



**PROYECTO REGIONAL DE FORTALECIMIENTO
DE LA VIGILANCIA FITOSANITARIA EN
CULTIVOS DE EXPORTACIÓN NO TRADICIONAL
República de China – OIRSA**



**ENFERMEDADES Y ARTROPODOS ASOCIADOS AL
CULTIVO DE LOROCO EN EL SALVADOR**

**Ing. Agr. M.Sc. Mario Ernesto Parada Jaco
Ing. Agr. M.Sc. José Miguel Sermeño
Ing. Agr. M.Sc. Andrés Wilfredo Rivas**



San Salvador, C. A., julio de 2003

INDICE

I. INTRODUCCION	1
II. MICROORGANISMOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE LOROCO	2
1. Manchas foliares por <i>Alternaria sp.</i> Ness.	2
1.1. Taxonomía	2
1.2. Características morfológicas	2
1.3. Sintomatología	2
1.4. Epidemiología	3
1.5. Manejo de la enfermedad	4
2. Manchas foliares por <i>Cercospora sp.</i>	5
2.1. Taxonomía	5
2.2. Características morfológicas	5
2.3. Sintomatología	5
2.4. Epidemiología	6
2.5. Manejo de la enfermedad	6
3. Manchas foliares por <i>Cladosporium sp.</i> (Link)	6
3.1. Taxonomía	6
3.2. Características morfológicas	6
3.3. Sintomatología	7
3.4. Epidemiología	7
3.5. Manejo de la enfermedad	8
4. Manchas foliares por <i>Colletotrichum sp.</i>	8
4.1. Taxonomía	8
4.2. Características morfológicas	8
4.3. Sintomatología	8
4.4. Epidemiología	10
4.5. Manejo de la enfermedad	10
5. Pudrición de la raíz y la flor por <i>Fusarium spp.</i> (Link)	10
5.1. Taxonomía	10
5.2. Características morfológicas	10
5.3. Sintomatología	11
5.4. Epidemiología	12
5.5. Manejo de la enfermedad	12

6. Mancha foliar por <i>Pestalotia spp.</i> (de Not)	12
6.1. Taxonomía	12
6.2. Características morfológicas	13
6.3. Sintomatología	13
6.4. Epidemiología	14
6.5. Manejo de la enfermedad	14
7. Mancha foliar por <i>Phyllosticta sp.</i>	14
7.1. Taxonomía	14
7.2. Características morfológicas	14
7.3. Sintomatología	15
7.4. Epidemiología	15
7.5. Manejo de la enfermedad	16
8. Mal del talluelo, Pudrición de raíz (<i>Pythium sp.</i>)	16
8.1. Taxonomía	16
8.2. Características morfológicas	16
8.3. Sintomatología	18
8.4. Epidemiología	19
8.5. Manejo de la enfermedad	19
9. Mancha foliar por <i>Septoria spp.</i> (Sacardo)	19
9.1. Taxonomía	19
9.2. Características morfológicas	19
9.3. Sintomatología	20
9.4. Epidemiología	21
9.5. Manejo de la enfermedad	21
10. Mancha afelpada por Alga Roja (<i>Cephaleuros virescens</i>)	21
10.1. Taxonomía	21
10.2. Características morfológicas	21
10.3. Sintomatología	22
10.4. Epidemiología	22
10.5. Manejo de la enfermedad	22
11. Mancha negra por fumagna (<i>Capnodium sp.</i>)	22
11.1. Taxonomía	22
11.2. Características morfológicas	23

11.3. Sintomatología	23
11.4. Epidemiología	24
11.5. Manejo de la enfermedad	24
12. Nematodo anillado (<i>Criconemoides sp.</i>)	24
12.1. Taxonomía	24
12.2. Características morfológicas	24
12.3. Sintomatología	25
12.4. Epidemiología	25
12.5. Manejo del parásito	25
13. Nematodo lesionador (<i>Pratylenchus sp.</i>)	25
13.1. Taxonomía	25
13.2. Características morfológicas	26
13.3. Sintomatología	26
13.4. Epidemiología	27
13.5. Manejo del parásito	27
III. ARTROPODOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE LOROCO	28
1. <i>Aphis gossypii</i>; <i>Aphis nerii</i>	28
1.1. Control biológico	30
1.2. Control químico	33
2. <i>Ceroplastes floridensis</i>	33
2.1. Control biológico	34
3. <i>Coccus hesperidum</i>	35
4. <i>Taumayella liriodendri</i>	36
5. <i>Mesolecanium nigrofasciatum</i>	37
6. <i>Parthenolecanium corni</i>	37
7. <i>Chionaspis sp.</i>	38
8. <i>Pseudococcus longispinus</i>	39
9. <i>Bemisia tabaci</i>	40
9.1. Control biológico	41
9.2. Control cultural	41
9.3. Control químico	41
10. <i>Phyllophaga elenans</i>; <i>Ciclocephala lunulata</i>	42
10.1. Control biológico	43

10.2. Control químico	44
11. Mosca agalladora de la flor del loroco	44
12. <i>Liriomyza sp.</i>	44
13. <i>Frankliniella sp.</i>	45
14. <i>Atta mexicana y Acromyrmex sp.</i>	46
14.1. Control cultural	48
14.2. Control químico	48
15. <i>Heterotermes convexinotatus</i>	48
16. <i>Microcerotermes septentrionalis</i>	49
17. <i>Nasutitermes nigriceps</i>	49
18. <i>Incisitermes snyderi</i>	50
19. <i>Polyphagotarsonemus latus</i>	51
19.1. Control biológico	53
19.2. Control cultural	53
19.3. Control químico	53
20. <i>Tetranychus urticae</i>	54
20.1. Control cultural	55
20.1. Control químico	55
21. <i>Sarasinula plebeia</i>	55
21.1. Control biológico	56
21.2. Control cultural	57
21.3. Control mecánico	57
21.4. Control químico	57
22. Caracol	57
IV. ZONAS DE COLECTA	58
V. BIBLIOGRAFIA	64

INDICE DE FIGURAS

	Pag.
1. Esporas septadas de <i>Alternaria sp.</i>	2
2. Hoja de loroco mostrando manchas cafés anilladas	3
3. Conidios de <i>Cercospora sp.</i>	5
4. Manchas foliares causadas por <i>Cercospora sp.</i>	5
5. Conidióforos ramificados del hongo <i>Cladosporium sp.</i>	7
6. Manchas foliares causadas por <i>Cladosporium sp.</i>	7
7. a, b) Micelio y conidios de <i>Colletotrichum sp.</i>	8
8. Plantas de loroco asociadas a antracnosis por <i>Colletotrichum sp.</i> : a) Hoja con lesiones, b) Frutos con lesiones	9
9. Macroconidios del hongo <i>Fusarium sp.</i>	11
10. Racino floral de loroco afectada por pudrición causada por el hongo <i>Fusarium sp.</i>	12
11. Conidios de <i>Pestalotia sp.</i> , mostrando apéndices apicales	13
12. Hojas de loroco mostrando manchas asociadas a <i>Pestalotia sp.</i>	13
13. a) Conidios y b) Picnidios del hongo <i>Phyllosticta sp.</i>	15
14. Lesiones foliares por <i>Phyllosticta sp.</i> mostrando la formación de picnidios	15
15. a) Esporangio oval terminal y b) Esporangios globosos intercalares del hongo <i>Pythium sp.</i>	17
16. "Damping-off" en plántulas por <i>Pythium sp.</i>	18
17. a) Picnidio globoso ostiolado por <i>Septoria sp.</i> y b) Conidio hialino del hongo <i>Septoria sp.</i>	20
18. Manchas foliares asociadas al hongo <i>Septoria sp.</i>	20
19. a) Esporangióforo y esporangios, b) Zoosporas tetraflageladas de <i>Cephaleurus virescens</i>	21
20. Corte de guía de loroco mostrando áreas rojizas envueltas por Alga Roja (<i>Cephaleuros virescens</i>)	22
21. Talo de <i>Capnodium sp.</i>	23
22. Inflorescencia de loroco con el hongo <i>Capnodium sp.</i>	23

23. Nemátodo <i>Criconemoides sp.</i> mostrando su cuerpo típicamente anillado	24
24. Nemátodo lesionado (<i>Pratylenchus sp.</i>) mostrando la forma típica de la cabeza y cola	26
25. Colonia de <i>Aphis gossypii</i>, en el envés de una hoja de loroco	28
26. Colonia de <i>Aphis nerii</i> en plantas de loroco	29
27. Racimo floral de loroco con albinismo (a), Sana (b) y Follaje clorótico (c)	30
28. Racimo floral de loroco con fumagima producida por el hongo <i>Capnodium sp.</i>	30
29. Avispa parasitoide de áfidos: a) Afido parasitado; b) Hembra de <i>Lysiphlebus testaceipes</i>	31
30. Díptera depredadora de áfidos: a y b) Larva de mosca sírfide alimentándose de áfidos; c) Mosca del género <i>Mesograpta sp.</i>; d) Mosca del género <i>Baccha sp.</i>	31
31. Estados larvales de Coleoptera de la Familia Coccinellidae depredadores de áfidos	32
32. Estados adultos de Coleoptera de la Familia Coccinellidae depredadores de áfidos: a) <i>Cycloneda sanguinea</i>; b) <i>Scymnus sp.</i>; c) <i>Adalia bipunctata</i>; d) <i>Adalia sp.</i>; e) <i>Coleomegilla maculata</i>; f, g) <i>Chilocorus sp.</i>; <i>Hipodamia convergens</i>	32
33. Larva (a) y adulto (b) de <i>Chrysoperla sp.</i>, depredador de áfidos	32
34. Afido atacado por el hongo <i>Verticillium lecanii</i>	32
35. Hembra adulta de <i>Ceroplastes floridensis</i> en guía de loroco (a y b)	33
36. Plantas de loroco: a) Dañadas por <i>Ceroplastes floridensis</i>; b) Sana	33
37. Control biológico de <i>Ceroplastes floridensis</i>: a) Escama parasitada; b y c) Parasitoides del Orden Hymenoptera: d) Parásito del Orden Díptera, Familia Cecidomyiidae	34
38. Insecto hembra de <i>Coccus hesperidum</i>: a) Hembra adulta; b) Hembra joven con el cuerpo aclarado en vista dorsal-ventral	35
39. Hembra adulta de <i>Taumayella liriodendri</i> en una guía de loroco	36
40. Hembra adulta de <i>Mesolecanium nogrofasciatum</i>	37

