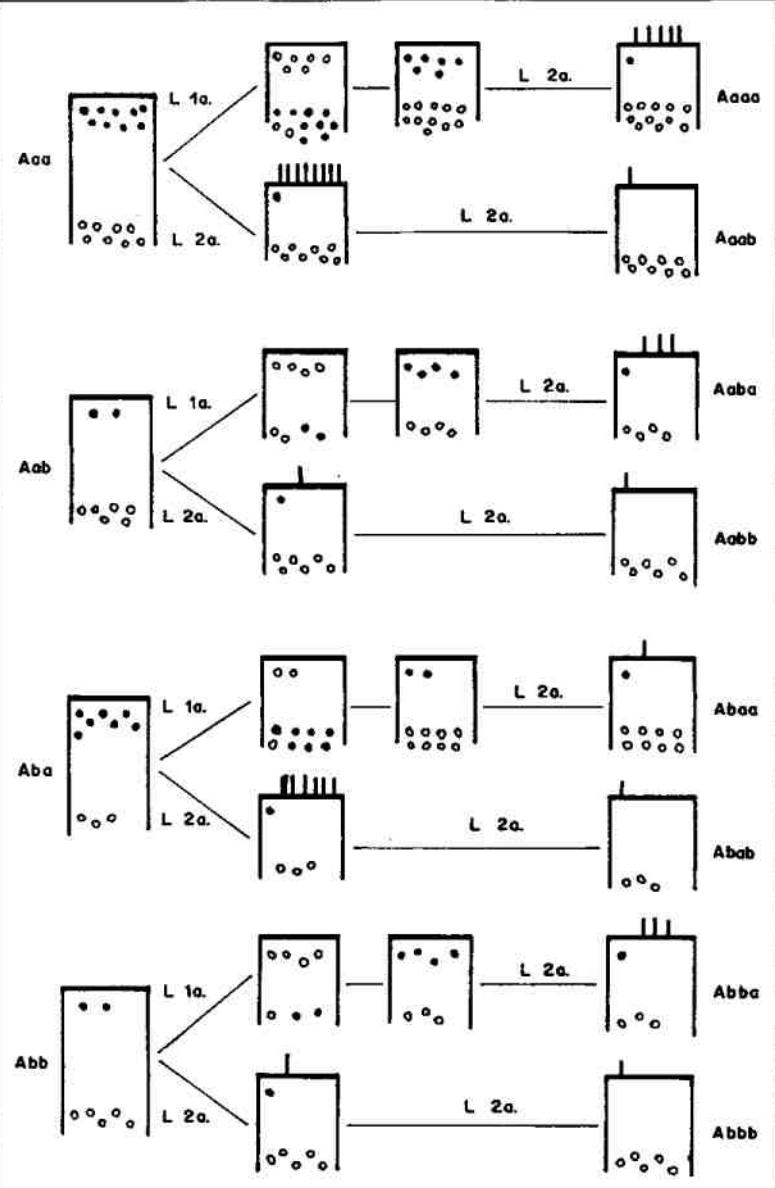


Figura 6. Manejo de las semillas de malezas en el suelo, en el tercer año, bajo cuatro situaciones hipotéticas, resultantes de manejos diferenciales durante el primer y segundo año. (●= Semillas germinables; ○= Semillas latentes; I= Malezas).

labranza secundaria permite disminuir las poblaciones de semillas de malezas en las capas superficiales, lo cual asegura una reducción de las semillas germinables y una disminución de la interferencia de las malezas con el cultivo.

METODOLOGIA PARA LOS ESTUDIOS DE SEMILLAS DE MALEZAS

La discusión anterior resalta la importancia de estudiar las semillas de malezas en el suelo, lo cuales puede llevarse a cabo con los siguientes objetivos:

- 1) Determinar los niveles de infestación de los suelos agrícolas con semillas de malezas (cuantificación).
- 2) Determinar la composición por especies del banco de semillas en el suelo (calificación).
- 3) Determinar la distribución de las semillas en el suelo.
- 4) Realizar una o más combinaciones de los objetivos anteriores.

Estos estudios generan información apropiada sobre la severidad del problema de malezas en un suelo agrícola, el tipo de problema (especies) y las prácticas de manejo que deberían adoptarse para reducir las poblaciones de malezas a niveles manejables. Adicionalmente, el muestreo y cuantificación de las semillas de malezas en el suelo ofrece información sobre el grado de éxito logrado por diferentes programas de control de malezas a largo plazo, ya que un buen programa de manejo de malezas debe llevar a reducir significativamente el nivel de infestación de los suelos con semillas de malezas.

El primer paso en la realización de estos estudios, es el muestreo de los suelos. Para ello, las herramientas más adecuadas son palas comunes o barrenos de muestreo. El número de submuestras a ser tomadas, depende de los objetivos del estudio. Como regla general y considerando que las semillas de malezas tienden a aparecer agrupadas en zonas pequeñas, alrededor de la planta madre, se debe seguir el criterio de que es preferible tomar un número mayor de muestras pequeñas, en vez de pocas muestras de mayor tamaño. El

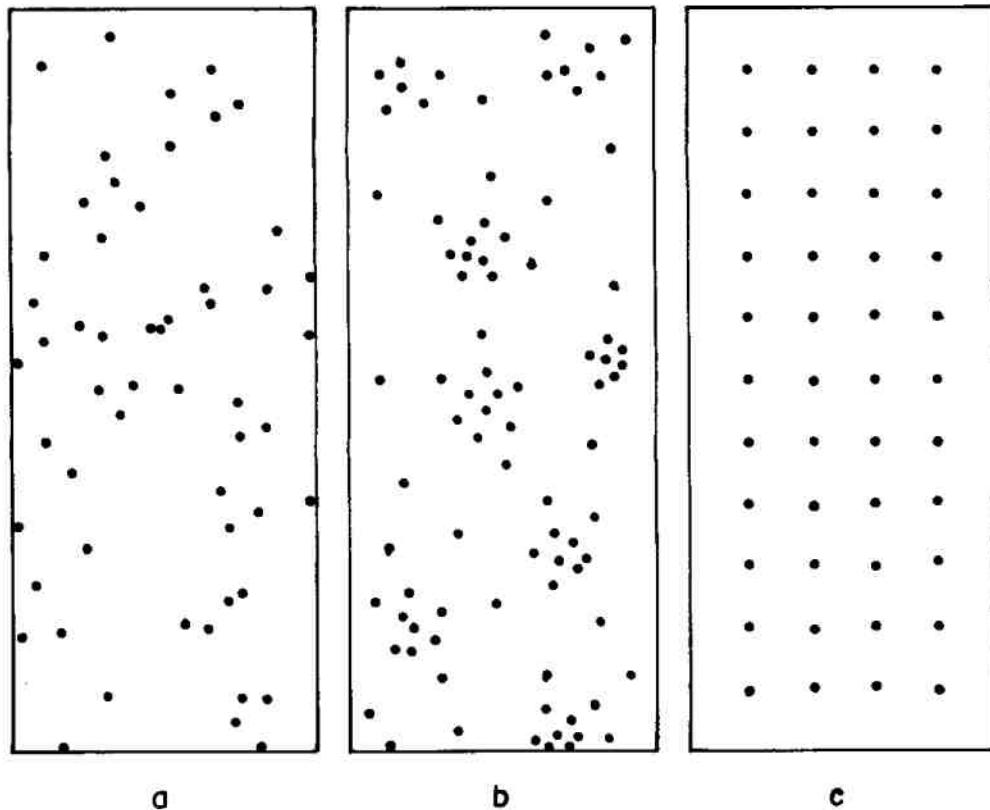


Figura 7. Diferentes tipos de distribución: (a) Al azar, (b) Contagiosa y (c) Regular. (Southwood, 1978).

tipo de distribución espacial de estas semillas en los suelos agrícolas, se conoce normalmente como "contagiosa", en oposición a las distribuciones "regulares" o "al azar" (Figura 7). La forma de distribución debe tomarse en cuenta al decidir el tipo y frecuencia espacial del muestreo. Esto evita hacer generalizaciones a priori sobre el número de muestras a ser tomadas. Estos aspectos deben decidirse en el campo, en función de la situación del terreno y de los objetivos del estudio, pero siempre se debe controlar el número de submuestras tomadas y el área de terreno que ellas representan.

Después de obtener la muestra compuesta, mezclando las submuestras, se procede a la cuantificación de las semillas. Los niveles de infestación del suelo se expresan como número de semillas por unidad de superficie, complementando la información con la profundidad de muestreo y como número de semillas por unidad de

peso del suelo, o sea concentración de semillas. Esta última expresión es útil cuando se intenta describir la distribución de las semillas en el suelo. El método más directo, y simple, para cuantificar las semillas consiste en colocar las muestras en bandejas, a profundidades de entre 5 y 8 cm en condiciones apropiadas de humedad y temperatura, a fin de promover la germinación. Las plántulas que emergen se identifican por especie y se anota su número; el conteo puede ser destructivo, o sea arrancar las plántulas en la medida en que van apareciendo, y después de cada conteo se revuelve el suelo para estimular la germinación de otras semillas. En los casos de difícil identificación de alguna de las especies en su estado de plántula, se pueden transplantar uno o dos ejemplares de las especies desconocidas en condiciones propias para completar su ciclo, en tal forma que facilite la identificación con la presencia de otros caracteres. Este método tiene las ventajas de ser simple, de facilitar la identificación de las especies y de exigir menos tiempo del investigador. La principal desventaja es que nunca da la certeza de la germinación de todas las semillas, ni de si es necesario un seguimiento por varios meses hasta asegurarse de que la mayoría de las semillas ha germinado (Roberts, 1970).

Otro método para separar las semillas del suelo es el lavado de las muestras a través de tamices que retienen las semillas y permiten la filtración de las partículas de suelo. La selección de los tamices depende del tamaño de las semillas que se quiera recuperar del suelo; en general, tamices con aberturas entre 0.75 y 1.70 mm retienen la mayoría de las semillas de malezas excepto las de bledo o verdolaga que son extremadamente pequeñas. Para facilitar el lavado de las muestras se deja el suelo, por 15 a 30 minutos, en una solución de 5 g de hexametafosfato de Na (Calgón) más 2.5 g de NaHCO_3 (bicarbonato de soda)/100 ml de agua para deflocular los terrones y agregados antes de lavar la muestra por el tamiz (modificado de Malone, 1967). Este método recupera casi el 100% de las semillas, dependiendo del tamiz utilizado. Es rápido y fácil de realizar en el laboratorio, pero el conteo de las semillas es tedioso y lento, principalmente si se intenta identificar especies a través de sus semillas.

Un tercer método, el cual ahorra la etapa de lavado por los tamices, es el descrito por Malone (1967), y referido como el método de flotación. Por este método se consigue la dispersión de los agregados del suelo y la flotación de la materia orgánica, viva y muerta. Se sumerge la muestra de suelo durante 15 a 30 minutos, en una solución de 5 g hexametafosfato de Na (Calgón) más 2.5 g de NaHCO_3 (bicarbonato de soda) más 12.5 g de MgSO_4 sulfato de magnesio/100 ml de agua. El material flotante, semillas y residuos vegetales, se filtra de la superficie de la solución y se seca para su identificación y conteo. Malone recomienda por lo menos tres lavados con esta solución para asegurar la extracción del mayor número de semillas. Este método es relativamente rápido y simple, pero no recupera el 100% de las semillas presentes en el suelo y, también en este caso, la identificación de las especies debe hacerse sobre las semillas en lugar de identificarlas sobre las plantulas. La mejor referencia bibliográfica disponible para la identificación de las semillas de malezas es la publicación de Doll et al.

CONCLUSIONES

La ciencia de las malezas es una de las disciplinas más modernas de la fitoprotección, sin embargo las malezas se han reconocido como problema antiguo de la agricultura. Aún se desconocen muchos aspectos biológicos y ecológicos de este variado grupo de plantas, especialmente en las áreas que se relacionan con la dinámica de las semillas de malezas en el suelo y con los métodos utilizados en estos estudios. El presente trabajo pretende estimular a los investigadores a iniciar y profundizar estudios en esta área, principalmente bajo condiciones tropicales. Tales estudios permitirán conformar una base de conocimientos sobre viabilidad, germinación y dinámica de las semillas de malezas en el suelo, y contribuirán a una mejor comprensión de la biología de las especies, y a fundamentar las prácticas de manejo de las malezas en los suelos agrícolas.

REFERENCIAS

- ANDERSEN, R.N. 1968. Germination and establishment of weeds for experimental purposes. New York, Humphrey. 236 p.
- BEWLEY, J.D. y BLACK, M. 1978. Physiology and biochemistry of seeds in relation to germination. Vol. 1: Development, Germination and Growth. New York, Springer-Verlag. 306 p.
- BLACK, C.A. 1968. Soil-plant Relationships. 2nd ed. New York, Wiley. 792 p.
- CHEPIL, W.S. 1946. Germination of weed species. I. Longevity, periodicity of germination and vitality of seeds in cultivated soils. *Sci. Agric.* 26:307-346.
- CURRIE, J.A. 1961. Gaseous diffusion in the aeration of aggregated soils. *Soil Sci.* 92:40-45.
- _____. 1972. The seed-soil system. In Haydecker, W. ed. *Seed Ecology*. 19th Easter School in Agric. *Sci. Proc.* London. University of Nottingham. The Pennsylvania State University Press. p. 463-479.
- DOLL, J.; REYES, C.; NAVIA, D.; FISCHER, H.; CARDENAS, J. s/f. Semillas de malezas tropicales: I. Monocotiledóneas; II. Dicotiledóneas. 8 pp.
- EMERSON, W.W. 1959. The structure of soil crumbs. *J. Soil Sci.* 10:235-244.
- HARPER, J.L. 1957. The ecological significance of dormancy and its importance for weed control. *14th Internat. Congr. Crop Protect. Proc.* 1:415-420.
- KLINGMAN, G.C. y ASHTON, F.M. 1984. Estudios de las plantas nocivas: principios y prácticas. México D.F., Limusa. 449 p.
- MALONE, C.R. 1967. A rapid method for enumeration of viable seeds in soil. *Weeds* 15:381-382.
- MAYER, A.M. y POLJAKOFF-MAYBER, A. 1975. The germination of seeds. 2nd ed. Oxford, Pergamon. 192 pp.
- PAREJA, M.R.; Staniforth, D.W. y Pareja, G.P. 1985. Distribution of weed seeds among soil structural units. *Weed Sci.* 33:182-189.
- _____. and STANIFORTH, D.W. 1985. Seed-soil microsite characteristics in relation to weed seed germination. *Weed Sci.* 33:190-195.
- RADOSEVICH, S.R. y HOLT, J.S. 1984. *Weed Ecology: Implications for vegetation management*. New York, Wiley. 265 pp.

- ROBERTS, E.H. 1972. Dormancy: a factor affecting weed seed survival in the soil. In Roberts, E.H. ed. Viability of Seeds. New York, Syracuse University Press, pp. 321-359.
- ROBERTS, H.A. 1970. Viable weed seeds in cultivated soils. Natn. Veg. Res. Stn. Ann. Rep. 1969:25-38.
- SCHAFFER, D.E. y CHILCOTE, D.O. 1970. Factors influencing persistence and depletion in buried seed populations. II. Effects of soil temperature and moisture. Crop Sci. 10:342-345.
- SOUTHWOOD, T.R.E. 1978. Ecological methods; with particular reference to the study of insect populations. 2nd ed. London, Chapman and Hall, 524 pp.
- STANIFORTH, D.W. 1961. Crop-weed ecology in relation to weed control research. In 14th Southern Weed Science Conference. Ames, Iowa. Dept. of Botany and Plant Pathology, Iowa State University. 11 pp.
- STOLLER, W.W. y WAX, L.M. 1973. Periodicity of germination and emergence of some annual weeds. Weed Sci. 21:574-580.
- TAYLORSON, R.B. 1970. Changes in dormancy and viability of weed seeds in soils. Weed Sci. 18:265-269.
- _____. 1972. Phytochrome controlled changes in dormancy and germination of buried seeds. Weed Sci. 20:417-422.

EL TRANSPORTE, PROCESAMIENTO Y ENVIO DE ESPECIMENES DE INSECTOS PARA SU DIAGNOSTICO EN FITOPROTECCION*

Daniel Coto A.**

ANTECEDENTES

Cada vez se evidencia en la región centroamericana la necesidad de realizar investigaciones en áreas de la sistemática, así como sobre los servicios de diagnóstico que se requieren en diferentes partes del mundo, especialmente en la región tropical.

Los servicios biosistemáticos no son simplemente una labor de identificación, como muchos podrían pensar, sobre los servicios taxonómicos o biosistemáticos. Hay la tendencia a considerar el trabajo de identificación como una rutina de fácil realización. Las identificaciones son el producto primario del servicio de biosistemática; sin embargo, muchas de ellas más que una rutina, son realmente en esencia proyectos de investigación. Es decir, los especímenes a ser identificados pueden representar una especie no descrita, o la especie puede haber sido descrita en forma incorrecta. En casos como éstos se pueden requerir exámenes detallados tanto de la literatura como de los materiales disponibles, además del análisis de una gran cantidad de información biosistemática sobre la distribución del organismo. La recolección y análisis de datos sobre hospedantes, presas, enemigos naturales, biología, entre otros, son básicos en el trabajo de biosistemática.

Se estima que alrededor de 1500 personas realizan trabajos de identificación de insectos y ácaros en todo el mundo y que estas personas destinan menos del 10% de su tiempo de trabajo a esta

*Presentado a la Reunión de la Red Regional de Diagnóstico Vegetal, Guatemala, 2-4 Diciembre, 1987.

**Entomólogo Asistente, Proyecto MIP/CATIE. 7170 Turrialba, Costa Rica.

actividad. La insuficiencia de estas cifras hacen necesario fomentar y facilitar la cooperación entre los taxónomos que estudian organismos tropicales, con énfasis en el "desarrollo de instituciones locales y el sostenimiento de personal entrenado localmente en los países de la región".

PROCESAMIENTO Y ENVIO DE MUESTRAS

Algunos insectos mueren en forma rápida en la cámara de gas (también conocida como morgue), que es fabricada con cianuro de potasio y yeso o sólo yeso), mientras que otros son muy resistentes, aún en la misma cámara. Un mosquito, por ejemplo, muere en unos pocos segundos, mientras que algunos abejones pueden permanecer vivos por más tiempo. Los insectos colectados deben conservarse en la cámara de gas, hasta asegurarse que han muerto, pero considerando que un tiempo muy prolongado puede decolorarlos.

Durante el trabajo de campo, al extraer los insectos de la cámara, se colocan en cajitas con papel toalla como colchón para evitar que se quiebren. No debe usarse algodón para evitar que las patas y antenas se adhieren a él y corran el riesgo de dañarse. También pueden guardarse temporalmente en triángulos de papel. Algunos insectos se mueren sumergiéndolos directamente en alcohol de 70 o 75%, donde pueden permanecer indefinidamente.

Los insectos deben procesarse tan pronto como sea posible, después de la colecta, para evitar pérdidas o deterioro por ataque de hongos o insectos necrófagos. Los que no se pudieron montar en el campo, deben tener preferencia debido a que algunos ejemplares se secan muy rápido, lo cual causa rotura de patas, alas, antenas, abdomen y cabeza, de igual manera sucede con las mariposas que se guardan en triángulos de papel.

El procesamiento y envío de especies para identificación, requiere cuidados especiales, para garantizar la integridad de los especímenes durante el transporte. El material que no esté

adecuadamente preparado, etiquetado y documentado, generalmente es rechazado por los centros de biosistemática.

En muchos casos los métodos utilizados son apropiados, pero algunos taxónomos exigen y prefieren procedimientos especiales. Los procedimientos deseables para el material que se remite son los siguientes:

1. Datos para identificación de los especímenes

Cada espécimen montado sobre un alfiler o en un slide (preparación en portaobjeto) o puesto en un frasquito, debe llevar una etiqueta con la siguiente información:

- a. La localidad específica (el país, el estado, u otra subdivisión política, y la ciudad o un punto de referencia local pertinente).
- b. Fecha de recolección.
- c. Nombre del colector.
- d. Nombre de la familia, género y especie del huésped (si es conocido).
- e. Un número de comprobante del espécimen, cada espécimen debe tener un número distintivo para facilitar el reportaje de las identificaciones.

2. Insectos montados en alfiler

Con este método se deben montar la mayoría de los especímenes, excepto aquellos insectos que sean demasiado pequeños o frágiles para los cuales utiliza un montaje doble (sobre un alfiler minuten nadeln o bloques de médula de sauco) o cuidadosamente pegados sobre puntas de papel. Se debe pegar la punta al lado derecho del espécimen cuidando que el pegamento no oculte los caracteres críticos. Las polillas o moscas diminutas no se

EQUIPO USADO PARA MONTAR INSECTOS.

GRADILLA Y CUBO DE MONTAJE

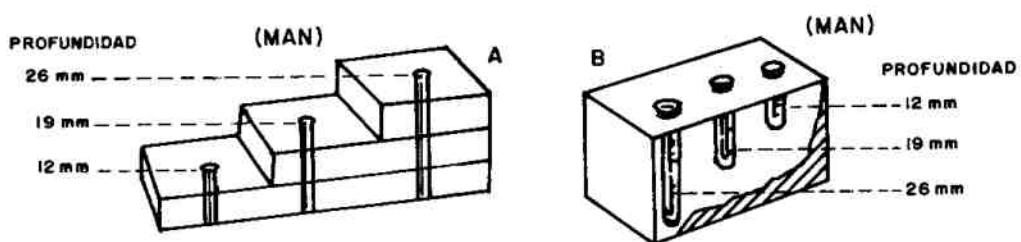


Figura 1. Bloques de montaje.

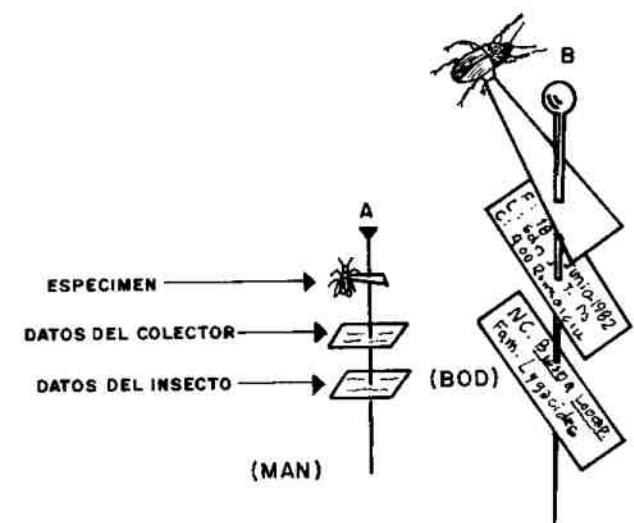


Figura 2. Viñetas Entomológicas.

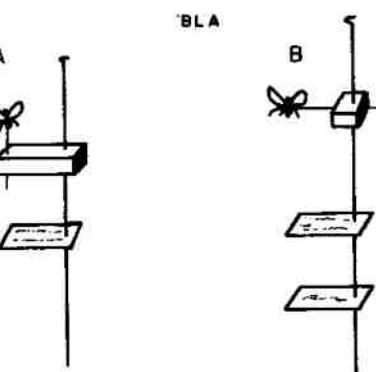


Figura 4. Insecto fijado con un alfiler de dos puntas o un taruguito de médula de sauco.

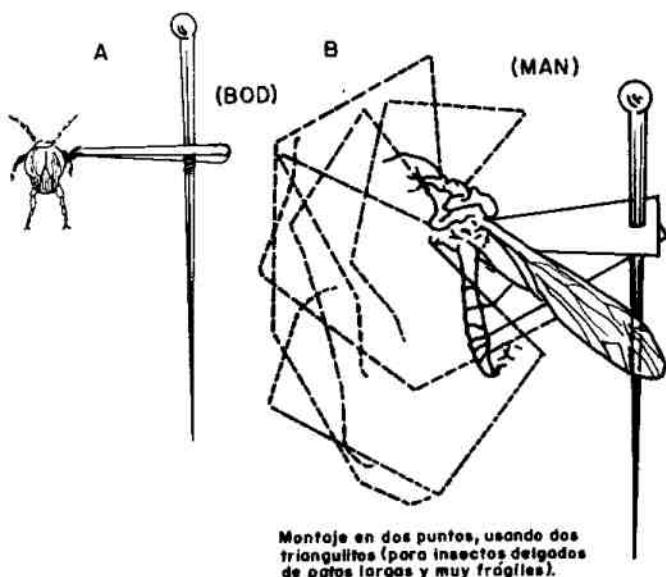


Figura 3. Triangulos Entomológicos

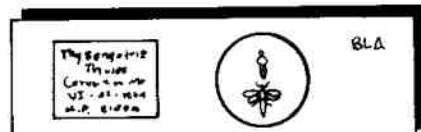


Figura 5. Montaje en laminilla.

deben pegar a las puntas, use alfileres minuton nadeln. Los lepidopteros deben conservar las alas extendidas. El montaje de los especímenes se realiza preferiblemente cuando están frescos porque se facilita su manipulación y se corre menor riesgo de desintegración. La pupa, la piel pupal, los capullos etc., deben ser enviados en una cápsula plástica o pegados a una tarjeta separada o bien, montada debajo del insecto adulto.

3. Preparación en portaobjetos (Slides)

Los ácaros, pulgas, trips, moscas blancas, moscas de la familia Psychodidae, la mayoría de escamas, y las larvas de los mosquitos deben ser remitidas sobre slides en la forma adecuada. También, algunas avispas de la familia Trichogrammatidae y Mymaridae y otros insectos diminutos deben ser montados en slides. Las garapatas en su etapa larval si no están llenas de sangre, también pueden ser enviadas en slides.

4. Montajes en alcohol

Los siguientes especímenes se deben remitir en alcohol de 95%: avispas de la familia Ichneumonidae y moscas de mayo (Ephemeroptera). Moscas de murciélagos, todos los insectos de cuerpos blandos (incluyendo todas las larvas y pupas) y la mayoría de los insectos menores de 2 mm de largo, menos los que están indicados abajo serán preservados en alcohol de 70%. Los especímenes de grupos listados bajo "slides" deben ser preservados en alcohol de 70% si no son montados sobre slides. Se pueden remitir adultos de mosquitas blancas en alcohol pero la identificación de esta etapa usualmente no es posible, ya que es necesario hacerlo en el estado de pupa. Nunca debe remitir en alcohol, lepidóptera, abejas o chinches.

Debe colocar sólo una especie de insecto en cada frasquito, y usar viales de vidrio de color claro y de tamaño que permita el uso de pinzas o un gotero para sacar los especímenes; si el

frasquito es demasiado grande sería difícil encontrar los especímenes pequeños. Los tapones deben ser de hule o silicon en vez de tapones de rosca, para evitar la evaporación del alcohol.

No use metanol o soluciones de formalina, use solamente alcohol etanol, si es posible de 70 a 80%. El alcohol de farmacia es adecuado solamente para el almacenaje temporal. Se debe cambiar el alcohol en los frasquitos por alcohol fresco dentro de 24 horas después de la inmersión inicial de los especímenes para prevenir que el alcohol se diluya y la subsiguiente descomposición de los especímenes. Los frasquitos no deben tener burbujas de aire, para evitar ésto se debe insertar un alfiler o clip en el tapón y luego sacarlo.

5. Preparación de formas específicas

Los trips se deben matar y preservar en AGA (9 partes de alcohol de 70%, una parte de glicerina, y una parte de ácido acético glacial).

Para la muerte y fijación de insectos immaduros se recomiendan las técnicas siguientes:

a) Introducir las larvas dentro de un recipiente con agua hirviendo. Inmediatamente separar el agua con el espécimen del fuego cuando las larvas son pequeñas. Para larvas más grandes se debe hervir hasta por uno o dos minutos antes de suprimir el fuego. En ambos casos, se deja que el agua se enfrie a temperatura ambiental y luego se preservan en alcohol de 70 u 80%. Este método puede utilizarse sólo en el laboratorio y requiere el transporte de las larvas al mismo.

b) Utilizar una solución llamada KAAD que consiste de una parte de kerosene, de 7 a 10 partes de alcohol, dos partes de ácido acético glacial, y una parte de surfactante. Este último ingrediente sirve como emulsificante para prevenir la separación de los otros ingredientes. Originalmente Peterson recomendó el uso

de dioxano, pero este producto tiene actualmente uso restringido, pues hay evidencias de que es cancerígeno.

Las larvas se dejan caer en un frasco con la mezcla y se mantienen por un período de 5 a 30 minutos. Las larvas pequeñas, de cuerpo blando pueden reventarse si se les deja por más de 5 minutos. Las larvas más grandes necesitan más tiempo para asegurarse de que están bien extendidas y fijadas. Una vez listas se colocan momentáneamente sobre papel toalla para absorber el KAAD adherido. Luego se preservan en alcohol de 70 u 80%. El método tiene la ventaja de que se puede usar en el campo.

6. Especímenes sin montar (en seco)

Las moscas blancas y escamas de la familia Diaspididae, sino es posible montarlas en los slides, deberán remitirse sobre las plantas huéspedes colocadas entre una pieza de papel absorbente. No coloque especímenes de estos grupos dentro de bolsas plásticas.

7. Recipientes para envío de muestras de plantas e insectos

No son aceptables para remitir insectos cajitas para pastillas y para fósforos, pero pueden usarse para el envío de muestras de plantas, agallas o material similar asociados con el espécimen. Para una mayor protección durante el envío, se usa papel de seda dentro de las cajitas, evite el uso de algodón en éstos casos.

Las cajas para envío de insectos deben tener un tamaño apropiado de acuerdo con la muestra, y poseer un fondo lo suficientemente estable para que los alfileres penetren bien, así como una tapa bien segura.