41. Hembra adulta de <i>Parthenolecanium corni</i>: a) Insecto sano; b) Orificio de salida de un parasitoide	38
42. <i>Chionaspis sp</i> en una guía de loroco	38
43. Cochinilla harinosa <i>Pseudococcus longispinus</i>: a) Características morfológicas de una hembra adulta; b) Hembra adulta en envés de hoja de loroco; c) Ninfa en vista dorsal; d) Ninfa en vista ventral	39
44. Estados de desarrollo de mosca blanca <i>Bemisia tabaci</i> en hoja de loroco: a) Huevo; b) Ninfa; c) Adulto	40
45. Parasitoides de <i>Bemisia tabaci</i>: a) <i>Eretmocerus californicus</i>; b) Larva de <i>E. californicus</i> dentro de una ninfa; c) Pupa de <i>E. californicus</i> dentro de una ninfa; d) <i>Encarsia tabacivora</i>; e) Larva de <i>E. tabacivora</i> dentro de ninfa; f) Pupa de <i>E. tabacivora</i> dentro de ninfa; g) <i>Encarsia nigricephala</i>; h) Pupa de <i>E. nigricephala</i> dentro de ninfa	41
46. Gallina ciega o chicote en plantaciones de loroco: a, b, c, d) <i>Phyllophaga elenans</i>; e) <i>Cyclocephala lunulata</i>	43
47. Larvas de <i>Phyllophaga sp</i> atacadas por entomopatógenos: a, b) <i>Metarhizium anisopliae</i>; c) <i>Cordyceps sp</i>; d) Protozoarios	43
48. Flores de loroco deformadas: a, b) Flores de loroco deformadas; c) Larvas de mosca Cecidomyiidae causante de la deformación de las flores de loroco; d, e) Avispa de la Familia Eulophidae encontrada parasitando larvas de la mosca agalladora	44
49. Mosca minadora de la hoja del loroco: a y b) Minas en hojas; c) Larva de la mosca minadora	45
50. <i>Frankliniella sp</i>: a) Insecto en el envés de la hoja de loroco; b) Pupa; c) Macho; d) Hembra	45
51. Zompopos de la casta de los soldados: a) <i>Atta mexicana</i>; b) <i>Acromyrmex sp</i>	46
52. Termita de la casta de soldados <i>Hetrotermes convexinotatus</i>	48
53. Termita de la casta de soldados <i>Microcerotermes septentrionalis</i>	49
54. Termita de la casta de soldados <i>Nasutitermes nigriceps</i>	50
55. Termita de la casta de soldados <i>Incisitermes snyderi</i>	51
56. Acaro blanco <i>Polyphagotarsonemus latus</i>: a, b) Adultos; c) Huevo	51

57. <i>Polyphagotarsonemus latus</i>: a) Hembra vista ventral; b) Pata I de hembra; c) Macho vista ventral; d) Pata IV de macho	52
58. Daños de <i>Poliphagotarsonemus latus</i>: a) Brote terminal de una guía de loroco son síntomas de daño; b) Envés de hoja de loroco dañada	52
59. Araña roja <i>Tetranychus urticae</i>: a, b) Adultos; c) Aedeagus	54
60. Molusco <i>Sarasinula plebeia</i>: a) Adulto; d) Masa de huevos	56
61. Caracol en el haz de hoja de loroco	58
62. Puntos de colecta de material biológico de loroco en El Salvador	59

INDICE DE CUADROS

	Pag.
1. Enemigos naturales de <i>Ceroplastes floridensis</i>	34
2. Enemigos naturales de <i>Coccus hesperidum</i>	36
3. Características que separan a los zompopos del género <i>Atta spp</i> y <i>Acromyrmex spp</i>	47
4. Ubicación geográfica de las áreas de colecta de microorganismos y artrópodos asociados al loroco en El Salvador	60

I. INTRODUCCION

Las plagas constituyen una de las limitantes más serias de la producción agrícola al rededor del mundo. La prospección de plagas en un cultivo como el loroco (*Fernaldia pandurata*), es de primera importancia para aproximarse al espectro de organismos que coexisten y se alimentan de él.

El cultivo de loroco constituye una fuente alimenticia, muy propia de la cultura salvadoreña para la preparación de platillos típicos, por esta razón no es raro, desde tiempos remotos encontrar la planta en muchos jardines interiores y cultivos de traspatio. Actualmente el loroco es uno de los principales rubros de diversificación y exportación, su cultivo se hace relativamente en áreas grandes que van en promedio desde 1/8 hasta 3 Hectáreas.

El monocultivo extensivo e intensivo del loroco ha traído una serie de problemas fitosanitarios y la demanda de muchos insumos para su manejo.

Actualmente no se conoce que o cuantos organismos conforman el complejo de invertebrados y enfermedades asociadas al cultivo. El presente trabajo desarrollado durante el primer semestre del año 2003, ha consistido en múltiples visitas a los lugares de producción, entrevistas con agricultores y toma de muestras para identificar los organismos plaga.

Queremos manifestar que la presencia de determinados organismos en el cultivo no significa necesariamente que son una de sus plagas, debido a que en algunos casos suelen ser oportunistas u hospederos de las plantas. En el caso de ciertos microorganismos patógenos se recomienda hacer las pruebas de patogenicidad correspondientes o cruzas de diferentes hospederos para tener la certeza del patógeno asociado a la lesión. No se observaron problemas asociados a bacteriosis; pero sí la presencia de amarillamientos que pueden ser debidos a virus fitopatógenos o fitoplasmas, aún sujetos a confirmación.

Los autores

II. MICROORGANISMOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE LOROCO

1. Manchas foliares por *Alternaria sp.* Ness

1.1. Taxonomía

Clase : Deuteromycetes
Orden: Moniliales
Familia: Dematiaceae
Género: *Alternaria*

1.2. Características morfológicas

El género *Alternaria* fue descrito por Ness en 1817 con *A. tenuis* como tipo. Fries (1832) en su obra *Sistema Mycologicum* considera a *Alternaria* como sinónimo de *Torula*, hongo dematiáceo, que forma cadenas de conidios oscuros unicelulares. Corda (1840) especificó que las esporas de *Alternaria* son de color oscuro y que todas tienen pico. En 1917, Elliot propuso las siguientes características: esporas de color oscuro, con pico, obclaviformes (Fig. 1), frecuentemente en cadenas. Finalmente, en 1933 Wilshire redefinió el género haciendo una descripción de sus características.

Alternaria sp., forma un micelio de color oscuro y en tejidos viejos y senescentes produce conidióforos cortos, simples y erectos que portan cadenas simples o ramificadas de conidios. Los conidios son grandes, alargados y oscuros o multicelulares y en forma de pera con septos tanto transversales como longitudinales.



Fig. 1. Esporas septadas de *Alternaria sp.*

1.3. Sintomatología

Las enfermedades causadas por *Alternaria* son muy comunes en muchos tipos de plantas alrededor del mundo. El hongo afecta hojas, tallos, flores y frutos de plantas anuales, pero también afectan otros tipos de árboles como cítricos, mangos, marañón, papaya, etc. En general las enfermedades causadas por *Alternaria* se conocen como tizones, los síntomas involucran manchas y tizones foliares, ahogamiento de plántulas,

podriciones del cuello, así como podriciones de los frutos y tubérculos en algunas plantas.

Las lesiones de la enfermedad se presentan en las hojas en forma de manchas circulares de color café, donde se destacan anillos concéntricos de color más oscuro (Fig. 2). Las hojas severamente atacadas cambian de color verde al amarillo y luego café y se desprenden de las guías. En general el color de las manchas foliares varía de pardo oscuro a negro a menudo son numerosas y cuando se extienden casi siempre forman anillos concéntricos.

Por lo común, las hojas senescentes de la parte inferior de la planta son atacadas en primer término, pero la enfermedad se extiende hacia la parte superior y puede provocar amarillamientos y defoliación. Las lesiones pueden encontrarse en tallos y flores. Las lesiones en tallos o guías pueden dar origen a cánceres o canchros matando las guías donde se encuentren, si este tipo de lesión aparece en el cuello de la planta esta puede secarse. Los órganos afectados por *Alternaria* casi siempre son atacados cuando las plantas llegan a su madurez y las infecciones pueden ocurrir cuando hay daños mecánicos en los tejidos.

El hongo produce un micelio de color oscuro y en los tejidos infectados desarrolla conidióforos cortos, simples y erectos que portan cadenas simples o ramificadas de conidios. Las lesiones en los tallos y frutos son de forma oval, pero al igual que las manchas en las hojas presentan anillos concéntricos.



Fig. 2. Hoja de loroco mostrando manchas cafés anilladas

1.4. Epidemiología

El tiempo lluvioso estimula la esporulación copiosa del hongo que consiste de conidios grandes, individuales, oval-alargados, pico muy largo y filiforme, septados y de color café oscuro. Se desconoce la fase ascógena. Los conidios son grandes, alargados y oscuros, o bien multicelulares y en forma de pera con septos transversales y longitudinales. Los conidios se desprenden con mucha facilidad y son diseminados por corrientes de aire. Los conidios de *Alternaria* son arrastrados por el viento a grandes

distancias, se encuentra también en el polvo arrastrado por el viento y puede causar alergias de las vías respiratorias, se encuentra como contaminante de otros cultivos de microorganismos en laboratorio. El hongo es un parásito facultativo que muchas veces se encuentra en lesiones viejas y en descomposición como oportunista, muchas de las especies alrededor del mundo son saprófitas y no pueden causar daño a plantas sanas. Para determinar si una especie de *Alternaria* es fitopatógena u oportunista hay que hacer las pruebas de patogenicidad pertinentes, ya que muchas veces se encuentra como contaminante secundario.

El hongo se desarrolla dentro de un amplio rango de temperaturas, aunque su desarrollo se retarda a bajas temperaturas, puede propagarse indirectamente en los tejidos de su hospedero produciendo poco o nada de micelio sobre la superficie de ellos, pero a menudo forma sobre la superficie del área podrida una masa de micelio que es blanca al principio pero que después se oscurece.

Las especies fitopatógenas de *Alternaria* sobreviven como micelio en los restos de plantas infectadas y en forma de esporas o micelio en semillas. Las esporas se forman sobre los tejidos infectados en presencia de humedad relativa alta y rocío. Las esporas germinan sobre los tejidos susceptibles y penetran a estos directamente o por medio de heridas en donde forman lesiones que en un promedio de siete días producen nuevos conidios. Las enfermedades causadas por *Alternaria* aparecen con mayor frecuencia sobre tejidos senescentes y particularmente en plantas mal nutridas, bajo estrés ambiental o daños por insectos u otras enfermedades.

El hongo sobrevive en los residuos de tejidos enfermos, en la semilla y en hospederos silvestres.

1.5. Manejo de la enfermedad

El control de *Alternaria* se logra tratando las semillas con agua caliente o con fungicidas, fertilización balanceada y todas las prácticas culturales que propicien el desarrollo óptimo del cultivo. Se pueden utilizar fungicidas como Ziram, Maneb, Dyrene o Captán.

Las enfermedades causadas por este hongo se controlan principalmente mediante el uso de semillas libres del patógeno y a través de aspersiones químicas con fungicidas tales como clorotalonil, maneb, captafol o maneb+zinc, mancozeb + óxido de cobre. Las aspersiones se deben de iniciar cuando se observan las primeras plantas con lesiones y repetirse cada semana en condiciones ambientales de humedad relativa alta y altas temperaturas; estas se disminuyen a cada dos semanas si la enfermedad persiste pero las condiciones de humedad se reducen.