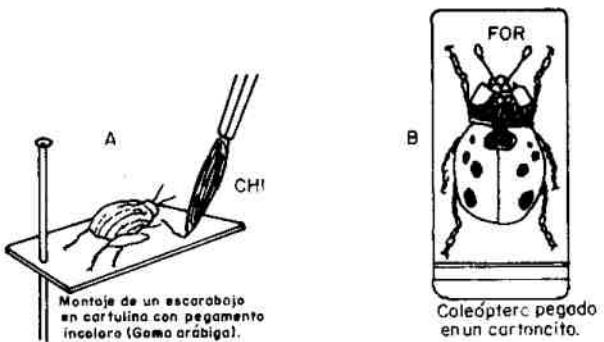


Figura 6. Montaje en cartulina

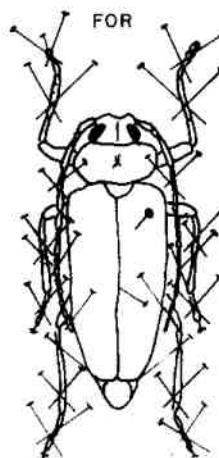
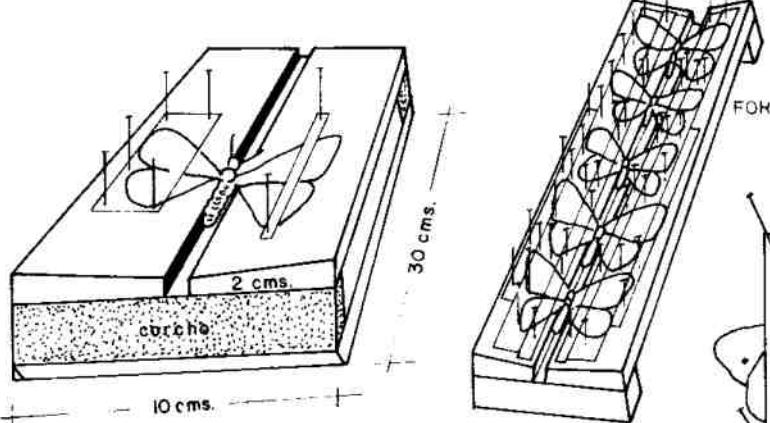


Figura 7. Montaje de un insecto mostrando sus características morfológicas más notorias.



Preparación de mariposas sobre extendor. Se colocan las alas con cuidado en posición correcta mediante un alfiler o aguja enmangada y se sujetan con tiras de papel de calcar. Si se guardan en una habitación con poca humedad los insectos estarán lo bastante seco para retirarlos de la tabla transcurridas dos semanas. Los mayores requieren más tiempo.

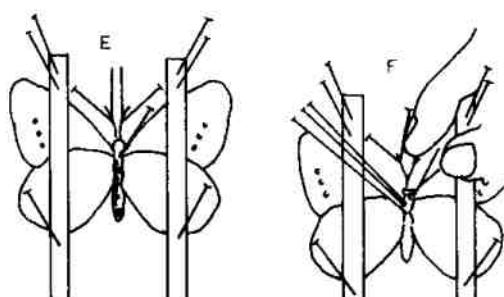
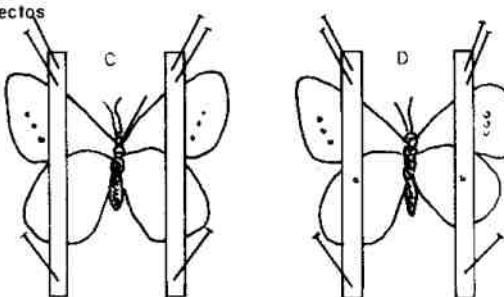
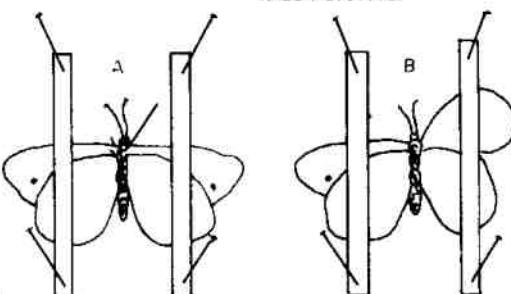


Figura 8. Extensores de alas especialmente para mariposas. Forma como se extienden las alas.

8. Aspectos generales

Una descripción breve del proyecto o experimento con el cual se relaciona el espécimen, dará prioridad a su solicitud de identificación. Envíos por adelantado, en lotes pequeños y a medida que los estudios progresen, le asegurarán un servicio más rápido y oportuno.

Las solicitudes relacionadas con información sobre los huéspedes, la distribución, características de identificación, referencias de literatura, etc., serán contestadas a opción del taxónomo responsable de la identificación, de acuerdo con el tiempo y recursos técnicos disponibles.

Especímenes que representen hallazgos de especies, huéspedes o una distribución nueva, pueden ser retenidas a discreción del taxónomo, por lo que se aconseja conservar una réplica de todo el lote.

CÓMO COLECCIONAR O GUARDAR LOS INSECTOS

El material que se usa para conservar los insectos es el siguiente:

- a. Una caja de madera con tapa de vidrio que tiene dimensiones estandar de 46x42x7cm.
- b. Al fondo de la caja se le coloca durapax como base para que se inserten y fijen bien los alfileres, en caso de que los insectos no sean colocados en cajitas especiales.
- c. Dentro de la caja entomológica se colocan bolitas de naftalina con el fin de proteger a los insectos de otros insectos omnívoros y disminuir los olores desagradables.

Se recomienda agrupar las colecciones de insectos en orden alfabético iniciando por órdenes, familias, géneros y especies.

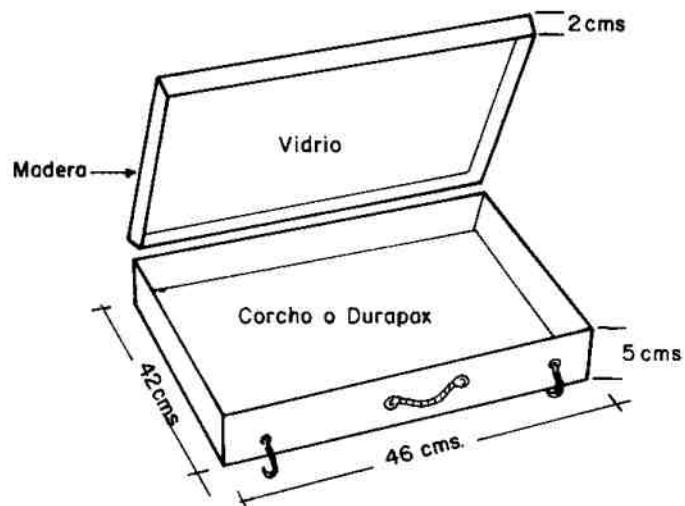
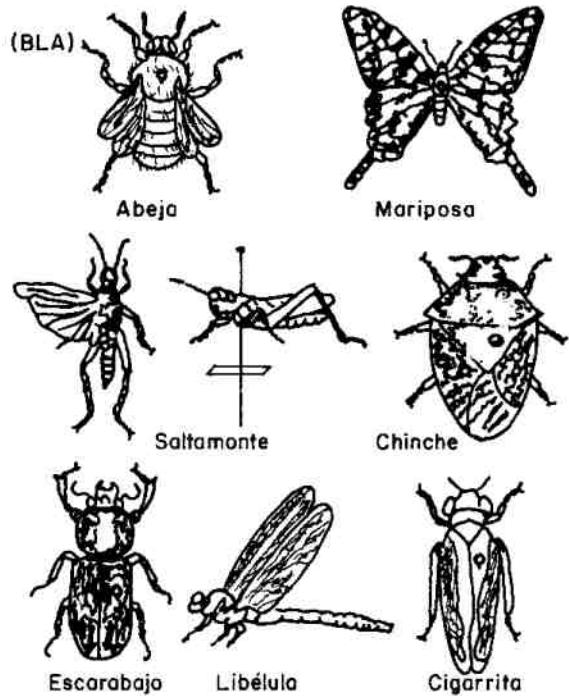
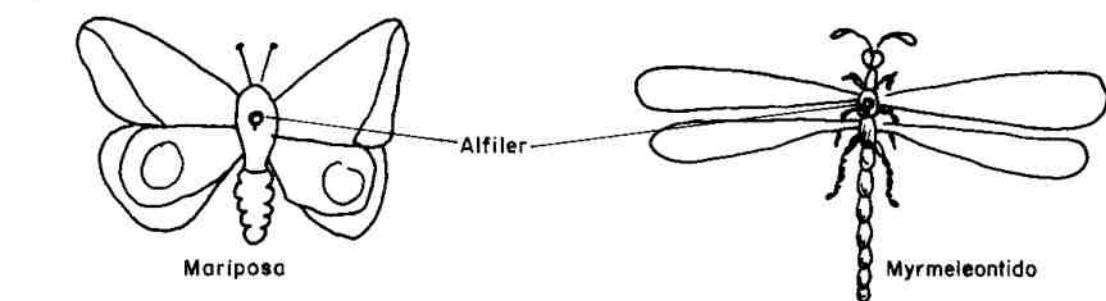
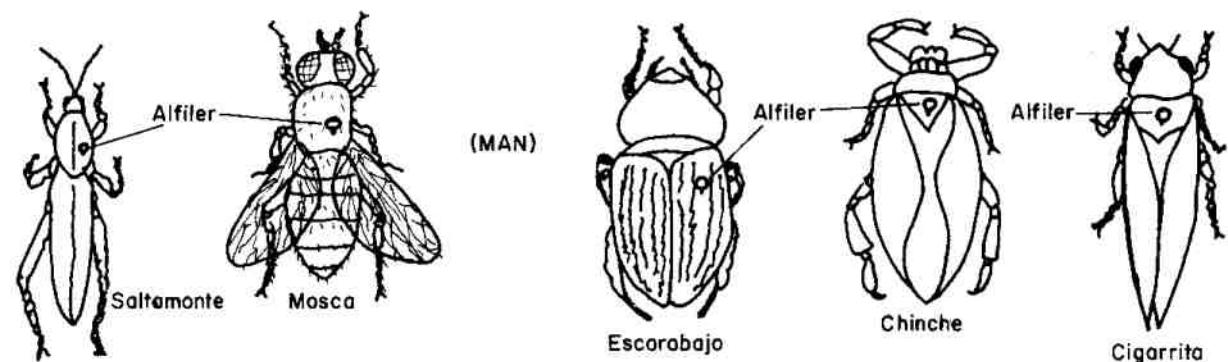
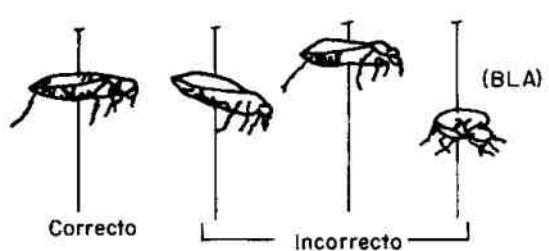


Figura 10. Caja Entomológica.

Figura 9. Como pinchar insectos.

CÓMO PRESERVAR O MANTENER LOS INSECTOS UNA VEZ COLECTADOS

Una vez que los insectos han sido colectados se deben tomar las siguientes medidas:

- a. Para que los insectos queden exentos de humedad se recomienda secarlos por medio de calor antes de guardarlos para evitar la invasión de hongos. Nunca se deben dejar los insectos capturados al aire libre porque son devorados por insectos tales como las cucarachas y hormigas.
- b. Si por alguna razón los insectos coleccionados fueran invadidos por hongos o por otros insectos se recomienda impregnarlos con tetracloruro de carbono tomando la precaución de no inhalar este compuesto, ya que es tóxico al ser humano.

BIBLIOGRAFIA

- ARNETT, H.R.; DOWNIE, N.M.; JAQUES, H.E. 1980 How to know the beetles. The Pictured Key Nature Series. Dubuque, Iowa, Brown. 415 p.
- BLAND, G.R.; JAQUES, H.E. 1978. How to know the insects. The Pictured Key Nature Series. Dubuque, Iowa, Brown. 409 p.
- CURTIS, W. 1971. Packing and shipping pinned insects. Bulletin of the Entomological Society of America. Vol. 17(1):6-8
- GILBERTO, A.M. 1978. Colecta, montaje y preservación de insectos. San José, Universidad de Costa Rica, Facultad de Agronomía. 28 p.
- KNUTSON, L. 1976. Preparation of specimens submitted for identification to the systematic entomology laboratory, USDA. Insect Identification and Beneficial Insect Introduction Institute, Agric. Res. Serv., USDA, Beltsville, MD 20705.
- _____. 1986. Identification request-Information/instructions. Biosystematics and Beneficial Insects Institute, Beltsville, Maryland. United States Department of Agriculture. 1 p.

**DESCRIPCION TAXONOMICA DE LAS PLAGAS DE IMPORTANCIA AGRICOLA DEL
ORDEN LEPIDOPTERA: FAMILIA NOCTUIDAE**

Daniel Coto A.*

Los caracteres de los estados inmaduros de los insectos tienen igual importancia taxonómica que los de los adultos porque amplian las posibilidades para la clasificación e identificación, lo cual es esencial, cuando se trata de especies de importancia económica.

Las larvas presentan grandes modificaciones en su forma; pero de manera general se puede decir que está dividida en tres regiones: cabeza, tórax y abdomen. Esta división sin embargo, no es muy perceptible en muchas larvas parásitas, las cuales, por su misma condición parasitaria, se encuentran muy degeneradas.

La cabeza generalmente está bien delimitada: comprende una cápsula cefálica, un par de antenas y piezas bucales. El aparato bucal está constituido generalmente por el labio y epifaringe; el labio formado por el submentón, mentón, prementón, palpos labiales, glossa y paraglossa, un par de mandíbulas provistas de dientes capaces de triturar el alimento y un par de maxilas integradas por el cardo, estipe, palpo maxilar, galea y lacinia.

La cápsula cefálica se divide en dos epicráneos, delimitados por una sutura epicraneal muy marcada, comprende el vertex, el occipucio, las genas y postgenas, que constituyen la mayor parte de la cara ventral de la cápsula. Así como el clipeo, labro y la frente (que está formada por dos placas oblicuas llamadas escleritos abfrontales).

Sobre las genas aparecen generalmente seis o menos ojos simples, llamados comúnmente ocelos. Las antenas comprenden, de

*Entomólogo Asistente. Proyecto MLP/CATIE, 7170 Turrialba, Costa Rica.

ordinario, tres artejos, sobre los cuales están repartidos los conos y los pelos sensoriales.

En cada una de las áreas definidas de la cabeza hay una serie de cerdas que tienen nominaciones especiales y se utilizan como auxiliares en la identificación.

La cápsula cefálica de la mayoría de las larvas crece en proporciones que permiten reconocer el estadio de una larva o establecer el número de estadios de una especie.

El tórax, está formado por tres segmentos: protórax, mesotórax, y matatórax. Cada segmento con un par de patas verdaderas. Cada pata está formada por la coxa, femur, tibia, tarso y uña.

En el dorso del primer segmento puede encontrarse o no un área endurecida denominada escudo protoráxico, así como un espiráculo en posición lateral en el protorax o mesotorax. En estos segmentos torácicos suelen localizarse cerdas utilizables como auxiliares en la identificación.

La tercera región o abdomen consta de un número variable de segmentos, generalmente de 10 a 12. En esta parte del cuerpo son más intensas las funciones respiratorias, razón por la cual generalmente se localizan de siete a ocho pares de espiráculos en los primeros segmentos abdominales.

Con cierta frecuencia, se localizan también órganos de locomoción denominados pseudopatas o falsas patas, en número variable. En muchas larvas de lepidópteros se observan cinco pares de estos apéndices, sin embargo el número puede aumentar como ocurre en las larvas de tentredinidos y panórpidos o estar ausentes como en el caso de las gallinas ciegas.

Otros insectos carecen de patas tanto en el tórax como en el abdomen, como sucede en las larvas de picudos, abejas y moscas.

Las larvas en algunos casos tienen otros apéndices, tales como el urongomfi y apéndices segmentados en Corydalis sp., así como

cerdas o setas en la superficie de la cutícula. La distribución de ellas es diferente para cada una de las especies. Muchas de ellas están rodeadas en su base por células termógenas. Otras no tienen esta estructura y se agrupan en áreas planas llamadas verricules; si el área está realizada, se le denomina verruga. Las cerdas pueden ser cortas o largas, simples o plumosas; si nacen sobre una área más o menos plana se llama pináculo y chalaza si nace sobre un tubérculo carnoso. La superficie de la cutícula lleva también tubérculos carnosos más o menos largos cubiertos de cerdas o espinas llamados escolus, cuya distribución es importante en la clasificación.