En lotes muy afectados por la enfermedad o con historial de apareamiento en otras estaciones de cultivos, se recomienda la rotación del cultivo, la eliminación y quema de rastrojos o material proveniente de podas sanitarias y la eliminación de malas hierbas con el objetivo de reducir el inóculo para nuevos cultivos.

Las distintas especies de *Alternaria*, ocasionan daños a cultivo en campo, así como en poscosecha. El hongo afecta a un amplio rango de hospederos.

2. Manchas foliares por *Cercospora* sp.

2.1. Taxonomía

Clase: Deuteromycetes

Orden: Moniliales

Familia: Moniliaceae

Género: *Cercospora*

2.2. Características morfológicas

El hongo produce grupos de conidióforos sobre estromas en el haz de las hojas. Los conidióforos producen conidios alargados, filiformes, en forma de mazo, simples o septados con 0-5 septas transversales y de 35-75 x 2.5-5.0 μ (Fig. 3). Las conidias del hongo se forman en cuerpos fructíferos llamados esporodoquios. Los conidióforos y conidias son hialinos. Estas estructuras reproductivas se forman sobre los tejidos del hospedero.



Fig. 3. Conidios de *Cercospora* sp.

2.3. Sintomatología

Se conocen alrededor de 1,200 especies patógenas del género *Cercospora*. Las lesiones se presentan como pequeñas manchas redondeadas, bien delimitadas, de color marrón claro, que luego se tornan grises, y pueden romperse dejando huecos irregulares (Fig. 4).



Fig. 4. Manchas foliares causadas por *Cercospora* sp.

A medida que la enfermedad progresa las lesiones se multiplican, coalescen y provocan la desecación total de la hoja afectada. Con tiempo húmedo aparecen sobre las lesiones puntuaciones negras y micelio grisáceo, especialmente en el envés de la hoja, que corresponden a los conidióforos portadores de las conidias del hongo, constituyendo los órganos de multiplicación y reproducción.

2.4. Epidemiología

La enfermedad causada por *Cercospora sp.*, se desarrolla mejor en tiempo cálido y con alta humedad relativa. A temperatura favorable la infección tarda unas 16 horas.

La infección inicia a partir de esporas que germinan sobre los tejidos, el tubo germinativo penetra a la hoja por la apertura de los estomas, posteriormente el hongo se desarrolla sobre el parénquima foliar. Las lesiones aparecen especialmente después de las lluvias. Las temperaturas a las cuales se produce la enfermedad oscilan en un rango de 17-27°C. Con tiempo húmedo la superficie foliar afectada se cubre con un moho gris, el cual puede extenderse a las guías.

La diseminación de los conidios se lleva a cabo por corrientes de aire, salpique de lluvia y agua de riego.

El hongo sobrevive en semillas y tejido senescente.

2.5. Manejo de la enfermedad

El manejo de manchas foliares causadas por *Cercospora* debe de iniciar con la siembra de semilla libre del patógeno, la poda, recolección y destrucción de guías dañadas, el tutorado adecuado que favorezca la circulación de aire, evitar el mojado de las hojas durante la aplicación del riego, la rotación del cultivo por períodos de 1 -2 años y efectuar aplicaciones de fungicidas químicos sintéticos tales como maneb (2kg/ha), propiconazole (1kg/ha), daconil (2kg/ha) u otros como: benomil carbendazina, mancozeb + sulfato cuprocálcico, metil-tiofanato, oxiclورو de cobre + zineb, en dosis comerciales cada 8-15 días, dependiendo de la severidad del daño y de las condiciones ambientales, principalmente la lluvia.

3. Manchas foliares por *Cladosporium sp.*(Link)

3.1. Taxonomía

Clase: Deuteromycetes
Orden: Moniliales
Familia: Dematiaceae
Género: *Cladosporium*

3.2. Características morfológicas

El hongo *Cladosporium* posee conidióforos oscuros, ramificados cerca del ápice o parte media, solitarios o agrupados; conidios oscuros, uni o bicelulares, de forma y tamaño variable, ovals a cilíndricos e irregulares, algunos típicamente en forma de limón; parásitos de plantas superiores o saprófitos (Fig. 5).



Fig. 5. Conidióforos ramificados del hongo *Cladosporium sp.*

3.3. Sintomatología

El patógeno ataca todas las partes de la planta, pero acentúa su infección sobre las hojas, donde forma manchas verde amarillentas en el haz y café claro de apariencia afelpada en el envés (Fig. 6). El área infectada se necrosa y eventualmente la hoja muere. Posteriormente si el clima es favorable, la infección avanza hacia el tallo, ramas, pecíolos florales y flores hasta que toda la planta se infecta y muere.

El color café claro y apariencia afelpada de las manchas por el envés, se debe a las fructificaciones del hongo, conidióforos y conidios.



Fig. 6. Manchas foliares causadas por *Cladosporium sp.*

3.4. Epidemiología

Los conidios son fácilmente diseminados por corrientes de aire, agua de lluvia, implementos de labranza y en ambientes húmedos, germinan rápidamente y penetran por los estomas, en donde inician los procesos de infección. El hongo no se reproduce sexualmente; sobrevive como micelio y esclerocios, dentro o en la superficie de la semilla, y en residuos de plantas enfermas que se quedan en el campo. Los climas húmedos y temperaturas moderadas son favorables al hongo.

La humedad y la temperatura ejercen marcada influencia sobre la vida del hongo. Los conidios germinan y desarrollan micelio sólo cuando la humedad relativa es de 95% y la temperatura fluctúa entre los 4 -32^oC, con una temperatura óptima de 19 -21^oC.

3.5. Manejo de la enfermedad

Para el control de *Cladosporium* se recomienda el tratamiento de la semilla con agua caliente (50^oC por 25 minutos), fungicidas, la ventilación adecuada de los viveros y cultivos tutorados. La aspersión de fungicidas como maneb, captán, mancozeb o daconil, al inicio de los síntomas cada 8 días y mientras prevalezcan humedades relativas arriba del 90% dan buenos resultados.

4. Manchas foliares por *Colletotrichum sp.*

4.1. Taxonomía

Clase: Deuteromycetes
 Orden: Melanconiales
 Familia: Melanconiaceae
 Género: *Colletotrichum*

4.2. Características morfológicas

Las antracnosis en diversas especies hospederas, pueden ser ocasionadas por los hongos *Colletotrichum* o *Gloeosporium*, los cuales suelen diferenciarse por la presencia de setas oscuras en el primero y ausencia en el segundo. Ambos hongos, producen conidios incoloros, de una sola célula, ovoides, cilíndricos (Fig. 7a, b) y en ocasiones encorvados o en forma de pesas en acérvulos. Las masas de conidios son de color salmón o rosa. Los acérvulos son subepidérmicos y brotan de la superficie de los tejidos de la planta, tiene forma de disco o cojín y son cerosos, con conidióforos simples, cortos y erectos. Muchas de las especies de *Colletotrichum* producen una fase perfecta ascógena (por lo común *Glomerella* y en ocasiones *Physalospora*), mientras que muchas de las especies de *Gloeosporium* tienen como etapa perfecta a los ascomicetos *Glomerella* y *Gnomonia*, comúnmente.



Fig. 7. a, b) Micelio y conidios de *Colletotrichum sp.*

4.3. Sintomatología

En la naturaleza, la presencia de *Gloeosporium* o *Colletotrichum*, es muy frecuente; sin embargo, determinar su relación con *Glomerella* resulta muy difícil porque aún se desconocen muchos aspectos relacionados con la formación de la fase ascógena. Por

ejemplo, en algunas especies con antracnosis, a veces se forman peritecios y otras no, lo cual significa que este fenómeno ocurre solamente bajo determinadas condiciones, quizá de heterotalismo, nutrientes, temperatura, luz y otros; además, otras especies, como algunas del género *Gnomonia*, también producen acérvulos del género *Gloeosporium* o *Colletotrichum*. Son las antracnosis más comunes y bastante similares a las producidas por *Glomerella*. Este género quizá sea la etapa sexual de la mayoría de todas las especies de *Colletotrichum* o *Gloeosporium*.

Colletotrichum ataca una amplia variedad de hospederos y la sintomatología cambia de acuerdo a órganos de la planta afectados. Dependiendo de que tan pronto el hongo ataque a la planta y de la severidad de la enfermedad, la planta puede mostrar una disminución general en cuanto a su vigor y maduración prematura. El hongo puede ocasionar infecciones superficiales de la semilla, aunque puede invernar en ellas en forma de micelio. Las semillas infectadas, al germinar producen pudrición de raíz. Las plantas pueden sufrir infecciones en toda su parte aérea. Los síntomas iniciales aparecen sobre las hojas del cultivo de loroco como pequeñas manchas oscuras y con zonas amarillentas (Fig. 8a), las cuales se extienden desde varios mm, hasta 1 -2 cm y posteriormente toman una coloración oscura (negra o marrón). Las lesiones pueden coalescer formando en la lámina foliar grandes áreas de tejido necrosado. Cuando la enfermedad ataca los pecíolos puede ocasionar defoliación en las plantas, los frutos pueden infectarse tomando coloraciones oscuras, luego marchitarse y morir. Cuando el clima es húmedo, en el centro de las lesiones se forman masas de esporas de color rosa, que exudan de los acérvulos a través de la cutícula. Las guías pueden ser afectadas, mostrando infecciones de leves a moderadas. Las ramificaciones nuevas o predispuestas por algún factor de estrés sufren muerte descendente, la cual puede ser rápida o lenta, causando la punta marchita. Las hojas de las ramificaciones infectadas se amarillean y caen o pueden secarse y momificarse, sin llegar a caer.

Los síntomas de antracnosis en frutos se manifiestan generalmente en forma de manchas circulares, hundidas, con círculos concéntricos de color naranja (Fig. 8b). En los círculos concéntricos se forman acérvulos de los tipos *Gloeosporium* o *Colletotrichum*, según la especie. Las guías más jóvenes del cultivo de loroco pueden sufrir de muerte descendente ("die-back") y secarse completamente.



Fig. 8. Planta de loroco asociadas a antracnosis por *Colletotrichum* sp.: a) Hoja con lesiones, b) Fruto con lesiones

4.4. Epidemiología

El hongo es favorecido por las altas temperaturas y el tiempo húmedo. Sus conidios son liberados y se diseminan sólo cuando los acérvulos se encuentran húmedos, y son generalmente diseminados por la lluvia desplazada por el viento o al entrar en contacto con los insectos, otros animales, herramientas, etc. Los conidios germinan sólo en presencia de agua. Después de haber germinado, producen un apresorio y un gancho de penetración y se introducen directamente en los tejidos del hospedero. En algunos hospederos el hongo ataca más severamente cuando los frutos comienzan a madurar, en otros las infecciones iniciales pasan desapercibidas. Hay una considerable variación en los tipos de plantas hospederas a los que cada especie de *Colletotrichum* o *Gloeosporium* pueda atacar, incluso puede haber varias razas con un grado de patogenicidad distinto dentro de cada una de las especies del hongo.