El orden Lepidóptera presenta una considerable importancia económica. Muchas de las larvas de la mayoría de las especies fitófagas, son plagas de plantas cultivadas y algunas se alimentan de granos almacenados o cereales.

En los adultos el aparato bucal está modificado en una trompa que tiene como función la succión; unas cuantas especies tienen partes bucales vestigiales y no se alimentan en el estado adulto.

Las larvas de los lepidópteros son generalmente de tipo eruciforme y de forma cilíndrica, aunque a veces son ligeramente aplanadas, cortas y anchas. Su cabeza es bien desarrollada, tres segmentos torácicos y once abdominales, pero el 10º y 11º están fusionados y forman el segmento anal, cuya parte dorsal un poco esclerosada, se llama escudo anal. Existen nueve pares de espiráculos, uno en el protórax o entre éste y el mesotórax y ocho en los primeros ocho segmentos abdominales.

La cabeza está siempre bien formada, comprende una cápsulacefálica bien esclerosada, constituida por el epicraneo que al unirse forma el triángulo vertical o cervical, así como por la frente y suturas adfrontales, además de un par de antenas y piezas bucales masticadoras. La mayoría de las orugas tienen seis ocelos a cada lado de la cabeza.

La cabeza ostenta pelos de importancia muy variable, que se reparten en tres categorías: los primarios, que existen ya desde el primer estadio larvario; los subprimarios, que aparecen después del primer estadio; y los secundarios, repartidos irregularmente y no se utilizan en la sistemática.

Los segmentos torácicos están formados, generalmente, de un tergito esclerosado y escleritos laterales; el tergito del protórax es más o menos oscuro, y generalmente está muy esclerosado, de donde ha recibido el nombre de escudo protoráxico. Cada segmento torácico lleva un par de patas torácicas o patas verdaderas.

El abdomen comprende 11 segmentos, pero el 10º y el 11º están fusionados y forman el segmento anal. Existen de ordinario, cinco pares de patas abdominales o falsas patas, en los segmentos 3, 4, 5 y 6 (patas ventrales) y sobre el 10º (patas anales). Sin embargo existen algunas excepciones como las orugas de la Familia Micropterygidae que poseen ocho pares de pseudopatas, los de la Familia Cochlidiidae siete pares. Con mayor frecuencia, existe una atrofia o carencia de uno o de varios pares de pseudopatas (Familia Noctuidae). En la Familia Geometridae, las patas de los segmentos 3, 4 y 5 están reducidas o ausentes. En los noctuidos, las pseudopatas de los segmentos 3 y 4 son rudimentarias en todos los estadios o solamente durante los primeros.

Estas pseudopatas son expansiones carnosas, blandas, más o menos cónicas, que comprenden tres partes: una porción basilar corta y ancha, una parte cilíndrica llevando un esclerito o pelos y una parte retráctil o placa que presenta unos ganchitos o corchetes, de longitud igual o desigual, dispuestos en uno o varios círculos concéntricos. Estos corchetes son importantes en la clasificación.

Los segmentos torácicos o abdominales están provistos de pelos o cerdas agrupadas en estructuras llamadas verrugas, verricos, chalazas escolus y pináculos, importantes en la taxonomía.

En las larvas las glándulas salivales están modificadas para secretar seda, que utilizan algunas larvas para construir la pupa o hacer refugios. Muchas forman un capullo complejo transformándose en pupa dentro de él característicos de algunas familias , otras hacen un capullo simple o del todo no lo hacen. Las pupas son usualmente del tipo obtectas (sus apéndices se encuentran adheridos al cuerpo y protegidos por la envoltura pupal).

La familia noctuidae es una de las más grandes en el orden Lepidoptera. La mayoría de las especies son nocturnas. Muchos de los insectos plagas en el mundo pertenecen a esta familia. Comúnmente se les conoce como gusanos, cortadores, nocheros, cogolleros, gusanos de la fruta, de la bellota, y otros.

Las larvas se desarrollan a través de seis a siete estadios en un período de 30 a 50 días, dependiendo del ambiente y la especie en particular. En sus últimos dos ó tres estadios larvarios es cuando consumen más alimento y como consecuencia el cultivo atacado sufre más daño.

La pigmentación postembriónica de la pared del cuerpo de la larva varía entre individuos de la población de una especie. Esta variación puede atribuirse a aspectos genéticos, la especie hospedante, la época del año, la densidad de la población, y el tiempo transcurrido desde la última muda. Por lo tanto, el uso del color como factor de identificación debe ser manejado con precaución.

COMO UBICAR UNA LARVA Y UN ADULTO DE LA FAMILIA NOCTUIDAE

Antes de identificar una larva ésta debe ser determinada en la familia correcta. Las características típicas del cuerpo de una larva de noctuidae son:

1. El cuerpo tiene pocas cerdas secundarias (Fig. 8A)
2. Las cerdas primarias mantienen un patrón definido de distribución (Figuras 1,6).

3. Poseen más de un par de patas abdominales (falsas patas o propatas) sin contar las patas anales (Fig.2).
4. La mayoría de las especies tienen dos cerdas en el grupo Kappa (preespiracular) en el protórax; sin embargo, excepcionalmente, en algunas especies se puede dar el caso de que la larva tenga una sola cerda (Alabama argillacea (Huebner)) (Figuras 1, 8A).
5. Los segmentos del abdomen que llevan las falsas patas tienen la "cerda 4" atrás y la "cerda 5" abajo del espiráculo (Figura 1-abdomen).
6. Los corchetes de las falsas patas están arreglados en forma uniserial, uniordinal y en mesoseríes longitudinales.

Los adultos varían muchísimo en tamaño, forma y color; los caracteres estructurales son también muy diversos, así que la familia puede ser distinguida de sus afines atendiendo solo a una combinación de diferencias críticas. Sus principales características son: antena filiforme, ciliada con frecuencia y pectinada a veces. Trompa de ordinario, bien desarrollada; palpos medianos, ocasionalmente muy largos. Ocelos presentes casi siempre. Alas posteriores ligeramente más anchas que las anteriores. Las anteriores son triangulares y generalmente de color gris pardo, con el cúbito aparentando ser de cuatro ramas, vena anal 3A es corta, presentándose, de ordinario, con una horquilla basilar abierta o cerrada. Las posteriores con las venas Sc y Rs (sector radial) en el ala separada en la base, pero se une a la base de la celda discal, por una corta distancia. Vena Sc no está hinchada en la base.

Presencia de frenulum y tibias posteriores presentando dos pares de espolones bien desarrollados.

DESCRIPCION DE GENEROS Y ESPECIES

Spodoptera sunia (Guenée)

Las larvas son de color gris-negro a gris café, con una línea subdorsal de manchas triangulares o semicirculares, de color negro o café oscuro, en pares, cada mancha con un punto blanco sobre-saliente cerca del punto mesal del triángulo, sino están los trián-gulos, el punto blanco siempre está presente. También hay una marca semioval dentro del área oscura posterior al espiráculo en los segmentos abdominales 1° al 6°. Segmentos abdominales sin prominente línea subespiracular amarillenta, o si está presente la línea se extiende anteriormente sin interrupciones hasta el final de A₁. Las líneas dorsales y subdorsales a menudo de color ama-rillo, rojo o naranja, pero pueden ser borrosas. El vientre es moteado con manchitas rosadas, blancas y amarillas. Cápsula ce-fálica café con reticulaciones más claras, las suturas adfrontales no alcanzan el triángulo vertical.

En el adulto las alas delanteras y el cuerpo son grises, a ve-ces con una mancha negra central o una barra en las alas delan-teras, las traseras son blancas. Es similar a S. eridania, pero puede distinguirse de esta por la presencia de una banda negra del-gada inmediatamente detrás de la cabeza.

Spodoptera eridania (Cramer)

La larva es de color negro aterciopelado, con rayas amarillas subdorsales, cuando está más desarrollada son rojizas o café-gris. Generalmente los segmentos abdominales con más o menos dos líneas paralelas dorsales de manchas negras triangulares. Segmentos ab-dominales con una línea café-amarillenta supraespiracular que se interrumpe por un punto oscuro en el primer segmento. Del 2° al 6° segmentos abdominales, cada uno posee una marca oval blanca tanto o más grande que los espiráculos, dentro de un área oscura en la parte posterior y ligeramente arriba del espiráculo. Cabeza café claro con reticulaciones muy débiles, y las suturas adfrontales no

alcanzan el triángulo vertical. Mandíbulas con el tercer y cuarto diente más grandes que los otros.

En el adulto las alas delanteras y el cuerpo son grises, a veces con una mancha negra central o una barra en las alas delanteras, las traseras son blancas.

Spodoptera exigua (Hübner)

Larvas de color gris-verdoso con pináculo setal de cuerpo diminuto, los segmentos abdominales con marcas dorsales definidas, nunca triangulares. Subdorsalmente con dos franjas longitudinales, una amarilla de forma quebrada y otra angosta de color blanco. Presencia de un punto oscuro en el área supraespiracular del mesotórax; cutícula lisa y brillante. Cápsula céfala café oscuro con reticulaciones sobresalientes. Adfrontales claros y sus suturas no alcanzan el triángulo vertical. Mandíbulas con el primer diente más pequeño que el segundo y el tercero.

En los adultos las alas delanteras son grises con una mancha central pálida o anaranjada en forma circular, las alas traseras son blancas con venas café.

Spodoptera ornithogalli (Guenée)

Larvas de textura lisa y color café grisáseo. Marcas subdorsales oscuras, triangulares en el mesotórax. Segmentos abdominales con dos filas subdorsales de manchas triangulares negras (que pueden ser borrosas en el octavo segmento abdominal) con una línea blanca, angosta e irregular que las atraviesa hasta el final. También presenta muchas líneas blancas angostas no continuas (interrumpidas) entre espiráculos y el subdorso. Cabeza oscura a negro con adfrontales blancos sobresalientes. Suturas adfrontales no alcanzan el triángulo vertical. Mandíbulas con el segundo, tercero y cuarto diente más o menos igual en tamaño.

En los adultos los sexos son diferentes; en el macho las alas delanteras son gris oscuro y sumamente marcadas con castaño oscuro,

gris y canela brillante, en el centro del ala presenta bandas brillantes grandes y oblicuas, así como anchas e irregulares bandas brillantes cerca del extremo del margen. Alas posteriores gris plateado. En la hembra las alas delanteras son gris-café con trazas más pálidas, las posteriores son blancas.

Spodoptera latifascia (Walker)

Las larvas maduras son de color café oscuro o negro. Segmentos abdominales con dos filas de manchas triangulares negras (sin una línea blanca o punto) frecuentemente rudimentarias o ausentes, excepto en el octavo segmento abdominal. Manchas subdorsales oscuras en el mesotorax, de forma más o menos semicircular o rectangular y regularmente mucho más pequeñas que las marcas subdorsales del octavo segmento abdominal. Cabeza color café más o menos uniforme, con reticulaciones más claras, adfrontales oscuros y sus suturas no alcanzan el triángulo vertical. Mandíbulas con los dientes de diferentes tamaños.

En los adultos las alas delanteras del macho son gris con una banda naranja ancha central, en la hembra son gris-café con trazas más pálidas; con una barra de color blanco al centro del ala. Las posteriores son blancas.

Spodoptera frugiperda (Smith)

Las larvas en sus primeros estadios son verdes con manchas y líneas negras dorsales, después se vuelve verde o canela brillante, con tres líneas longitudinales blanco amarillentas subdorsalmente. Área supraespiracular con líneas de color oscuro y ondulaciones amarillas. Grandes tubérculos (pinácula) dorsales, con cerdas negras. En el dorso del octavo segmento abdominal, presenta cuatro puntos negros formando un cuadrado. Cabeza notoriamente reticulada. Adfrontales claros y sus suturas no alcanzan el triángulo vertical. Mandíbulas con el primer y segundo diente más grande que los otros.

En los adultos las alas delanteras de la hembra son grises sin manchas, y las posteriores son blancas, muy similares a S. exigua, sin la mancha central pálida o anaranjada de forma circular. En los machos las alas delanteras son beige con marcas blancas en el ápice, y amarillo oscuras cerca del centro, las traseras son blancas. Presentan una franja negra sobre el pronoto.

Spodoptera dolichos (Fabricius)

Las larvas son gruesas de color tierra o café-rosado, moteada con colores más oscuros y más claros. Segmentos abdominales con dos filas de manchas triangulares negras (sin una línea blanca o punto). En el mesotórax, marcas subdorsales oscuras más o menos triangulares o trapezoidales y de aproximadamente el mismo tamaño que las marcas del octavo segmento abdominal. Cabeza café a café negrusco, con reticulaciones más claras, adfrontales blancos y sus suturas no alcanzan el triángulo vertical. Madíbulas con dientes de diferente tamaño.

En los adultos las alas delanteras son café-negrusco, con una figura de V invertida entre la base y el centro del ala. Las alas posteriores son blanco-plateado. Los bordes internos de las tégu-las son de color negro.

Heliothis zea (Boddie)

Las larvas cuando están maduras pueden ser de color rosado, café claro o amarillo, con estrías oscuras longitudinales. Cutícula con minúsculas microespinas sobre el dorso y setas a los lados. Chalazas sobre los segmentos abdominales 1, 2 y 8 son más grandes que las de los otros segmentos. Además las chalazas 1 y 2 de estos segmentos no presentan pequeñas espinas sobre ellas. Mandíbula sin retináculun o área molar.

Adultos con las alas delanteras de color castaño amarillento claro (en los machos) o café amarillento (en las hembras) con varias líneas irregulares no definidas, pero nunca bandas rectas oblicuas, mancha reniforme realmente en forma de riñón, más

definida que en las demás especies. Alas posteriores blanco morenas con bandas castañas contiguo al margen externo.

Heliothis virescens (Fabricius)

Las larvas en los primeros estadios son de color rojizo hollín, cuando están bien desarrolladas son de tonalidades que van del amarillo al verde, rosado, gris o pardo, con estrías oscuras longitudinalmente. Cutícula con microespinas sobre el dorso y setas a los lados. Chalazas sobre los segmentos abdominales 1, 2 y 8 son más grandes que las de los otros segmentos. Además las chalazas 1 y 2 de estos segmentos presentan pequeñas espinas sobre ellas. Mandíbula con retinaculum (fase interna de la mandíbula con una forma de diente).

Alas delanteras de color castaño claro o cafesoso, sin líneas irregulares pero siempre con tres bandas oscuras oblicuas, mancha reniforme ovalada y no tan definida. Generalmente la segunda banda no presenta una línea blanquecina proximal, o no es tan definida como en las otras dos bandas; mancha reniforme rodeada completamente por un borde oscuro cuyo margen distal ondulado por su parte media; la banda distal generalmente no alcanza el margen costal, además no se extiende hacia el ángulo costal, ya que es más corta y recta.

Autoplusia egena (Guenée)

Larvas sin pseudopatas sobre el segmento abdominal 3 y 4. Pseudopatas restantes con corchetes en número de 24 a 26. Color verde pálido con dibujos dorsales de manchas y líneas pálidas o blancas. Patas torácicas usualmente negras; cuerpo con microespinas y pináculas negras. Setas de la cabeza con la base negra. Mandíbulas con pliegues internos que se truncan antes del margen; raduloide con 12 pliegues.