4.5. Manejo de la enfermedad

El manejo de la enfermedad inicia con el uso de semilla sana. Medidas como podas sanitarias que permitan la libre circulación de aire por las guías, destrucción del material infectado, fertilización adecuada, evitar condiciones de estrés a las plantas, manejo de insectos que predispongan a enfermedades, son muy apropiadas. Si la infección es muy severa y muy extendida sobre el cultivo se recomienda la aplicación semanal de funguicidas tales como: benomil, maneb, zineb, clorotalonil, captafol y folpet.

5. Pudrición de la raíz y la flor por *Fusarium spp.* (Link).

5.1. Taxonomía

Clase: Deuteromycetes
Orden: Moniliales
Familia: Moniliaceae
Género: *Fusarium*

5.2. Características morfológicas

El género *Fusarium*, fué descrito por Link en 1915, quién consideró las siguientes características: conidióforos alargados en forma de botella, con ramas a intervalos regulares o verticiladas, septados, individuales o agrupados en esporodoquios; conidios de dos tipos: microconidios elípticos o piriformes, unicelulares o bicelulares, no curvados, en cabezuelas o cadenas; macroconidios falcados, en forma de media luna o elípticos (Fig. 9), dos a nueve septas, ápice puntiagudo, romo o en forma de gotero, base puntiaguda, roma o en forma de pié; clamidosporas, si se producen, globosas, ovals o piriformes, individuales o en grupos, intercalares o terminales, uni o bicelulares, lisas o rugosas y generalmente de color café. En la fase ascógena las especies que se reproducen sexualmente producen peritecios del tipo *Nectria*, *Hypomyces*, *Gibberella*, o *Calonectria* (Orden Hypocreales).

Buxton, demostró en 1956, que *Fusarium* mostraba un ciclo parasexual, que también se encontraba en otros Deuteromycetos. En este ciclo el micelio suele ser heterocariótico, con núcleos de más de un genotipo, por lo que la fusión de las hifas puede no ser necesariamente un requisito para la fusión parasexual de los núcleos de

diferente composición genética. Este tipo de fusión puede dar origen a nuevos heterocariontes con una virulencia distinta a la de los tipos progenitores (Webster, 1974).



Fig. 9. Macroconidios del hongo *Fusarium sp.*

5.3. Sintomatología

Fusarium es un hongo habitante del suelo y generalmente es a este nivel dónde causa los mayores daños. El patógeno afecta el sistema radical de muchos tipos de plantas en climas tropicales. Los síntomas se manifiestan como una ligera decoloración de venas de hojas jóvenes, después de lo cual ocurre epinastía de las hojas senescentes ocasionada por el colapso de los pecíolos.

Cuando la infección ocurre en el estado de plántula, estas mueren poco después de aparecer los primeros síntomas. Las plantas adultas en campo pueden morir repentinamente en el caso de infecciones severas y clima favorable al hongo.

En infecciones graduales ocurre epinastía foliar, aclaramiento de venas, amarillamiento de hojas inferiores, formación ocasional de raíces adventicias, defoliación, necrosis marginal de hojas, pudrición de inflorescencias (Fig. 10) y la muerte. Los síntomas avanzan hacia la parte superior, hasta dañar todo el follaje y ocasionar la muerte de las guías. En cortes transversales de guías afectadas se puede observar un anillo de color café en el área de los haces vasculares cerca del cuello de la raíz. Los síntomas se originan por que el micelio del hongo se propaga intercelularmente a través de la corteza de la raíz, invadiendo los vasos xilémicos.

El micelio se ramifica y produce microconidios que son transportados por la savia de la planta, invadiendo los vasos adyacentes. Durante el proceso de invasión se obstruyen los vasos por el micelio, gomas, geles y tiosis, impidiendo el libre movimiento del agua hacia la parte superior de la planta. Cuando este suministro es inferior al mínimo requerido para el normal funcionamiento, los estomas se cierran, las hojas se marchitan y mueren, produciendo el colapso total y muerte de la planta.

El hongo a nivel foliar es un patógeno débil, que puede encontrarse generalmente como oportunista en lesiones en descomposición, causadas por otros patógenos.



Fig. 10. Racimo floral de loroco afectado por pudrición causada por el hongo *Fusarium sp.*

5.4. Epidemiología

El patógeno sobrevive en el suelo en forma de micelio y en cualquier forma de sus esporas, pero con mayor frecuencia como clamidosporas, las que pueden sobrevivir hasta por 30 años. *Fusarium* es un excelente habitante del suelo, por lo que una vez establecido puede permanecer en él indefinidamente. Se disemina a través de corrientes de agua de riego o lluvia, movimientos y trasplante de materiales en suelo contaminado. El desarrollo del hongo es mejor en suelos de textura fina francos y arenosos, lo mismo ocurre en suelos ácidos con pH de 3.8 -5.0. La temperatura del suelo en un rango de 25-35⁰C favorecen el desarrollo y reproducción del hongo. En condiciones de anegamiento el patógeno puede morir en 2 -3 meses.

5.5. Manejo de la enfermedad

Se recomienda el uso de semilla libre del patógeno, las rotaciones de cultivos complementadas por períodos de inundación del suelo cuando fuere posible, esterilización de almácigos y destrucción de plantas enfermas. Las enmiendas con calcio en suelos con pH inferiores a 6.5 y el manejo balanceado del fósforo, ya que este elemento puede aumentar la severidad de la enfermedad. Aplicaciones de nitrógeno en forma de nitratos (NO₃) son favorables para impedir el desarrollo del hongo, ya que favorecen la absorción de potasio y cloro que confieren resistencia a la planta. Las aplicaciones de nitrato de calcio más benomil ayudan a manejar con éxito la enfermedad. Las aplicaciones de fertilizantes foliares se deben limitar únicamente a suplir alguna deficiencia, pues el hongo es muy demandante de microelementos.

6. Mancha foliar por *Pestalotia spp.* (de Not)

6.1. Taxonomía

Clase: Deuteromycetes
 Orden: Melanconiales
 Familia: Melanconiaceae
 Género: *Pestalotia*

6.2. Características morfológicas

El hongo presenta acérvulos negros, discoides o pulvinados, subepidérmicos; conidióforos cortos y simples; conidios oscuros, de varias células (la apical y basal puntiagudas e hialinas), elipsoides a fusiformes, con dos o más apéndices apicales (Fig. 11).



Fig. 11. Conidias de *Pestalotia sp.*, mostrando apéndices apicales

6.3. Sintomatología

La sintomatología de la enfermedad es un poco variable entre los diferentes hospederos, pudiendo en los estadios más jóvenes causar severas epifitias. En palmáceas las lesiones inician como manchas transparentes y claras sobre las hojas; más tarde cambian a verde amarillento y frecuentemente coalescen. El tejido se seca y las hojas se desprenden. En otras plantas la infección se manifiesta en forma de manchas gris plateadas en el haz de las hojas y cafés en el envés (Fig. 12). Los acérvulos negros se forman principalmente en el envés de las hojas. El hongo penetra a través de heridas.



Fig. 12. Hojas de loroco mostrando manchas asociadas a *Pestalotia sp.*

En la literatura se mencionan varias especies de este género como causantes de manchas foliares o lesiones cancrasas en frutos de plantas tropicales. Las más comunes son: *P. palmarum*, *P. macrotricha*, *P. rhododendri*, *P. theae*, *P. psidii*, *P. mangiferae*, *P. versicolor*. De éstas según se ha podido constatar en campo, los hospederos más dañados son la palma de coco, la guayaba y la azalea. En guayabo el fruto es dañado severamente por *Pestalotia psidii*, la infección se manifiesta en manchas circulares, levantadas, de consistencia corchosa y color café, afectando su normal desarrollo. Por debajo de la epidermis del tejido necrótico se forman los acérvulos.

Otras especies: *P. funerea* (*Thuja occidentalis*); *P. funerea*, *P. hartigii* (*Pinus spp.*); *P. micheneri* (*Araucaria sp.*); *P. montellica*, *P. stellata* (*Quercus sp.*); *P. pezizoides* (*Vitis sp.*, *Lupulus sp.*); *P. suffocata* (*Rosa sp.*).

6.4. Epidemiología

Pestalotia es un patógeno que causa lesiones sobre las hojas de sus hospederos, el hongo produce acérvulos dónde se forman los conidios que son fácilmente diseminados por el viento. Períodos de humedad relativa alta y/o lluvias dentro de períodos secos favorecen el desarrollo y la formación de acérvulos. El patógeno tiene una fase saprofítica que le ayuda a sobrevivir en tejidos muertos por períodos prolongados. La penetración a los tejidos del hospedero se realiza por medio de heridas daños mecánicos.

6.5. Manejo de la enfermedad

El manejo de la enfermedad causada por *Pestalotia* es bastante sencillo, en primer lugar se recomienda la fertilización a base de potasio y calcio, la que disminuye rápidamente la severidad de la enfermedad. La poda de guías infectadas y quema de este material, así como el tutoreo que permita la circulación del aire por las plantas. El riego debe hacerse sin mojar el follaje. Si la infección inicial es bastante severa se efectuarán aplicaciones de funguicidas cúpricos o carbamatos cada 8 días hasta la reducción del daño en el cultivo.

7. Mancha foliar por *Phyllosticta sp.*

7.1. Taxonomía

Clase: Deuteromycetes
 Orden: Sphaeropsidales
 Familia: Sphaeropsidaceae
 Género: *Phyllosticta*

7.2. Características morfológicas

Este hongo produce conidios (Fig. 13a) en estructuras llamadas picnidios, de características muy variables (Fig. 13b): globosos y laberintiformes, libres o en estroma, solitarios o agrupados, provistos de ostiolo pequeño o muy desarrollado y de color naranja, café o negro, conidios pequeños (menores de 15 μ), unicelulares, hialinos y ovals a alargados. Morfológicamente existen dos géneros similares, pero se ha dejado

el género *Phyllosticta* para las especies que lesionan hojas, y *Phoma* para las que atacan tallos, ramas y frutos. Comprenden especies saprófitas y algunas parásitas de plantas superiores muy importantes.

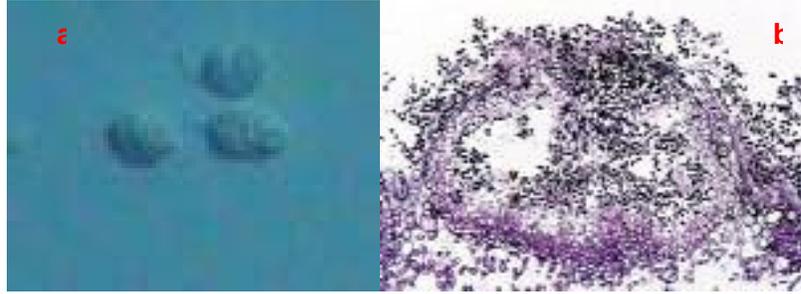


Fig. 13. a) Conidios y b) Picnidios del hongo *Phyllosticta* sp.

7.3. Sintomatología

Las lesiones causadas por *Phyllosticta* se limitan a quemaduras o tizones foliares en muchos hospederos, la seguridad de que sea el patógeno causante depende de la presencia de picnidios, que aparecen distribuidos en el área necrótica como puntitos negros (Fig. 14). Las lesiones aparecen inicialmente como manchitas de 1 -5mm, de diámetro sobre hojas senescentes, formando manchas irregulares de color café y contorno rojizo. Los picnidios se forman rápidamente sobre las lesiones maduras, las cuales pueden a veces formar un halo clorótico.

La enfermedad causada por *Phoma* se manifiesta en el ápice de los brotes tiernos y meristemos como una mancha café oscura que avanza rápidamente hacia los tejidos lignificados y deja las puntas de las ramas con la apariencia de haber sido quemadas. Las hojas también son susceptibles; en ellas se forman manchas más o menos circulares, de color café oscuro, localizadas principalmente en el margen de la lámina foliar ; las manchas no crecen hasta cubrir toda la hoja pero sí se necrosan, lo cual hace que la parte sana al continuar su crecimiento se encorve hacia el lado de la lesión. En el área necrosada es notable la presencia de numerosas protuberancias pequeñas, de color café claro y ápice negro, que corresponden a los picnidios del hongo. La enfermedad causa la muerte de los brotes tiernos, provoca defoliación de las guías con hojas manchadas.



Fig. 14. Lesiones foliares por *Phyllosticta* sp., mostrando la formación de picnidios

7.4. Epidemiología

Las conidias son diseminadas en el agua de lluvia o de riego a sitios del hospedero, donde posteriormente germinan. La germinación de las conidias inicia después de 2 -

3hr., a 24⁰C. Después de 12hr., se forma un apresorio que invade el tejido celular del hospedero y a las 72hr, se visualiza el inicio de síntomas de la enfermedad ad. El período de incubación en la estación húmeda tarda aproximadamente 20 días. La infección se produce en horas nocturnas con temperaturas moderadas.

7.5. Manejo de la enfermedad

Los patógenos pueden controlarse mediante la rotación de cultivos, tratamiento de semillas, aplicaciones de fungicidas tales como maneb, zineb, daconil, difolatán, mancozeb y propiconazole y medidas culturales como la destrucción de rastrojos de plantas enfermas y prácticas culturales.

8. Mal del talluelo, pudrición de raíz (*Pythium sp.*)

8.1. Taxonomía

Clase: Phycomycetes
Orden: Peronosporales
Familia: Pythiaceae
Género: *Pythium*

8.2. Características morfológicas

Es un hongo que prefiere habitats muy húmedos, se caracteriza por un micelio continuo y plurinucleado, que crece rápidamente y fructifica de forma simultánea originando numerosas estructuras asexuales y con frecuencia también sexuales. El polimorfismo de los esporangios es sumamente marcado, así como su funcionamiento; germinan en ocasiones como esporangios típicos (zoosporas) y otras como conidios, mediante el desarrollo de tubos germinativos.

El género *Pythium* fué descrito por Pringsheim en 1858, con *Pythium monospermum* como tipo, incluye 63 especies separables con base en las características morfológicas de los esporangios, anteridios, oogonios y oosporas. El micelio es cenocítico y se halla compuesto por hifas cuyo diámetro varía de 1-8µ, generalmente, 2-5µ, con abundante protoplasma y numerosas ramificaciones; las septas se forman únicamente para delimitar porciones de hifas dañadas, o en los sitios donde nacen las ramas hifales fértiles.

Bajo condiciones favorables, el micelio fructifica rápidamente, y origina esporangióforos y esporangios. Los primeros pueden ser simples o ramificados. Por su parte, los esporangios pueden ser de forma muy variada, aunque, para propósitos de taxonomía, se consideran solamente tres tipos: el filamentoso, el filamentoso inflado y el esférico.

Un esporangio filamentoso se asemeja morfológicamente a una hifa somática, sólo que se encuentra separado de la hifa madre por una septa y su contenido es densamente protoplasmático. En contraste, un esporangio filamentoso inflado consiste de un grupo de lóbulos con protoplasma muy denso y separado de la hifa madre por una septa. Finalmente, un esporangio esférico puede ser globoso, oval, alimonado, etc., pero diferente a la hifa madre. Por su posición, los esporangios pueden ser terminales Fig.

15a) o intercalares (Fig. 15b), según se formen en la porción final o en la parte media de la hifa que les da origen, respectivamente .

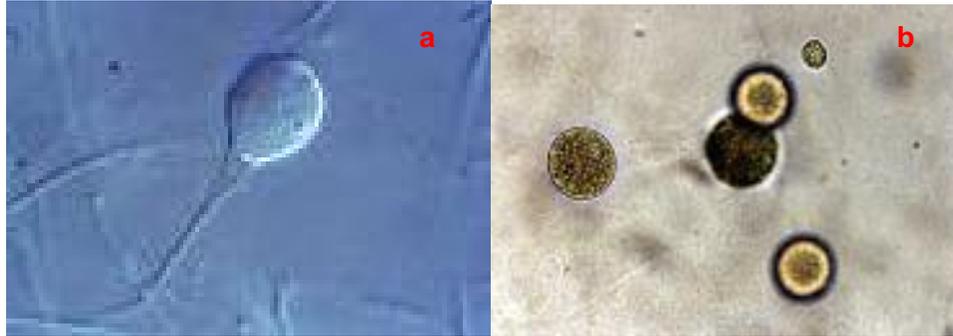


Fig. 15. a) Esporangio oval terminal y b) Esporangios globosos intercalares del hongo *Pythium sp.*

Los esporangios germinan directamente, emitiendo uno o varios tubos germinativos, o indirectamente, produciendo un tubo germinativo corto que termina en una vesícula; después, el protoplasma pasa del esporangio a la vesícula y allí se convierte en zoosporas. Las zoosporas, al salir de la vesícula, nadan por algún tiempo, luego se enquistan y finalmente germinan, produciendo un pequeño tubo micelial capaz de penetrar al hospedante y establecerse en él.

En las especies de esporangios esféricos es frecuente observar el fenómeno de proliferación esporangial, es decir, la formación de esporangios nuevos a partir de uno original. En este caso, los esporangios nuevos o secundarios nacen de una base común (proliferación sentada), o bien, el esporangio original se prolonga a través del esporangio vacío y termina su crecimiento en uno nuevo (proliferación extendida).

El micelio produce simultáneamente esporangios, oogonios y anteridios; pero solo de la unión de estos dos últimos resultan las oosporas (un oogonio).

Los oogonios, por regla general, varían de forma y pueden ser esféricos, subesféricos o elípticos, de acuerdo con su posición apical o intercalar; sus paredes son delgadas, lisas o rugosas, con rugosidades cónico-espinosas, digitadas, papiladas, mamiformes, etc., lo cual es muy importante en la especiación.

Los anteridios son falcados, campanulados, esféricos, alantoides, en forma de trompeta, etc., y como los oogonios, también pueden ser terminales o intercalares. El pedicelo anteridial es corto o largo, simple o ramificado, encorvado solo una vez, sigmoide, torcido en forma de báculo de pastor, helicoidal, etc.

Las oosporas siempre son de forma esférica, con paredes lisas o rugosas, pero siempre gruesas, lo cual les permite soportar condiciones climáticas adversas (esporas de supervivencia), apeleróticas o pleróticas, según llenen parcial o totalmente la cavidad oogonial, con uno o varios glóbulos de aceite, y su tamaño varía de 4 -4.8μ.

De acuerdo al trabajo de J. T. Middleton, la población del género hasta 1943, puede separarse en 63 grupos (especies), considerando sus características diferenciales mas

notables, como tipo de esporangios, tamaño de los oogonios, número de anteridios por oogonio, ornamentaciones de las oosporas, y otras.

Es de esperar que de 1943 a la fecha se han encontrado y descrito especies nuevas, como lo muestra la monografía de Van der Plaats Niterink (1981); sin embargo, para las especies más comunes las claves del Dr. Middleton aún conservan su valor y utilidad.

Aunque la mayoría de las especies de *Pythium* tienen un rango de hospedantes muy amplio, es conveniente mencionar las más comunes: *P. debaryanum*, *P. ultimum*, *P. aphanidermatum* y *P. mamillatum*.

Las diferentes especies de *Pythium* atacan una amplia gama de hospederos: pastos, cereales, leguminosas, cucurbitáceas, hortalizas, ornamentales y forestales.

8.3. Sintomatología

Pythium sp., es capaz de parasitar muchas plantas superiores causar ahogamiento de plántulas (“damping-off”), pudrición de raíces (Fig. 16) y frutos carnosos.

El desarrollo del ahogamiento se realiza mediante acción directa y enzimática. Los tubos germinativos de las zoosporas o el micelio llegan a la semilla o plántulas de manera casual o estimulados por algunas sustancias contenidas en los exudados radicales. La penetración de la semilla es directa a través de la testa humedecida e hinchada o de los daños mecánicos a causa del resecaamiento; posteriormente el hongo llega al embrión o tejido de la plántula por presión mecánica y acción enzimática. Las enzimas pectinolíticas, proteolíticas y celulolíticas disuelven las lamelas medias, desintegran las paredes celulares y el protoplasma, alimentándose de los tejidos.

La infección del tallo inicia cuando el micelio del hongo penetra directamente las células epidérmicas del tallo, a nivel de la superficie del suelo, consumiendo todo o parte del tejido y al destruir las paredes celulares, ocasiona las lesiones tipo cáncer y la caída de las plántulas.

La infección de frutos se da cuando éstos entran en contacto con el suelo. La penetración es directa o a través de heridas. El micelio avanza mediante la secreción de enzimas que maceran los tejidos y convierten a los frutos en una masa suave y acuosa, donde crece y fructifica el hongo.



Fig. 16. “Damping-off” en plántulas por *Pythium sp.*

8.4. Epidemiología

El hongo tiene un alto potencial patogénico de parasitismo facultativo, ya que puede multiplicarse a expensas de materia orgánica en descomposición, sobrevive en forma de oosporas que toleran altas o bajas temperaturas. Las oosporas y esporangios requieren de un período de latencia antes de germinar, la temperatura es el principal factor; arriba de 18⁰C favorecen la germinación de tubos germinales, mientras que las temperaturas entre 10-18⁰C inducen la germinación de zoosporas.

Las especies de *Pythium* se encuentran distribuidas en casi todos los suelos y fuentes de agua dulce alrededor de todo el mundo. Se encuentran también como parásitos débiles infectando las raíces fibrosas de muchas plantas.

El hongo prolifera en suelos húmedos, encharcados y durante el invierno, períodos de temperaturas superiores a los 30⁰C y altas humedades relativas favorecen el desarrollo de las infecciones y del patógeno.