Los adultos con las alas delanteras de color café-rojizo con dos áreas que tienen un lustre metálico; las alas traseras son de color café-grisáseo.

Mocis repanda (Fabricius)

Larvas de color paja a café claro, sin pseudopatas sobre el segmento A₃ y A₄. Dorsalmente con dos bandas longitudinales oscuras en el tórax y dos rayas longitudinales amarillas y café en la cabeza y el cuerpo. Dos manchas negras transversales en el dorso, en la unión de los segmentos abdominales 1 y 2 y 2 y 3.

Los adultos tienen las alas de color café oscuro o gris oscuro con marcas más oscuras y usualmente con una mancha subreniforme en forma de dos ceros (00) en el centro del ala delantera, mancha que a menudo presenta una sombra longitudinal en el centro. Así como un par de manchas negras, colocadas en el borde interno. En ambas alas los extremos posteriores son recorridos por una banda transversal más oscura, de unos 5 mm de ancho.

Alabama argillacea (Huebner)

Larvas con pináculos grandes y negros con cerdas largas sobre la cápsulacefálica y el cuerpo; cuerpo alargado de color verde, dorsalmente con un patrón de líneas longitudinales blanco amarillentas. Las falsas patas del tercer segmento del abdomen casi 1/3 del tamaño de las otras falsas patas del 4_o, 5_o y 6_o segmentos abdominales. Dorsalmente cada segmento abdominal hasta el 8_o, está marcado con cuatro puntos negros que forman un cuadrado.

Las alas delanteras de los adultos son de color pardo-amarillento con variaciones desde el gris-chocolate al castaño aceitunado, con una mancha negra casi circular al centro del ala y varias bandas onduladas a través de las alas. Las alas posteriores son de color pardo-amarillento claro.

Trichoplusia ni (Huebner)

Larvas de color verde pálido o verde azuloso, con estrías supraespiraculares amarillo pálido o blanco. Los segmentos torácicos son más angostos que los abdominales. Patas torácicas blancas o del mismo color del cuerpo, sin microespinas en el cuerpo. Dos

pares de pseudopatas en los segmentos abdominales 5o y 6o con 19 a 22 corchetes. Pseudopatas vestigiales presentes en los segmentos abdominales 3o y 4o; setas sv1, sv2 y v1 agrupadas estrechamente cerca de las patas vestigiales; pináculos de las setas sv1 y sv2 muy separados en el 2o segmento abdominal.

Se puede diferenciar de Pseudoplusia includens por la ausencia de dientes en los bordes de la cara interna de la mandíbula.

Adultos con las alas delanteras de color café oscuro, con una mancha blanca plateada semejando un número "8" cerca del centro del ala. Alas posteriores de color castaño pálido con un color oscuro hacia el margen del ala.

Trichoplusia oxigramma (Geyer)

Larvas de color verde intenso con marcas pálidas sobre el cuerpo. Patas torácicas blancas o del mismo color del cuerpo. Mandíbulas con los bordes interiores que terminan en protuberancias (como P. includens) Raduloide con 23 pliegues pequeños. Adultos similares a T. ni pero con manchas pálidas en el centro de las alas delanteras extendiéndose en rayas.

Pseudoplusia includens (Walker)

Larvas de color verde amarillento, con rayas dorsales y subdorsales de color negro en los primeros estadios y de color verde y blanco ya desarrolladas. Pseudopatas en los segmentos abdominales 3o y 4o son vestigiales, presentando solo dos pares de pseudopatas bien desarrolladas en los segmentos abdominales 5o y 6o con 22 a 25 corchetes. Patas torácicas y pináculas negras. Bordes de la cara interna de la mandíbula terminan en protuberancias antes de llegar a los filos cortadores. Raduloide con 10 pliegues pequeños.

Adultos con las alas delanteras café-gris oscuro con una "Y" plateada central, las alas traseras son café pálido, el tórax con una cresta.

Feltia subterranea Fabricius.

Larvas de color café-gris, usualmente con dos bandas claras sobre el dorso, y con marcas en forma de V de color más claro. Piel de textura áspera con gránulos cónicos, cubierta por minúsculos tubérculos inclinados (Gráfica 5B). Tubérculo con cerda 1 de los segmentos abdominales casi la mitad en tamaño con relación a los tubérculos con cerda 2 (Gráfica 6B); tubérculo con cerda 4 tan grande o más que el espiráculo. Cápsulacefálica con los adfrontales alcanzando el triángulo vertical.

Adulto con las alas delanteras café, con marcas negras, más oscuras en la hembra; alas posteriores blancas con un margen café.

Agrotis malefida Guenée

Larvas de color gris lateralmente, tendiendo a café dorsalmente. Piel cubierta con minúsculos gránulos redondeados, convexos, adyacentes y de idéntico tamaño. Tubérculos con cerdas 1 de los segmentos abdominales casi iguales en tamaño a los tubérculos con cerdas 2 (Gráfica 6A). Adfrontales alcanzan el triángulo vertical.

Adultos con las alas anteriores de color café pálido con marcas más oscuras, las posteriores son de color blanco perla, el tórax es café-gris con un collar negruzco.

Agrotis epsilon (Hufnagel)

Larvas color castaño o negruzco brillante, piel de apariencia grasiesta cubierta con gránulos separados, de forma convexa y de diferentes tamaños. Cuerpo con dos líneas tenues subdorsalmente y una línea media ancha longitudinal de color gris. Dorsalmente cada segmento abdominal, consta de cuatro puntos negros dispuestos en trapecio, cada uno con un pelo corto, siendo los dos puntos anteriores tres veces más pequeños que los posteriores. Tubérculo con cerda 1 casi 1/3 del tamaño del tubérculo con cerda 2 (Gráfica 6C).

Cabeza con las suturas abfrontales alcanzando el triángulo vertical.

Adulto con alas anteriores gris o marrón pálido, con el cuarto apical más claro, una mancha reniforme que se prolonga exteriormente por un triangulito negro, muy alargado, enfrente de otros dos triangulitos negros orientados en sentido inverso. Las alas posteriores son de un beige muy pálido con nerviaciones marrón y un margen estrecho gris.

Peridroma saucia (Hübner)

Larva de textura lisa, color variable de pálido gris a café moteado; cada segmento abdominal con puntos amarillos en el dorso, estos puntos son más sobresalientes en los segmentos abdominales anteriores. Cuatro o más manchas claras en forma de diamante de color amarillo pálido sobre la mitad dorsal, principalmente sobre T_3 , A_1 , A_2 y A_3 . Una W negra y un parche amarillo sobre el octavo segmento abdominal. El último segmento del abdomen es romo (no punteado). Línea supraespiracular amarilla o anaranjada, centro de los espiráculos de color negro. Pseudopatas sin banda diagonal. Cabeza café claro con marcas negras, adfrontales no alcanzan el triángulo vertical. Cápsula cefálica con el arco submedio sobresaliente (Gráfica 3). Mandíbulas con dientes.

Adultos con las alas delanteras de un café-rojizo uniforme hasta un café-gris claro, a menudo moteado con negro y café, con una mancha en forma de riñón en el centro de cada ala delatera. Alas posteriores de color gris perla, oscurecidas hacia el margen. Tórax con una "X" marcada dorsalmente y posterior al centro de la "X" un penacho.

Anticarsia gemmatalis Hübner

Larvas de cuerpo delgado y largo, de color verde pálido a café oscuro, con siete líneas blancas longitudinales bien definidas. Pináculos de color negro, con tubérculos sobresalientes y cerdas de tamaño mediano. Espiráculos café claro con un aro oscuro dentro de

la línea espiracular. Epicráneo amarillento con débiles reticulaciones. Adfrontales no alcanzan el triángulo vertical.

En los adultos la coloración es muy variable, de café-purpura a gris o amarillo-café pálido moteado de negro. Con una línea oblicua oscura trazada diagonalmente en cada ala, la cual asemeja una "V" mayúscula.

Pseudaleitia unipuncta (Haworth)

Larvas de color verduzco a gris oscuro, con tres líneas longitudinales dorsales blancas bordeadas de negro, y una banda subdorsal amarillo pálido. Protórax con una placa amarilla brillante. Tubérculos dorsales con cerdas de tamaño medio. Espiráculos negros. Pseudopatas con un banda diagonal oscura. Cabeza redondeada de color amarillo verdoso adornada con algunas líneas oscuras. Marcas frontales abajo de la línea horizontal formada por las bases de las setas frontales. Mandíbulas sin dientes definidos.

Adulto con las alas anteriores de un pardo caoba uniforme, con un punto blanco subrayado de negro sobre el disco; en su tercio terminal, una línea transversal curva de siete a ocho puntitos negros. Alas posteriores blanquecinas.

Anicla ignicans Guenée

Larvas con coloración que varía de café a café-amarillo y verde brillante, a veces manchados de negro, con líneas dorsales y una banda subespiracular pálida prominente. Cabeza reticulada, pálida, café o verde, mandíbulas sin dientes.

Adulto con las alas anteriores amarillo-café pálido o café-grisáceo manchadas de negro, con un punto central y con los márgenes distales de las alas anteriores pálido gris.

Anicla infecta (Ochsenheimer)

Larvas con minúsculos tubérculos dorsales con cerdas; marcas subdorsales imperceptibles; lateralmente poseen una línea ancha

longitudinal color blanco; los espiráculos son blancos a amarillo claro con un aro oscuro.

Los adultos son más pequeños que A. ignicans, las alas anteriores son café-gris con manchas indistintas.

Mythimna latiuscula Herrich-Schaeffer.

Larva de color amarillo-café pálido, rayada con un café más oscuro. Adulto con las alas delanteras de color beige a café pálido, con las venas un poco más claras y una mancha blanca central. Las posteriores son blancas.

Celama sorghiella (Riley)

Larva de color blanco cremosa con rayas longitudinales rojizas y tubérculos como verrugas cubiertos con pelos. Adulto con las alas delanteras blancuzcas con parches de escamas más oscuras.

Amates c-nigrum (Linnaeus)

Larvas de color castaño pálido o gris ceniciente. Cuerpo con doble fila de marcas triangulares oblicuas sobre el dorso que aumenta en tamaño y protuberancias en la parte posterior; así como otra marca triangular encima de cada espiráculo, área debajo de los espiráculos bruscamente encendida. Dorsalmente con trazas de una línea de color pálido.

Adultos con las alas anteriores pardas con un ancha banda rectangular beige sobre el borde anterior, presentando en su parte posterior, dos triángulos negros de desigual tamaño. Alas posteriores beige muy pálido, más oscuro en la región apical. Abdomen con bandas castañas y blancas.

Earias insulana (Boisduval)

Larvas de color verdoso con manchas marrón. Se distinguen de las demás orugas que atacan el algodón por la presencia de pequeñas prolongaciones carnosas sobre todo el cuerpo.

El adulto con la cabeza, tórax y alas anteriores de color verde intenso, presentando estos, tres líneas angulosas transversales de color marrón, y cuando el insecto está en reposo se prolongan de una a otra ala, formando una "W" invertida; el resto del cuerpo del insecto es de color canela claro. Las alas posteriores son blanco-amarillentas con iridisencias de color marrón y bordadas de un fleco de color blanco.

Sacadodes pyralis Dyar

Larvas recien eclosionadas son un poco peludas y de color rosado pálido y cabeza marrón oscuro. Completamente desarrolladas son de color rosado pálido hasta verde aceituna con manchas basales en forma de "M" en los segmentos dorsales.

Adultos con alas anteriores de color marrón oscuro en las hembras y claros en los machos. Las posteriores son de color blanco nacar semitransparentes.

Copitarsia spp.

Larvas con longitud combinada del 2º y 3º segmentos del palpo labial, un tercio o menos del largo del 1º segmento; spinarete sin dientecillos, margen apical lobulado; la cabeza de los últimos estadios es reticulada con café claro, los arcos submedios no oscuros, cabeza manchada de café en los estadios primarios

BIBLIOGRAFIA

1. ANDREWS, K. L. 1984. El manejo integrado de plagas invertebradas en cultivos agronómicos, hortícolas y frutales en la Escuela Agrícola Panamericana, Tegucigalpa, Honduras E.A.P. 85 p.
2. CORONADO, R.; MARQUEZ, A. 1977. Introducción a la entomología, morfología y taxonomía de insectos. México, D.F., Limusa, 283 p.
3. CHIRI, A. y SCHUSTER J. 1986. Introducción al Estudio de Estados Inmaduros de Insectos (con énfasis en Lepidoptera). Guatemala, Proyecto Regional de Manejo Integrado de Plagas MIP/CATIE. pag. var.

4. HOLLAND, W. J. 1968. The Moth Book. New York. Dover. 479 p.
5. KING, A.B.S. y SAUNDERS, J. L. 1984. Las plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central. San José, Costa Rica, ODA, IICA. 182 p.
6. OLIVER, A.D.; CHAMPIN, J.B. 1981. Biology and illustrated key for the identification of twenty species of economically important Noctuid Pest. Louisiana State University. Bull. No.733:3-8.
7. PETERSON, A. 1959. Larvae of insects, an introduction to nearctic species. Parts I and II. Ann Arbor, Michigan Edwards.
8. ROGER, G. B. y JAQUES H. E. 1978. How to Know the Insects. 3rd. ed. Iowa. Brown. 409 p.
9. WEISMAN, D.M. 1986. Claves para la identificación del algunas larvas de Lepidópteros frecuentemente interceptadas. San Salvador, El Salvador. Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria, Departamento de Agricultura de los Estados Unidos. 64 p.

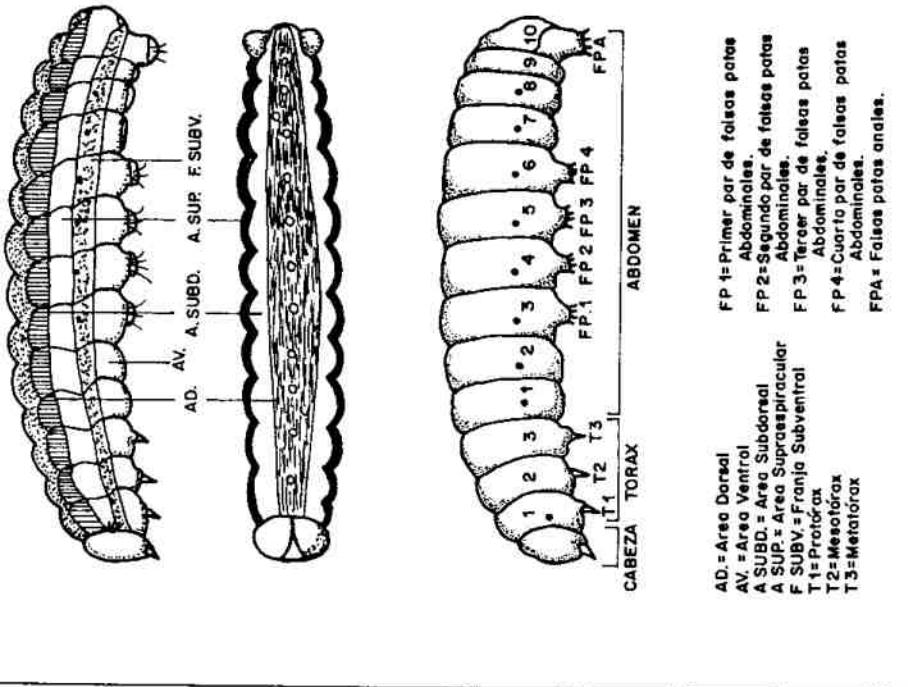


Figura 2. Anatomía externa de una larva Noctuidae.