8.5. Manejo de la enfermedad

El manejo de la enfermedad en viveros se dirige a la esterilización del suelo con agua caliente o Basamid. El tratamiento de semillas con cloranil, thiram, captán y diazoben ha tenido buenos resultados. El fungicida sistémico ethazol controla el ahogamiento, tizones y pudriciones de la raíz causados por *Pythium* y *Phytophthora*.

El tratamiento posterior de las plántulas con fungicidas tales como: captán, cloranil o cobres solubles es recomendable. El drenaje apropiado de suelo es la medida complementaria más importante para controlar la infección, la poda de guías permitiendo una buena circulación de aire es necesaria y la fertilización nitrogenada no debe excederse de los requerimientos del cultivo.

La rotación del cultivo por períodos mínimos de 2 años ayuda a disminuir la tasa de inóculo.

9. Mancha foliar por *Septoria spp.* (Saccardo)

9.1. Taxonomía

Clase: Deuteromycetes
Orden: Sphaeropsidales
Familia: Sphaeropsidaceae
Género: *Septoria*

9.2. Características morfológicas

El hongo produce picnidios oscuros, separados, globosos, ostiolados (Fig. 17a), producidos en manchas; conidios hialinos, alargados a filiformes, multiseptados (Fig. 17b).

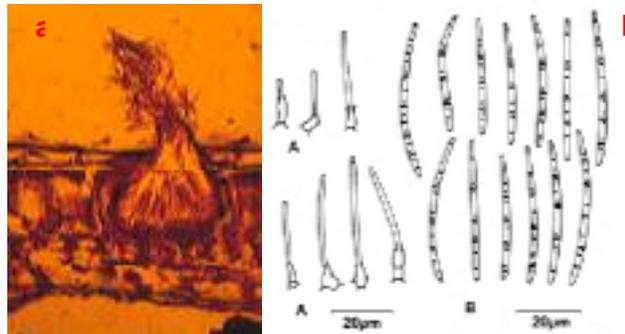


Fig. 17. a) Picnidio globoso ostiolado y b) Conidio hialino del hongo *Septoria sp.*

9.3. Sintomatología

El patógeno afecta a un numeroso grupo de plantas causando tizones y manchas foliares. La cantidad de especies fitopatógenas de ***Septoria*** es enorme; afortunadamente son pocas las que causan daños severos a la agricultura y ganadería.

Los síntomas típicos causados por *Septoria spp.*, son manchas necróticas, más o menos circulares, bien delimitadas (Fig. 18), raras veces difusas y con numerosos puntitos negros, que corresponden a las fructificaciones asexuales o picnidios. En un clima favorable, el hongo causa defoliación e invade el tallo, causando lesiones necróticas negras que resultan en el debilitamiento y muerte.

Según el hospedero y la especie del hongo, las manchas varían en tamaño, desde poco perceptibles, hasta un diámetro de 1-2cm., y manchas individuales que cubren la tercera parte de las hojas. Estas manchas pueden tener bordes distintos y presentar un contorno circular o bien ser irregulares y simétricas. Por lo general, la enfermedad inicia en el follaje inferior y avanza en sentido ascendente.

Unicamente tres especies: *Septoria pyricola* (*Mycosphaerella sentina*), *Septoria nodorum* (*Lestosphaeria nodorum*) y *Septoria perseae* (*Mycosphaerella perseae*) producen pseudotecios. La forma definida o difusa de las lesiones ha servido para que a este tipo de enfermedades se les denomine “manchas foliares”, o “tizones”, respectivamente. Las manchas inducen defoliación y debilitamiento de las plantas.



Fig. 18. Manchas foliares asociadas al hongo *Septoria sp.*

9.4. Epidemiología

Los conidios son dispersados fácilmente por la lluvia, el agua de riego, herramientas, animales y otros vectores. El patógeno sobrevive en forma de micelio y conidios dentro de picnidios sobre o dentro de semillas infectadas y sobre restos de plantas enfermas abandonados en el campo. Las diferentes especies de *Septoria* requieren de humedad suficiente para producir infección y causar severos daños, la enfermedad se desarrolla en un rango óptimo de temperatura de 10-27°C.

9.5. Manejo de la enfermedad

Septoria spp., sobrevive en hojas, tallos y semillas infectadas, y en consecuencia para su control se recomienda la siembra de semilla libre del patógeno, la rotación de cultivos (2-4 años), el uso de fungicidas como maneb, maneb + zinc, zineb y la destrucción de los residuos de material de podas sanitarias.

10. Mancha afelpada por Alga Roja (*Cephaleuros virescens*)

10.1. Taxonomía

División: Chlorophyta (Algas Verdes)

Familia: Trentepohliaceae

Género: *Cephaleuros*

Especie: *virescens*

10.2. Características morfológicas

C. virescens, es un alga que crece de manera subcuticular sobre los tejidos de muchos hospederos en climas tropicales. El patógeno forma un “cojín afelpado” (discode) de forma redondeada sobre las hojas e irregular sobre las guías. Inicialmente, las manchas son de color naranja-ladrillo y cuando maduras toman un color verde olivo a grisáceo. El color naranja se debe a la presencia de β -carotenos en las células del alga. El talo del alga genera proyecciones apicales (esporangióforos), los cuales pueden formar esporangios ovales de 30 x 24 μm (Fig. 19a). Los esporangios producen zoosporas biflageladas y son las estructuras de reproducción asexual. La reproducción sexual ocurre por la formación de gametangios en los talos discoides. En presencia de agua libre sobre los tejidos del hospedero, se producen de 8 -32 gametos biflagelados por talo. Estos se fusionan en pares y dan origen a pequeños esporofitos, los cuales a su vez producen microsporangios con zoosporas tetraflageladas (Fig. 19b). Aún se desconoce el papel de estas en el ciclo de la enfermedad.

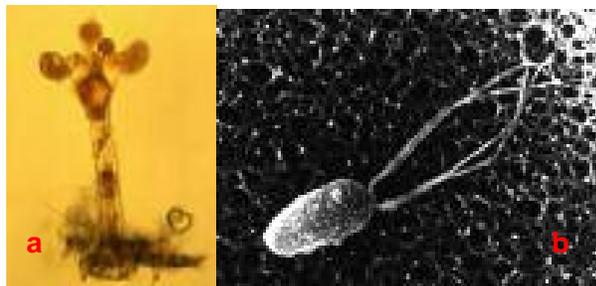


Fig. 19. a) Esporangióforo y esporangios, b) Zoosporas tetraflageladas de *Cephaleuros virescens*

10.3. Sintomatología

El patógeno se establece sobre los tejidos del hospedero y penetra en ellos estableciéndose bajo la cutícula. Conforme la infección avanza se forman sobre las hojas manchas redondeadas de 5-8mm., de diámetro y sobre las guías de loroco áreas manchadas, afelpadas de forma irregular (Fig. 20). El color de las manchas cambia de naranja a verde grisáceo conforme estas maduran.

Cuando la humedad relativa es alta, la enfermedad puede causar un manchado severo, caída prematura de hojas y muerte descendente en guías jóvenes (“die -back”).



Fig. 20. Corte de guía joven de loroco mostrando áreas rojizas envueltas por Alga Roja (*Cephaleuros virescens*)

10.4. Epidemiología

El mojado del follaje o la alta humedad relativa dentro del cultivo, favorecen el establecimiento del alga. Los esporangios y zoosporas biflageladas son la principal fuente de inóculo y su diseminación se realiza fácilmente por el agua de riego, lluvia y el viento.

10.5. Manejo de la enfermedad

La enfermedad causada por Alga Roja no es muy importante y puede ser fácilmente controlada con las siguientes medidas: es necesario una nutrición adecuada del cultivo y el manejo de otras plagas que debilitan las plantas, volviéndolas susceptibles a este tipo de patógeno, efectuar podas sanitarias cuando la enfermedad está presente y podas de aclaramiento que permitan la entrada de luz solar y circulación de aire por entre las guías. Si el daño es muy severo, se recomienda la aplicación de fungicidas cúpricos semanalmente, complementando esta actividad con podas de guías muy dañadas. El material removido debe ser enterrado o quemado fuera del cultivo.

11. Mancha negra por fumagina (*Capnodium sp.*)

11.1. Taxonomía

Clase: Ascomycetes

Orden: Dothideales

Familia: Capnodiaceae

Género: *Capnodium*

11.2. Características morfológicas

Capnodium sp., presenta un micelio oscuro, bien desarrollado, ramificado y con septos simples. El hongo produce ascas bitunicadas en lóculos estromáticos. El ascostroma tiene forma de botella, las cuales contienen las ascas y estas a las ascosporas. Los pseudoparásitos ausentes lo diferencian de otros géneros del sub-orden Loculoascomycetidae. El talo del hongo presenta proyecciones que adquieren forma de botellas (Fig. 21).



Fig. 21. Talo de *Capnodium sp.*

11.3. Sintomatología

El hongo crece sobre las deposiciones melíferas de algunos insectos tales como pulgones, escamas y moscas blancas. Las manchas crecen sobre la superficie de los hospederos y son irregulares, de color negro y de apariencia afelpada. Aunque no se considera una enfermedad seria de los cultivos, el hongo reduce las áreas fotosintéticas de los tejidos verdes reduciendo el rendimiento y normal desarrollo, ya que la lámina negra captura la luz solar y el tejido se vuelve clorótico. El hongo puede crecer sobre las hojas y flores del loroco (Fig. 22).



Fig. 22. Inflorescencias de loroco con el hongo *Capnodium sp.*

11.4. Epidemiología

El hongo está asociado a diferentes insectos chupadores, por lo tanto su diseminación depende del tamaño, movimiento de la población de áfidos o moscas blancas sobre el cultivo.

11.5. Manejo de la enfermedad

Las medidas de manejo consisten en primer lugar, en mantener bajas las poblaciones de insectos como áfidos, insectos escama y moscas blancas, posteriormente se deben podar aquellas guías con muchas áreas ennegrecidas y efectuar una o dos aplicaciones de cualquier fungicida cúprico, con el objetivo de eliminar el hongo.

12. Nemátodo anillado (*Criconemoides sp.*)

12.1. Taxonomía

Orden: Tylenchida

Sub-orden: Tylenchina

Familia: Criconematidae

Género: *Criconemoides*

Sinónimos: *Xenocriconemella*, *Mesocriconema*, *Madinema*, *Seshadriella*, *Neobakernema*, *Crossonemoides*, *Macroposthonia*.

12.2. Características morfológicas

El nemátodo anillado *Criconemoides sp.*, se caracteriza por su cuerpo corto, robusto e intensamente anillado (Fig. 23). Son de movimientos lentos, el estilete es muy largo en comparación con la longitud del cuerpo, y con los nódulos basales con proyección hacia la parte anterior. Sexualmente dimórficos.



Fig. 23. Nemátodo *Criconemoides sp.*, mostrando su cuerpo típicamente anillado

La hembra mide de 0.20-1mm de longitud, cuerpo corto y robusto, generalmente curvado, la parte anterior de cuerpo es redondeada y la posterior cónica. Cutícula provista con 42-200 prominentes anillos con márgenes suavemente crenados hacia la región posterior. El área labial está unida al resto del cuerpo y separada por uno o dos anillos delgados. Estilete fuerte, con nódulos basales dirigidos hacia la parte anterior.

Esófago con un fuerte bulbo medio, el cuál se fusiona con el procorpus; las glándulas forman un pequeño bulbo posterior. La posición de la vulva es posterior. El sistema reproductor consta de un solo ovario dirigido hacia la parte anterior, con la espermateca situada lateralmente.

El macho es de cuerpo delgado y corto, la parte anterior es redondeada, no presenta estilete, esófago degenerado, espículas cortas, suavemente curvadas. Bursa débilmente desarrollada, excepcionalmente ausente. Cola terminada en punta.

12.3. Sintomatología

Los síntomas generales asociados al daño por nemátodos involucran lesiones en las raíces absorbentes que degradan o pudren los tejidos, permitiendo la invasión por patógenos secundarios, reducción del sistema radical, amuñonamiento y en algunos casos proliferación de raicillas. Como el daño se localiza en la raíz los síntomas son evidentes también en la parte aérea: amarillamientos, achaparramiento, raquitismo, marchitez recurrente, especialmente en horas de gran intensidad solar y volcamiento de plantas aún con vientos moderados.

12.4. Epidemiología

Es un ectoparásito de hábitos alimenticios externos a las raíces. Son de distribución mundial y asociados a diferentes cultivos, especialmente especies leñosas y gramíneas. Estos nemátodos introducen su estilete en los tejidos donde degeneran las células radicales. La temperatura es determinante para el desarrollo y aumento de las poblaciones, con un óptimo desarrollo a 15 -30°C. *Criconemoides* se desarrolla mejor en suelos húmedos, situación que le permite establecerse en zonas con riego y en la estación lluviosa aumentar sus poblaciones.

12.5. Manejo del parásito

La eliminación de nemátodos en suelo de vivero se logra mediante la esterilización con agua caliente, Basamid u otro biocida. En campo es importante no remover cantidades de suelo dentro o fuera del cultivo, las enmiendas con materia orgánica y sobre todo las de desechos de mariscos (base quitina), reducen considerablemente las poblaciones.

En suelos muy infectados se hacen necesarias las aplicaciones de nematicidas (carbofuran, etoprofos, fenomifos, terbufos), las cuales se pueden complementar con coberturas de plantas no hospederas. La rotación de cultivos puede ejercer algún control, aunque es poco efectiva con nemátodos polífagos.

13. Nemátodo lesionador (*Pratylenchus* sp.)

13.1. Taxonomía

Orden: Tylenchida
Sub-orden: Tylenchina
Familia: Pratylenchidae
Género: *Pratylenchus*

13.2. Características morfológicas

Es un endoparásito migratorio, de tamaño promedio menor a 1mm., de estilete bien desarrollado y provisto de grandes nódulos basales. Con un solo ovario y vulva localizada en el último cuarto del cuerpo del animal. Esófago igualmente desarrollado en ambos sexos. Los lóbulos de las glándulas esofageales se traslapan con el intestino ventralmente. La hembra posee un solo ovario dirigido hacia la parte anterior. La forma de la cola es subcilíndrica, más o menos cónica o redondeada, o con término truncado (Fig. 24). Los machos presentan bursa, espículas delgadas y arqueadas.

El género *Pratylenchus* se conoce comúnmente como nemátodo lesionador, comprende unas 18 especies. Sher y Allen (1953) reconocen 10 especies: *P. brachyurus*, *P. coffeae*, *P. goodeyi*, *P. minyus*, *P. penetrans*, *P. pratensis*, *P. scribneri*, *P. thornei*, *P. vulnus*, y *P. zae*. Posteriormente se han incluido tres nuevas especies: *P. steineri*, *P. hexincisus* y *P. subpenetrans*. *P. tumidiceps* es una nueva especie reportada en Rusia. Dos variedades de *P. pratensis* se han renombrado como *tenuistratus* y *bicaudatus*. Anteriormente al nombre propuesto por Filipjev, *Pratylenchus* se conocía como *Tylenchus* o *Anguillulina*.



Fig. 24. Nemátodo lesionador (*Pratylenchus sp.*), mostrando la forma típica de la cabeza y cola

13.3. Sintomatología

Los nemátodos penetran por la raíz y se alimentan del parénquima, produciendo un daño considerable que no se limita a las raíces. Es común que grandes cantidades de nemátodos se encuentren en zonas particulares de la raíz. Las lesiones, pequeñas al principio se van ampliando conforme los nemátodos se van alimentando en la periferia de las raíces. Las lesiones permiten la entrada de patógenos del suelo, los cuales aceleran los procesos de degeneración y pudrición de raíces. No obstante, se ha demostrado que *Pratylenchus* es capaz por sí sólo de causar pudrición radical.

La sintomatología varía entre los diferentes hospederos, pero la mayor parte de ellos, se caracterizan por la mutilación de raíces como resultado de la formación de lesiones, raíces descoloridas raquílicas, agrupadas cerca de la superficie del suelo.

No todas las plantas afectadas por *Pratylenchus* le permiten una reproducción y desarrollo adecuado, es necesario hacer sobre loroco los estudios pertinentes que demuestren de que magnitud es el problema de este nemátodo en dicho hospedero.

13.4. Epidemiología

Pratylenchus sp., es un parásito migratorio y no tiene ningún estadio de su desarrollo que pueda considerarse como fase de infestación ya que adultos larvas de varias edades se encuentran dentro y fuera de las raíces del hospedero. Linford menciona que la zona de entrada a los tejidos es en la región de los pelos absorbentes. Hastings, determinó que el ciclo de vida se realiza en un tiempo de 54 -65 días.

El desarrollo y la reproducción son comparativamente lentos. Las hembras ponen aproximadamente un huevo al día. *P. zae*, en maíz cumple su ciclo de vida en 35 -40 días, a temperaturas entre 23.9-26.7°C. Sin embargo, la temperatura puede acelerar el desarrollo de los huevos y aumentar el número de éstos por hembra. Graham observó que algunas especies de *Pratylenchus* se desarrollan rápidamente cuando la temperatura del suelo oscila entre 26.7-32.0°C.

El nemátodo de las lesiones se encuentra distribuido en todas las regiones agrícolas del mundo, concluyéndose que el clima no representa una barrera determinante para su dispersión. Se cree que algunas especies se adaptan a temperaturas frías y otras a regiones cálidas. Investigaciones realizadas sugieren que, en general son más numerosos en lugares cálidos de zonas templadas, que en los trópicos y subtrópicos.

13.5. Manejo del parásito

El manejo de poblaciones de *Pratylenchus sp.* es factible por medio de la rotación de cultivos exceptuando especies de gramíneas y musáceas, el uso de enmiendas orgánicas, de las cuáles las aplicaciones de desechos de mariscos (base quitina) ha dado buenos resultados y la aplicación de nematicidas (carbofuran, etoprofos, fenomifos, terbufos). Es necesario complementar cualquiera de las acciones de manejo con la prevención, adquiriendo plantas de viveros con buen manejo fitosanitario y evitar movimientos de tierra dentro de la plantación.

En muchos casos los nematicidas actúan como nemastáticos, reduciendo el daño momentáneamente y puede llegar a pensarse que son inefectivos. Cabe mencionar también que las aplicaciones de nematicidas se realizan solamente bajo un análisis nematológico que determine si la densidad poblacional y la correlación con los daños en el cultivo lo ameritan. La composición de especies de nemátodos es importante al momento de tomar la decisión de utilizar un producto químico.

III. ARTROPODOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE LOROCO

1. *Aphis gossypii* ; *Aphis nerii*

Nombre común: Afidos o pulgones

Orden: Homoptera

Sub-Orden: Sternorrhyncha

Superfamilia: Aphidoidea

Familia: Aphididae

La biología de los áfidos o pulgones es compleja y en los climas trópicos como el nuestro, se reproducen partenogénicamente o por viviparidad, presentando un ciclo de desarrollo post-embionario con cuatro estadios ninfales y producción de hembras adultas ápteras y aladas.

El polimorfismo es un fenómeno común en éste grupo, es decir, que existen individuos morfológicamente diferentes dentro de una misma especie como respuesta a la variación en las condiciones ambientales, tipo de savia, mutaciones o mimetismo; por tanto la coloración del cuerpo de *A. gossypii* (Fig. 25), es de color variable, por lo general verde oscuro, aunque los hay verde amarillo, amarillo y aún casi negro; por tanto el color del insecto no tiene importancia como carácter de identificación de las especies de áfidos.

Su primer reporte como plaga fue en una finca de algodón en 1985 en Carolina del Sur, Estados Unidos; posteriormente algunos autores estimaron que parece ser una especie que comprende distintos genotipos que varían con respecto a su habilidad para reproducirse, y en alternancia y preferencia de hospederos. Esto permite entender su potencial evolutivo para adaptarse a plantas hospederas inusuales, por tanto existe un gran potencial para incrementar el número de plantas cultivadas atacadas.

La importancia de esta especie se debe no sólo a los daños directos, sino también a su capacidad de transmitir virus ya que es vector de más de 50 virus fitopatógenos; reportándose además la resistencia a productos químicos como los Organofosforados, Carbamatos y Piretroides.



Fig. 25. Colonia de *Aphis gossypii*, en el envés de una hoja de loroco

Otro áfido encontrado en los cultivos de loroco es *Aphis nerii*, el cual es cosmopolita y según algunos autores, los hospederos de esta especie pertenecen a dos familias de

plantas en particular (Apocynaceae y Asclepiadaceae); en el presente estudio se reporta en el cultivo de loroco *Fernaldia pandurata* que pertenece a la Familia Apocynaceae. Las colonias densas generalmente están concentradas en los ápices de los retoños, en las inflorescencias (Fig. 26) y en el envés de las hojas, sin ocasionar malformaciones.



Fig. 26. Colonia de *Aphis nerii* en plantas de loroco

El ciclo biológico de los áfidos es de aproximadamente 21 días con variaciones dependiendo de la temperatura. Los áfidos son considerados los más importantes en el cultivo de loroco en El Salvador. Las ninfas y adultos viven formando colonias en los tallos, brotes terminales, pecíolos, envés de las hojas y flores, succionando savia de los tejidos tiernos de la planta (Fig. 26). Su acción se traduce en un debilitamiento de los órganos afectados de la planta, manifestándose por la reducción del desarrollo, amarillamiento de las hojas, disminución de la producción y calidad de las flores, afectando su comercialización.

Es reportado como vector del virus del mosaico a la papaya y el chile dulce. En las plantaciones de loroco se observaron síntomas cloróticos en el follaje y albinismo en flores (Fig. 27), las cuales probablemente se deban a la presencia de virus transmitidos por áfidos o problemas relacionados con fitoplasmas.