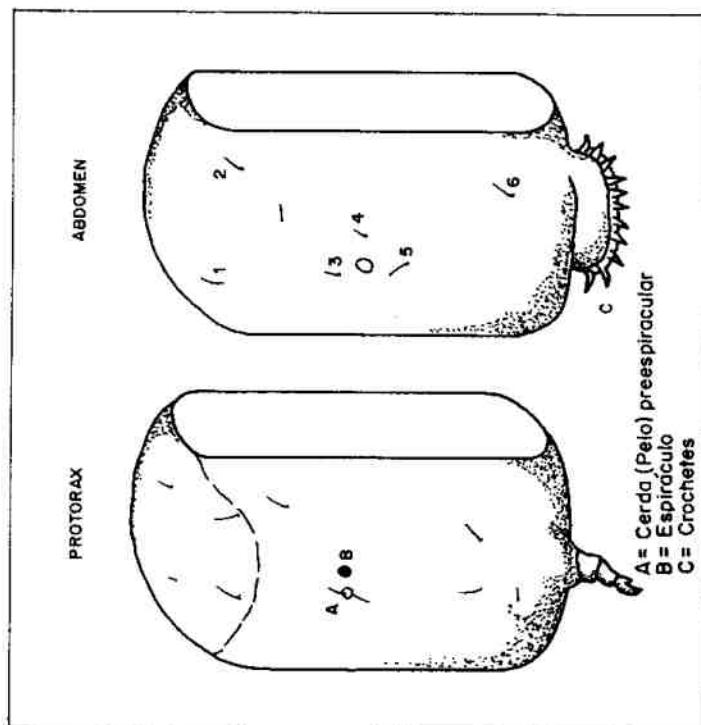


Figura 1. Características útiles para ubicar una larva en la familia Noctuidae.

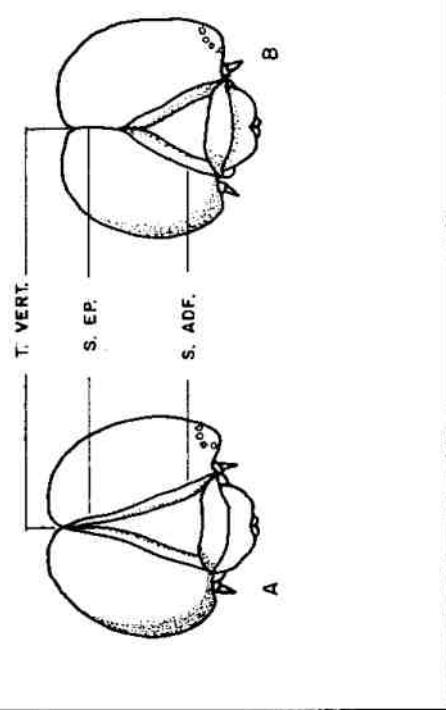


Figura 3. Cápsulas de la cabeza.

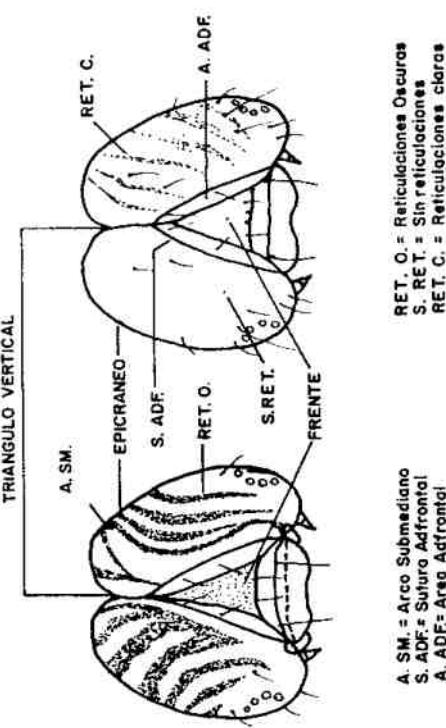


Figura 4. Cápsulas de la cabeza.

A. SM. = Arco Submediano
 S. ADF. = Sutura Adfrontal
 A. ADF. = Área Adfrontal

RET. O. = Reticulaciones Oscuras
 S. RET. = Sin reticulaciones
 RET. C. = Reticulaciones claras

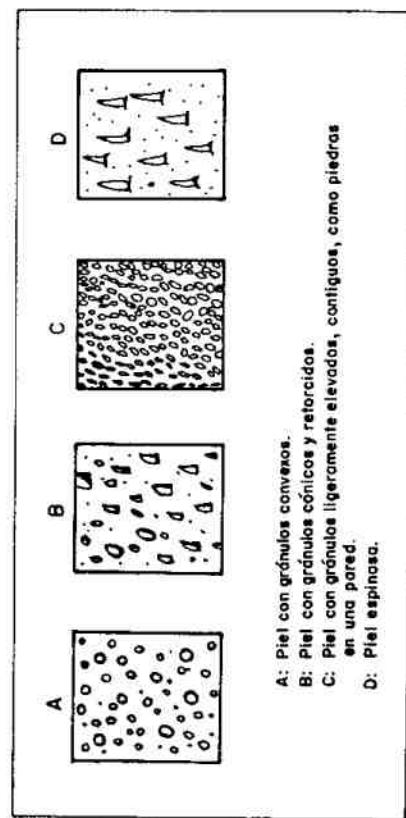


Figura 5. Características de la cutícula.

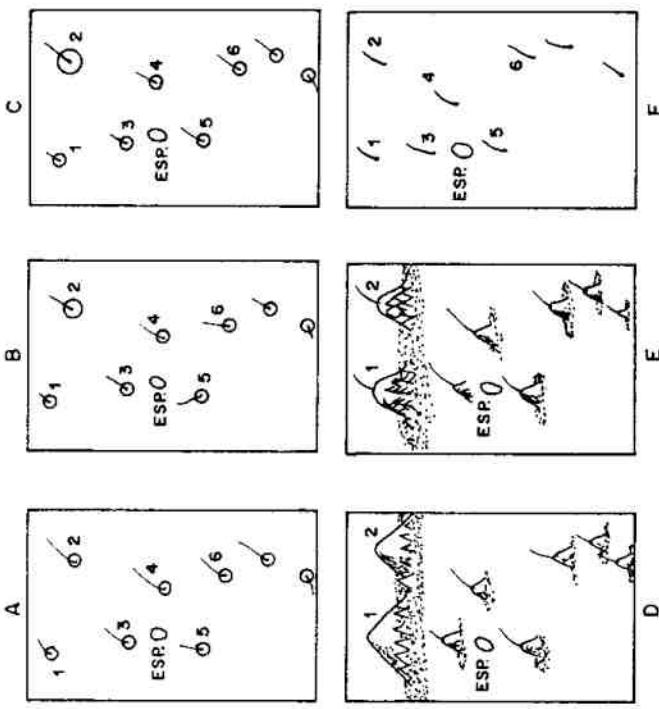
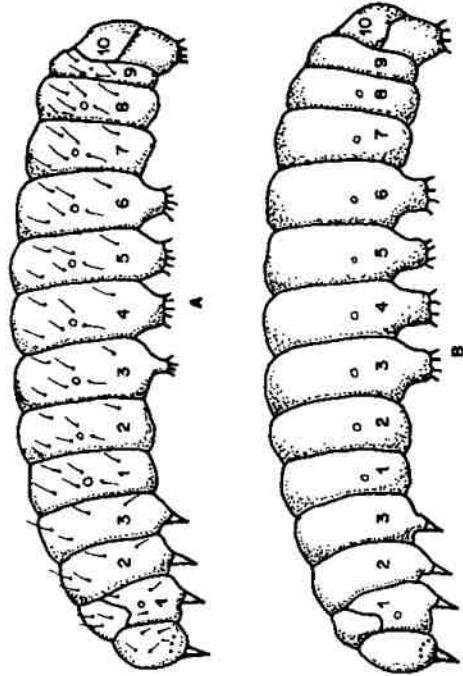
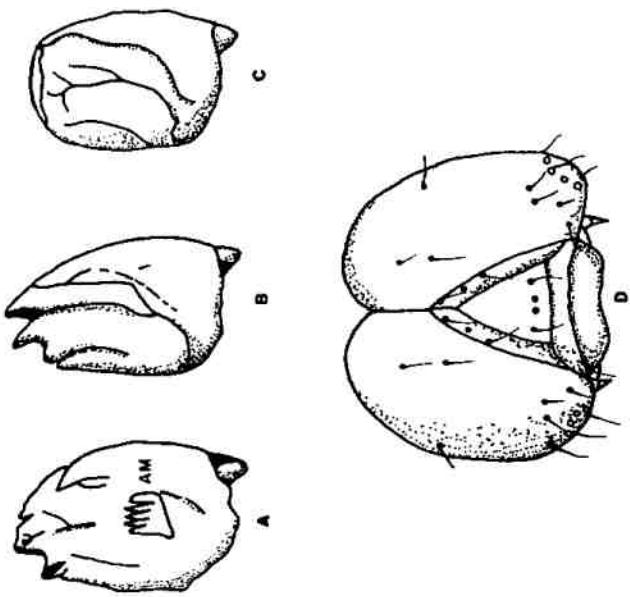


Figura 6. Mapas chaetotóxicos del primero y segundo segmentos del abdomen.



A: Primer par de falsoas patas abdominales mas pequeñas que las otras tres; tubérculos grandes y oscuros en el cuerpo.
B: Las falsoas patas abdominales todas del mismo tamaño.



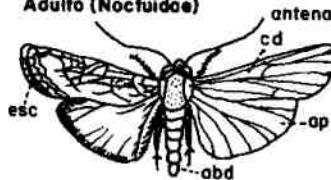
A: Mandíbula con área molar (AM) sobre la superficie oral; con dientes.
B: Mandíbula sin área molar sobre la superficie oral; con dientes.
C: Mandíbula sin dientes definidos.
D: Cápula de la cabeza con conápico tubérculos negros (Pindgula).

Figura 7. Características de la mandíbula y cabeza.

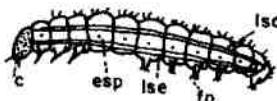
Figura 8. Características de tubérculos y falsas patas.

Adultos: Mariposas, palomitas, palomas, polillas.
Larvas: Orugas, gusanos, barrenadores, cortadores, longostas, medidores, taladradores.

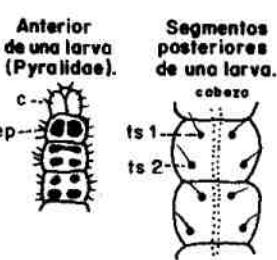
Adulto (Noctuidae)



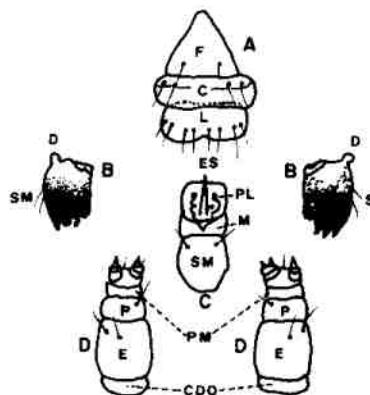
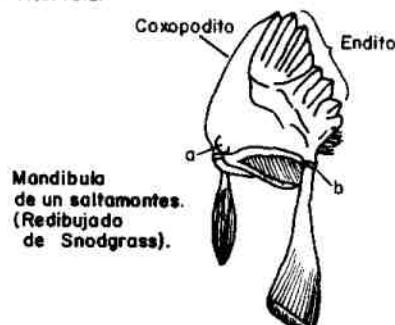
Larva (Noctuidae).



aa : Alas anteriores.
 ap : Alas posteriores.
 abd : Abdomen.
 cd : Celdilla discal.
 esc : Escamas (Cubren los alas, dándoles color y patrón).
 esp : Espiracúla.
 nv : Nervula.

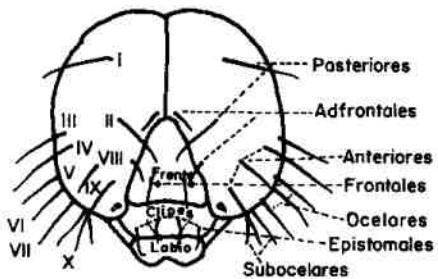


c : Cabeza.
 ep : Escudo protoráctico.
 fp : Falsa pata (2-5 pares).
 lsd : Línea o banda supraespiracular o subdorsal.
 ise : Línea o banda subespiracular.
 ts : Tubérculo setal.



Aparato bucal de una larva de lepidóptero. A: F-frente, C-clipeo, L-labro; B:Cocón-dilo, SM-cerdas mandibulares, D-dientes; C: SM-submento, M-mento, EL-estipe labial, ES-espinete, PL-palpo labial; D: CDO-codo, E-estipe, P-palpiger, PM-palpo maxilar.

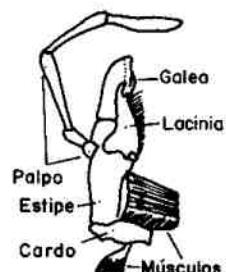
Triángulo cervical



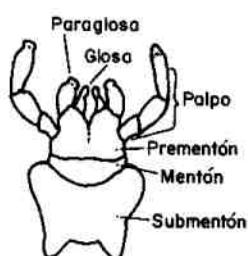
Cápsula céfala de una larva de lepidóptero de la familia Noctuidae, exhibiendo la distribución y denominación de las regiones y las cerdas. Del lado izquierdo se ilustra el sistema de Forbes a base de números romanos y en el derecho el sistema de Heinrich.



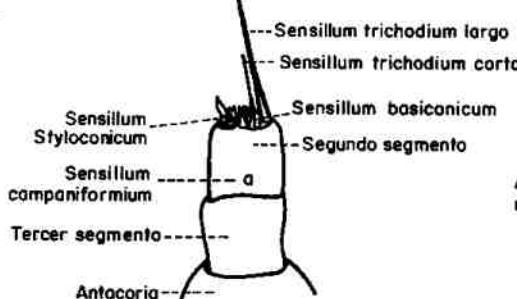
Vista de perfil de la capsula céfala de una larva de lepidóptero de la familia Noctuidae mostrando los ocelos y las cerdas ocelares.



Maxila de una cucaracha representativa de un tipo generalizado. (Según Snodgrass).



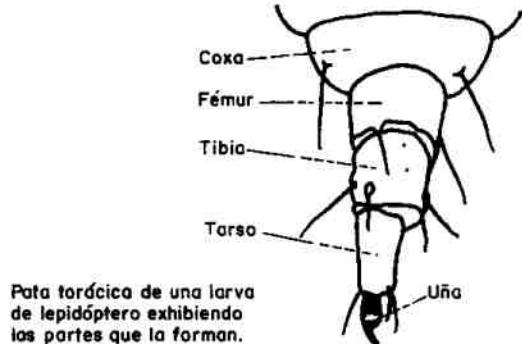
Labium de una cucaracha representativo de un tipo generalizado. (Adaptado de Imme).



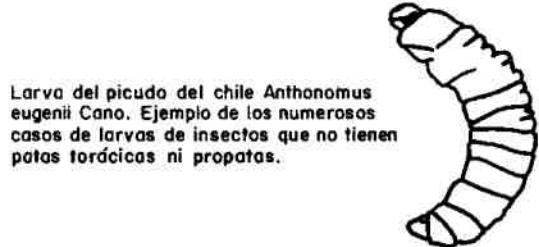
Antena de una larva de *Heliothis* sp., mostrando las partes que la integran.

Figura 9.

(Coronado, R. y Márquez, A. 1977).



Pata torácica de una larva de lepidóptero exhibiendo las partes que la forman.

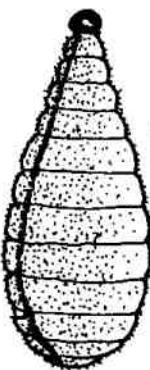


Larva del picudo del chile *Anthonomus eugenii* Cano. Ejemplo de los numerosos casos de larvas de insectos que no tienen patas torácicas ni propatas.

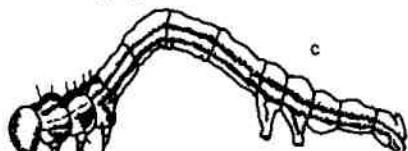


Apéndices que se presentan en el abdomen de algunos insectos.

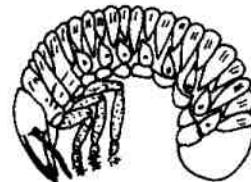
a) urogomfi y
b) apéndices ventrales segmentados que exhiben las larvas de *Corydalis* sp.



Larva oncidiforme correspondiente al gusano de la piña.
Thecia sp. familia Lycaenidae (Lepidóptero).



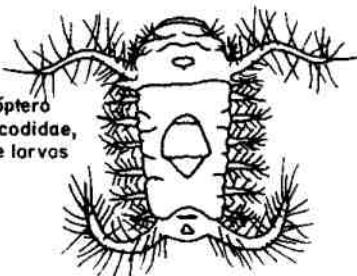
Ejemplos de la variación en el número de propatas o falsas patas abdominales en larvas de insectos.



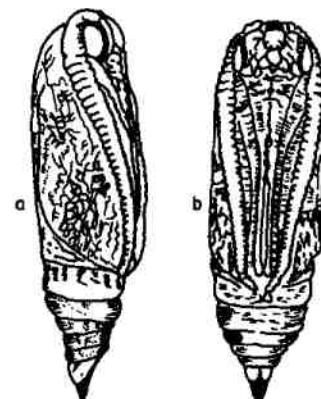
Larva escorabiforme de una gallina ciega de la familia Scarabaeidae.



Larva de tipo cruciforme correspondiente a un lepidóptero.



Larva de un lepidóptero de la familia Limacodidae, ejemplo ejemclo de larvas Limaciformes.



Pupa cubierta de un lepidóptero de la familia Geometridae. A estas pupas generalmente se les llama crisálicas.
a) Vista lateral y
b) vista ventral.

Figura 10.

(Coronado, R. y Márquez, A. 1977).

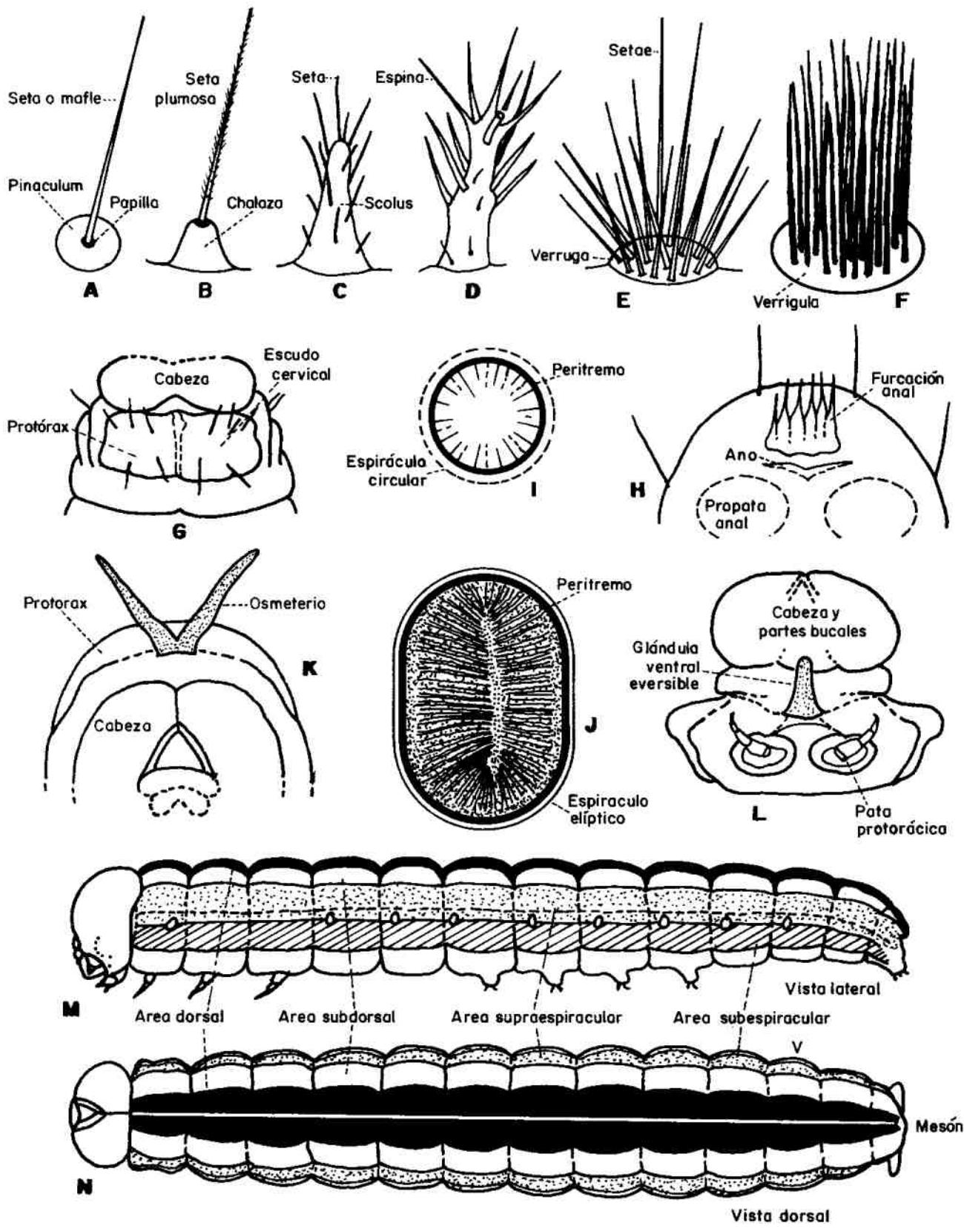
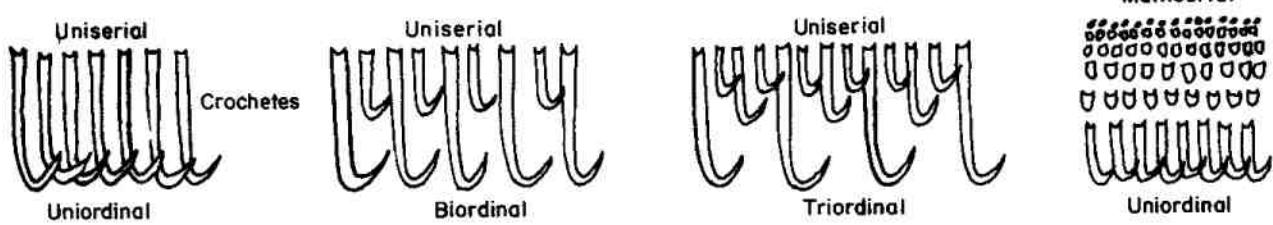
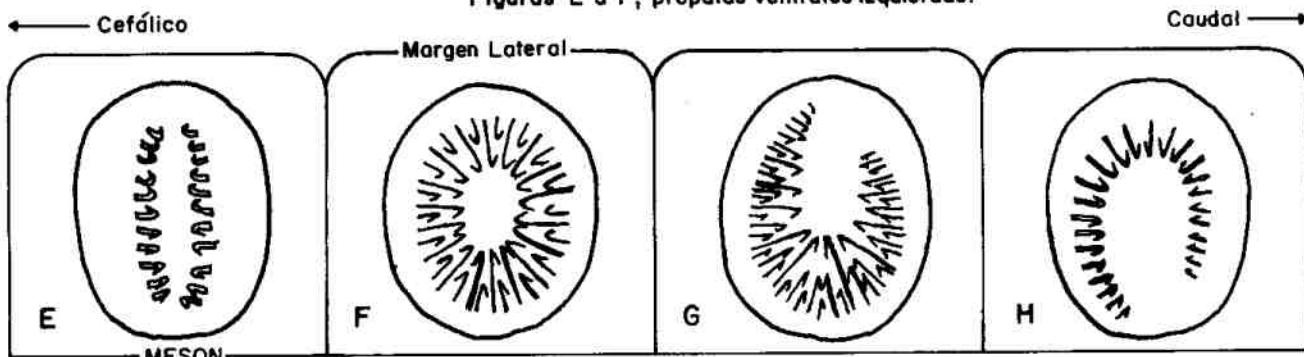


Figura 11. Lepidóptera: Armaduras, glándulas, espiráculos.

(Peterson, A. 1959).



Figuras E a P, propatas ventrales izquierdas.

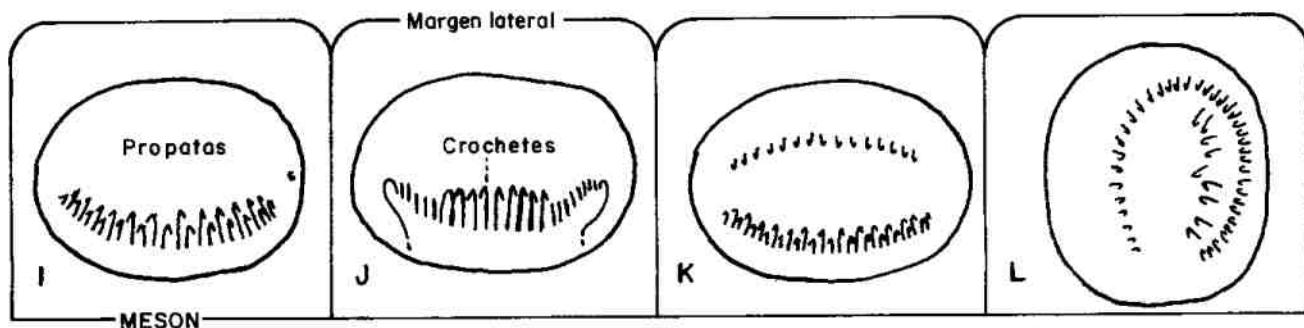


Uniordinal,
bandas transversales.
AEGERIIDAE

Biordinal,
en círculo.
PYRALIDAE

Triordinal,
penelipse mesal.
PYRALIDAE

Uniordinal,
penelipse lateral.
PSYCHIDAE

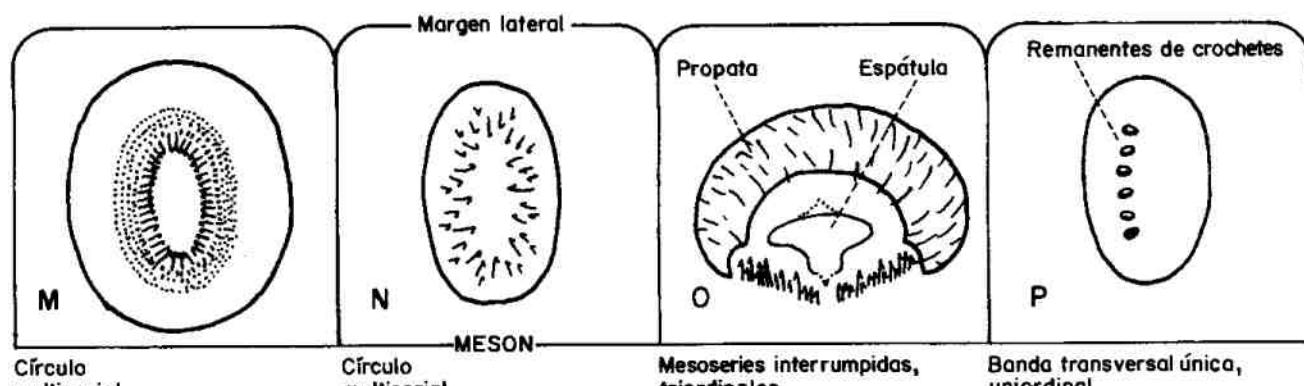


Biordinal,
mesoseries hemoidea.
SATURNIIDAE

Mesoseries,
heteroidea.
ARCTIIDAE

Lateroseries uniordinal,
más mesoseries biordinadas.
o pseudocírculo.
DREPANIDAE

Penelipse lateral
más crochetas dispersos.
GRACILARIIDAE



Círculo
multiserial.
ACROLOPHIDAE

Círculo
multiserial.
YPONOMEUTIDAE

Mesoseries interrumpidas,
triordinadas.
LYCANIDAE

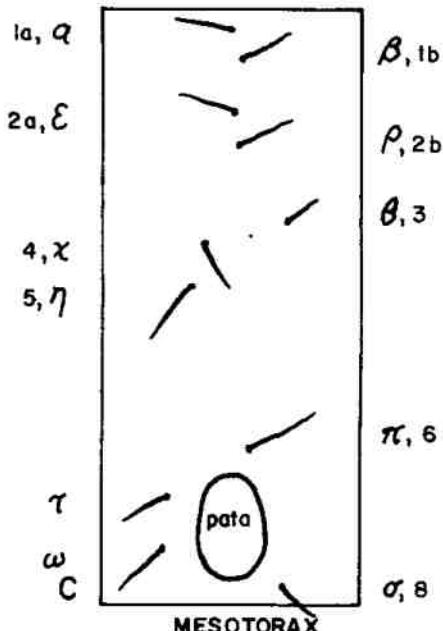
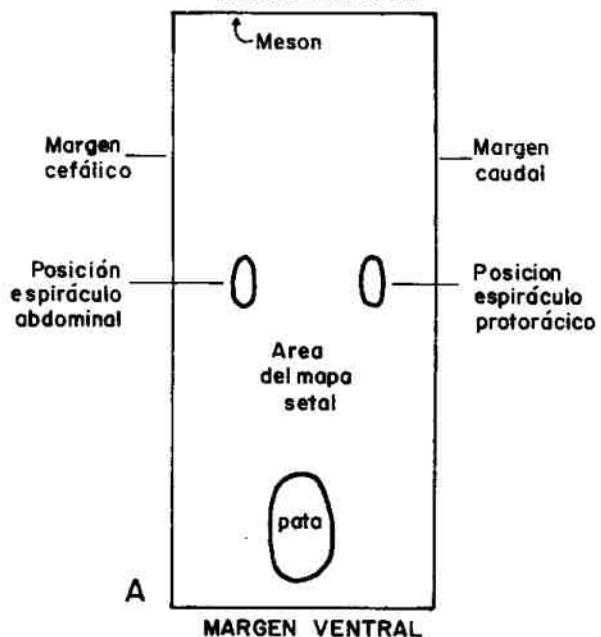
Banda transversal única,
uniordinal.
INCURVARIIDAE

Figura 12. Lepidóptero: Crochetes de las propatas.

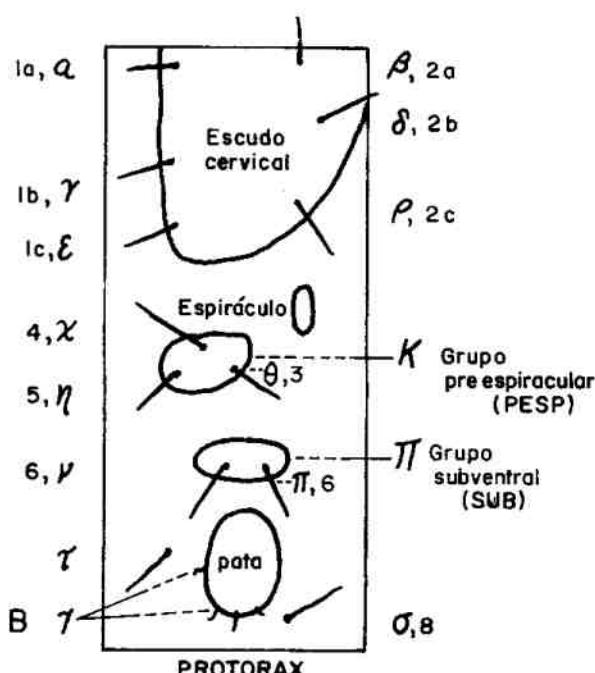
(Peterson, A. 1959).

LETRAS GRIEGAS
S. B. Fricker

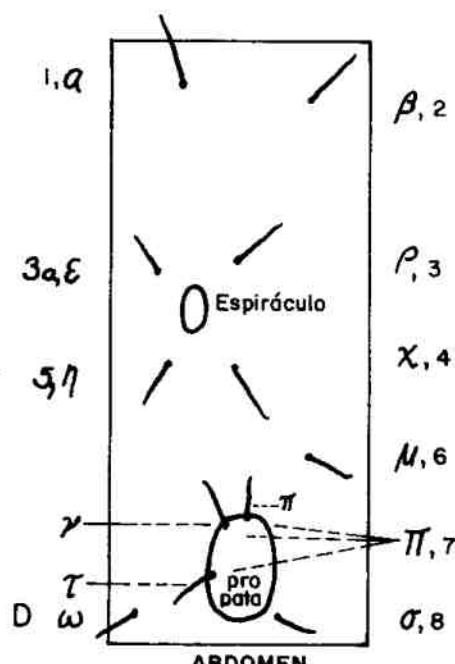
MARGEN DORSAL



Números romanos
Carl Heinrich y otros



Números romanos
Dyar, Forbes y otros

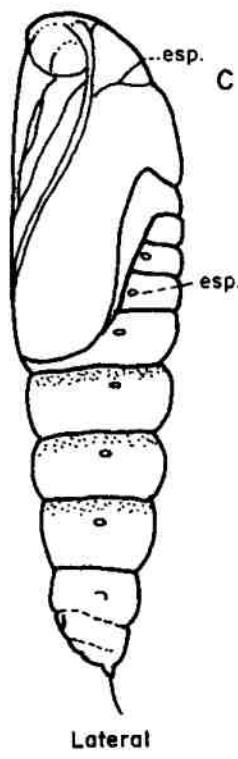
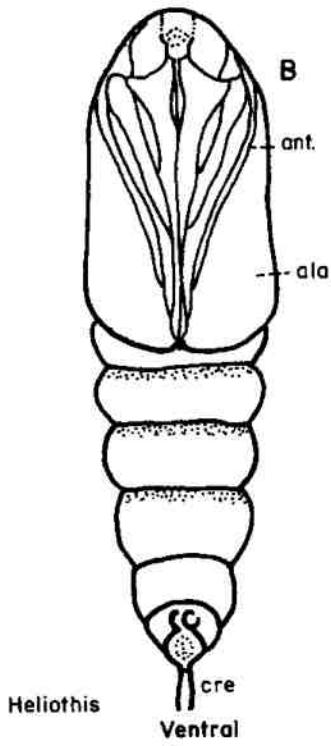
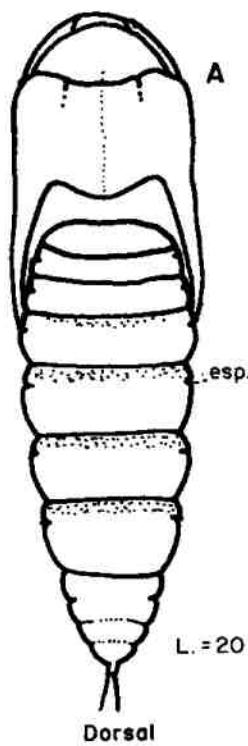


α =alpha, β =beta, γ =gamma, δ =delta, ε =epsilon, η =eta, θ =theta, κ =kappa, λ =lambda, μ =mu,
 ν =nu, π =pi, ρ =rho, σ =sigma, τ =tau, ϕ =phi, ω =omega.

β =Beta= $\alpha+\beta$, κ =Kappa= $\theta+\kappa+\eta$, ρ =Rho= $\varepsilon+\rho$, π =Pi= $\gamma+\pi$ (torax)= $\gamma+\pi+\tau$

Figura 13. Lepidóptera: Mapas setales. (Peterson, A. 1919).

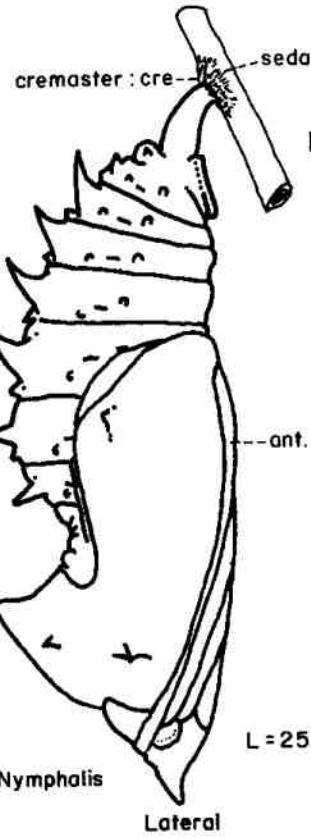
PALOMILLA



Heliothis

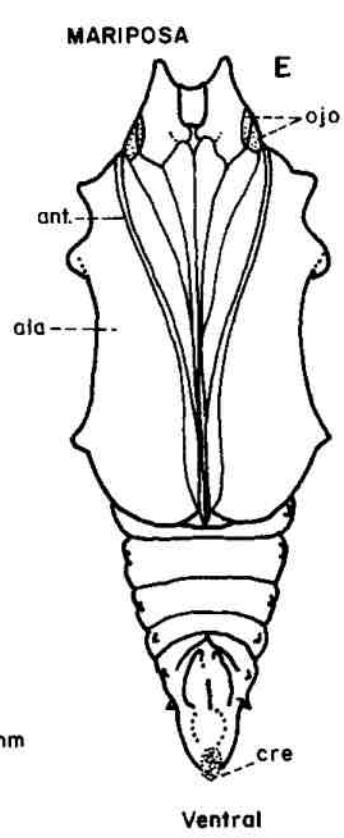
Ventral

Lateral

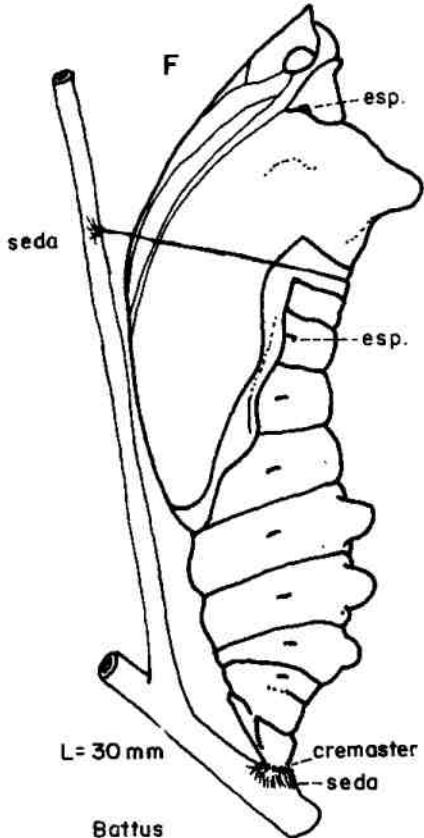


Nymphalis

Lateral

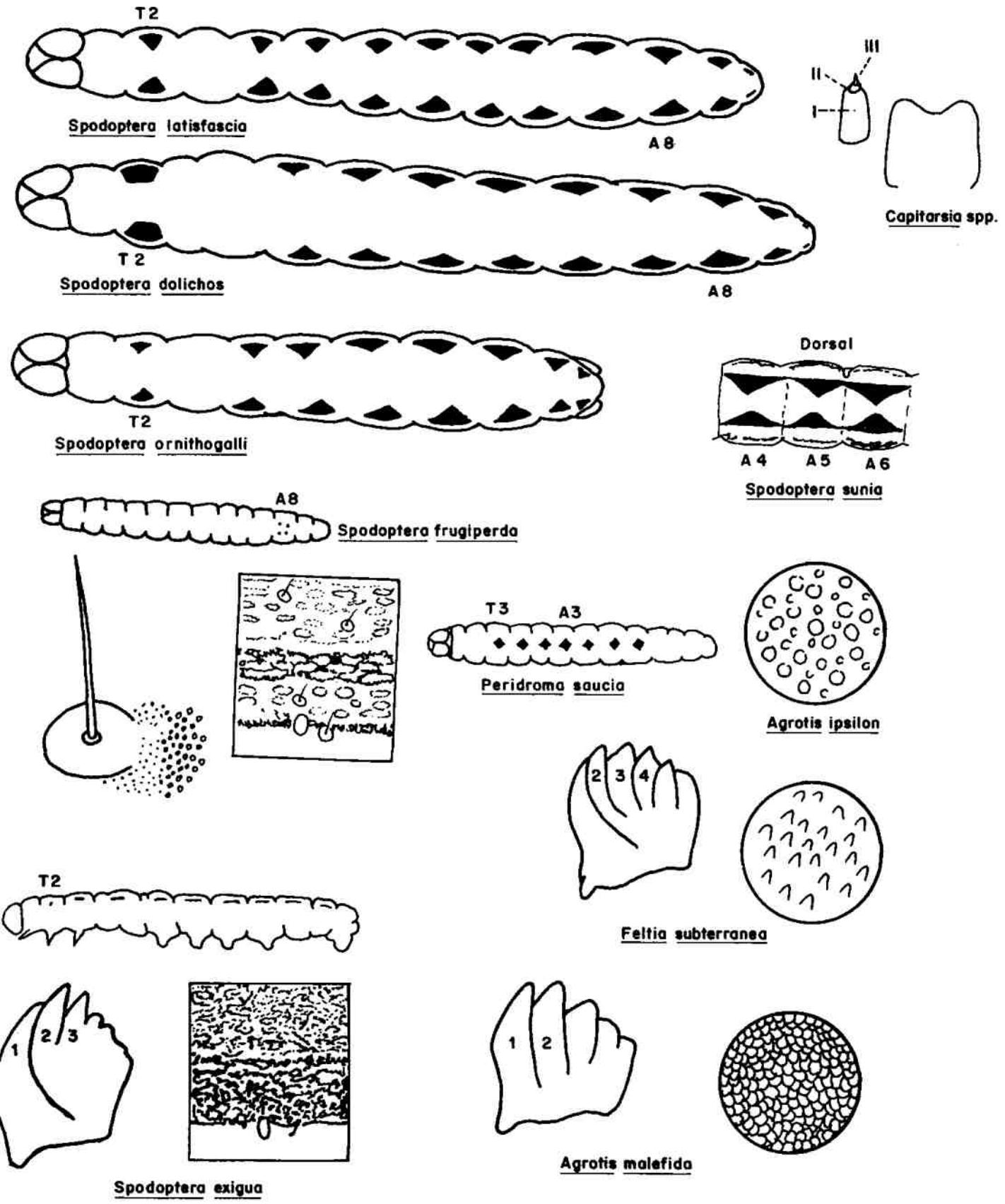


Ventral



Battus

Figura 14. Lepidóptera: Pupae. (Peterson, A. 1959).



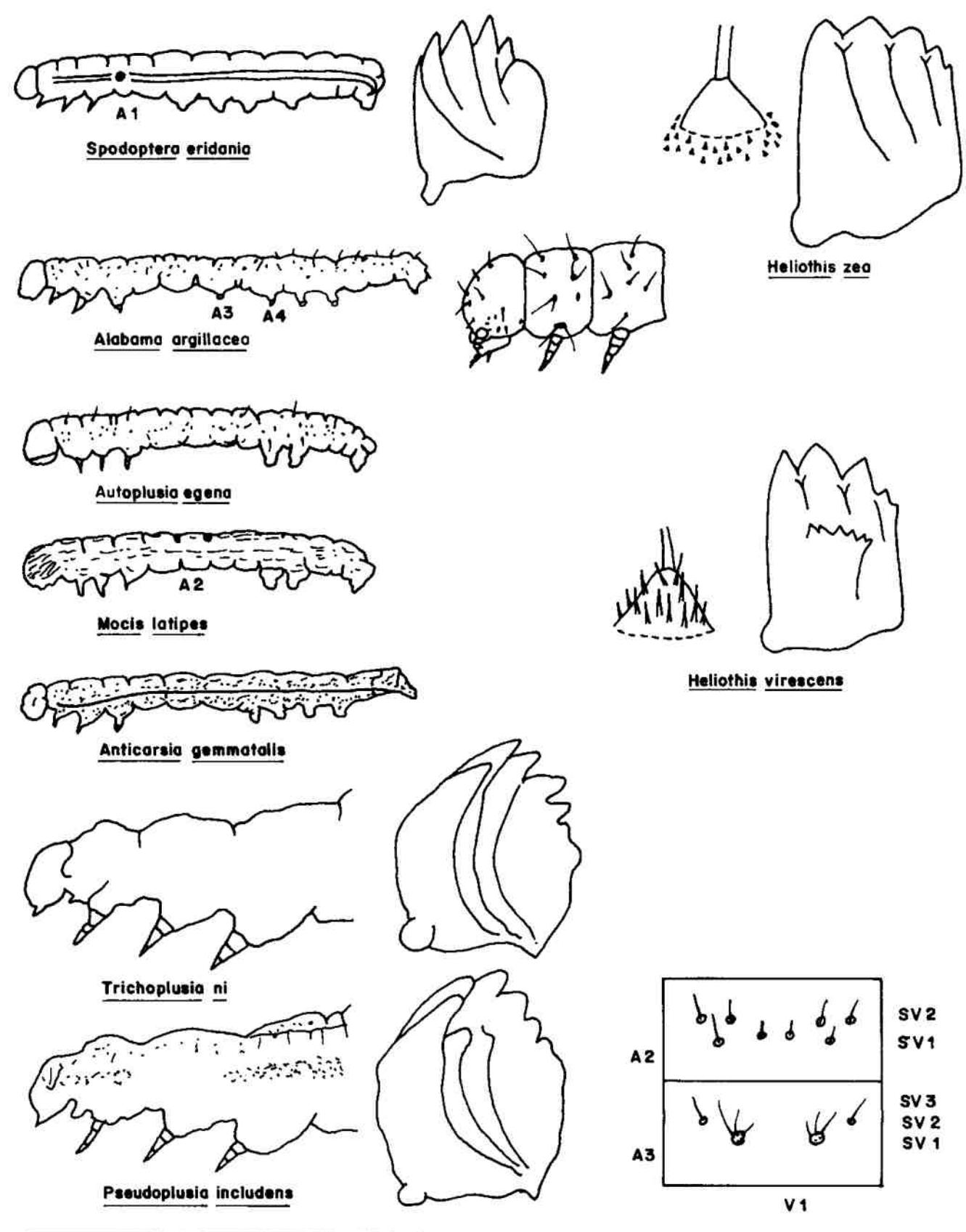


Figura 16.