El tubo digestivo de los áfidos presenta una modificación denominada “Cámara de filtración” que únicamente permite el paso de alimentos ricos en proteína mientras que el resto es eliminado directamente a través del ano y los sifunculos en forma de gotas de tamaño variable. Se trata de una sustancia azucarada que al depositarse en las hojas y flores del loroco, sirve de medio de desarrollo a una enfermedad llamada fumagina producida por hongos saprofitos de los siguientes géneros: *Fumago sp.*, *Capnodium sp.* y *Cladosporium sp.* Cuando la capa depositada en las hojas es espesa se reduce el proceso de fotosíntesis, afectando indirectamente el desarrollo y producción de flores que es el principal órgano de interés económico para los agricultores. Cuando la “fumagina” se desarrolla en las flores (Fig. 28), obliga a

limpiarlas antes de iniciar su proceso industrial o su comercialización, incurriendo en mayores gastos económicos.

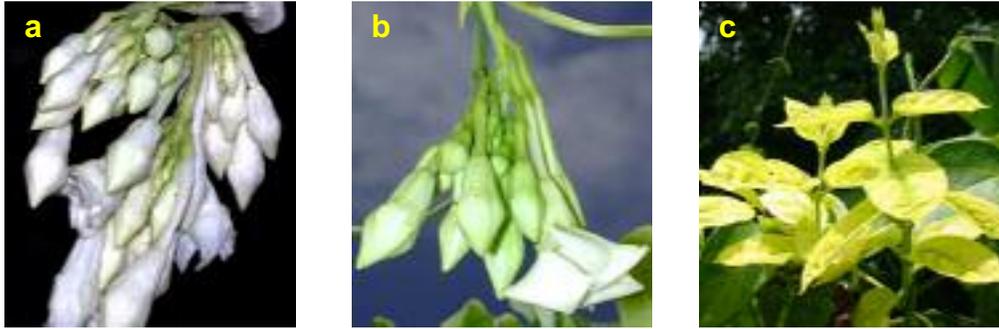


Fig. 27. Racimo floral de loroco con albinismo (a), Sana (b) y Follaje clorótico (c)



Fig. 28. Racimo floral de loroco con fumagina producida por el hongo *Capnodium sp*

El incremento de las poblaciones de áfidos está en relación con el estado fisiológico de la planta en lo referente al contenido de azúcares, nitrógeno y al pH de la savia. Así la mayor incidencia de la plaga estaría relacionada con el alto contenido de azúcares y nitrógeno que se encuentre en las plantas principalmente después de aplicaciones de fertilizantes ricos en nitrógeno; además el incremento del pH después de la aplicación de Arseniato de Calcio u otra fuente de Calcio. Cuando existen altas poblaciones de áfidos en los órganos de la planta, aparecen individuos alados que se dispersan para colonizar nuevos órganos en otras plantas.

También determinadas condiciones ambientales pueden ayudar al apareamiento de adultos alados en medio de las poblaciones del insecto. Los vuelos activos son cortos, por tanto la distribución en las parcelas o campos agrícolas suele ser por focos. Sin embargo, cuando ya han iniciado el vuelo activo pueden ser arrastrados pasivamente por el viento, siendo el principal medio de dispersión. Las corrientes de aire elevan a los áfidos alados sobre los cultivos y los arrastran, cayendo sobre otras plantas. Esta dispersión origina distribuciones aleatorias (al azar), siendo muy peligrosas cuando las poblaciones arrastradas por el viento vienen de cultivos atacados por virus.

1.1. Control biológico

Los parasitoides son más eficaces que los depredadores en el control de áfidos, es así que *Lysiphlebus testaceipes* (Fig. 29) es recomendado como uno de los candidatos en programas de control biológico, el cual se ha encontrado parasitando más de 29

especies de áfidos en diferentes plantas hospederas, siendo dicho parasitoide probablemente originario de Norte y Centroamérica. Se reporta que *L. testaceipes* fue introducido a Hawai en 1923 y de Cuba a Francia en 1974; posteriormente en 1977 fue detectado en Italia, y para los años 1982 y 1985 en España y Portugal respectivamente. Esta avispa también fue introducida en Australia para controlar las poblaciones de áfidos. El cultivo de loro co reúne condiciones apropiadas para su manejo por medio del control biológico por ser una planta perenne cuando se mantiene con riego y buena fertilización.

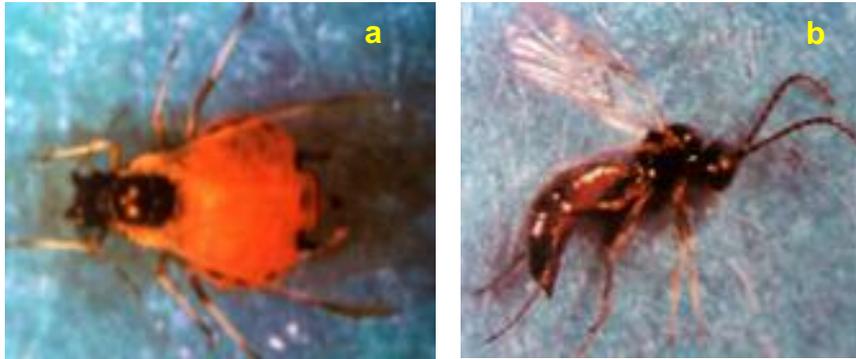


Fig. 29. Avispa parasitoide de áfidos: a) Afido parasitado; b) Hembra de *Lysiphlebus testaceipes*

Existen depredadores que se alimentan de todos los estados de desarrollo de los áfidos, entre los cuales se mencionan las moscas sírfidas: *Allograpta oblicua*, *Ocyptamus sp.*, *Baccha sp.*, *Mesograpta sp.*, *Syrphus sp.*, *Pseudodorus sp.* (Orden Diptera, Familia Syrphidae). Las larvas se alimentan de los áfidos (Fig. 30 a y b) y los adultos (Fig. 30 c y d) son de vida libre alimentándose del polen de las plantas.



Fig. 30. Diptera depredadora de áfidos: a y b) Larvas de mosca sírfide alim entándose de áfidos; c) Mosca del género *Mesograpta sp.*; d) Mosca del género *Baccha sp.*

También existen larvas (Fig. 31) y adultos (Fig. 32) de insectos del Orden Coleoptera que se alimentan de todos los estados de desarrollo de los áfidos. Del Orden Neuroptera se encuentra el género *Chrysoperla sp.* (Fig. 33), perteneciente a la Familia Chrysopidae.



Fig. 31. Estado larval de Coleoptera de la Familia Coccinellidae depredadores de áfidos

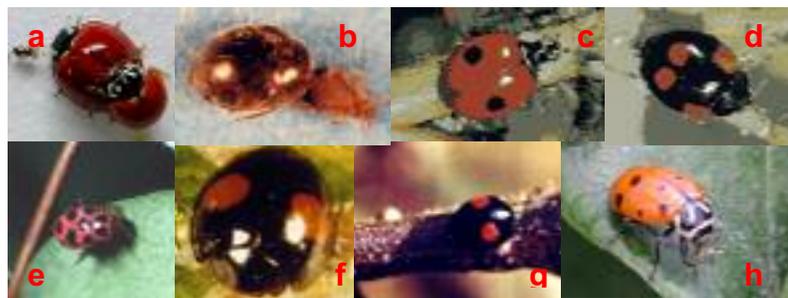


Fig. 32. Estado adultos de Coleoptera de la Familia Coccinellidae depredadores de áfidos: a) *Cycloneda sanguinea*; b) *Scymnus sp*; c) *Adalia bipunctata*; d) *Adalia sp*; e) *Coleomegilla maculata*; f y g) *Chilocorus sp*; h) *Hippodamia convergens*



Fig. 33. Larva (a) y adulto(b) de *Chrysoperla sp*, depredadores de áfidos

También existen entomopatógenos que ejercen un buen control, principalmente en época lluviosa. Uno de los hongos efectivos para el control de áfidos es *Verticillum lecanii* (Fig. 34).



Fig. 34. Afido atacado por el hongo *Verticillum lecanii*

1.2. Control químico

Antes de la floración se puede utilizar productos del grupo acetamiprid en dosis de 50 - 100 gramos de ingrediente activo (i.a) por hectárea.

Al inicio y durante la floración, pueden utilizarse otras alternativas (no químicas sintéticas) como el uso de productos a base de jabones no detergentes en dosis de dos gramos por litro de agua. El aceite de Nim, ha proporcionado buenos resultados en dosis de 30 centímetros cúbicos por galón de agua, teniendo el cuidado de hacer al menos dos aplicaciones por semana cuando las poblaciones de áfidos son altas.

2. *Ceroplastes floridensis*

Nombre común: Escama de cera

Orden: Homoptera

Sub-Orden: Sternorrhyncha

Superfamilia: Coccoidea

Familia: Coccidae

La hembra adulta tiene forma ovalada y ligeramente convexa (Fig. 35), su tamaño varía entre 3 a 4 mm en su diámetro mayor. Es una especie ovovivípara, cada hembra coloca aproximadamente 284 huevos (máximo 800) con embriones muy desarrollados, razón por la cual la duración del estado de huevo es muy corto. Pasa por tres estadios ninfales; las ninfas recién eclosionadas son inicialmente café rojizas y luego de color casi transparentes, tornándose ámbar y finalmente pardo. En los individuos pre-adultos se puede distinguir una quilla longitudinal en el dorso. En condiciones de alta temperatura (como por ejemplo en los climas tropicales), el ciclo biológico es de aproximadamente 60 días y durante el invierno se extiende considerablemente; dependiendo de las condiciones ambientales se pueden producir hasta tres generaciones por año. En general, durante todo el año se observa un traslape de diferentes estados de desarrollo.



Fig. 35. Hembra adulta de *Ceroplastes floridensis* en guía de loroco (a y b)

Las infestaciones ocurren en los bejucos del loroco, principalmente los más viejos que se encuentran protegidos de los rayos directos del sol; cuando los ataques son severos las plantas son defoliadas totalmente (Fig. 36). Estos daños se presentan cuando el agricultor no realiza podas fitosanitarias y destrucción de rastrojos.



Fig. 36. Plantas de loroco: a) Dañadas por *Ceroplastes floridensis*; b) Sana

2.1. Control biológico

Existen muchos enemigos naturales de este insecto (Cuadro 1), que ejercen un control natural de las poblaciones de la escama a nivel de campo. Parte del material biológico muestreado fue confinado en laboratorio y se obtuvieron diferentes controladores biológicos (Fig. 37)

Cuadro 1 . Enemigos naturales de *Ceroplastes floridensis*

Enemigo natural	Estado biológico atacado			País
	Huevo	Ninfa	Adulto	
Parasitoides				
<i>Aprostocetus ceroplastae</i>		X	X	China, Israel
<i>Anicetus ceroplastis</i>		X	X	China, Japón, USA; Introducido a Israel
<i>Anicetus beneficus</i>		X	X	China, Japón
<i>Cephaleta sp</i>		X	X	China
<i>Coccophagus hawaiiensis</i>		X	X	China, Japón
<i>Coccophagus caridei</i>		X	X	China
<i>Coccophagus lycimnia</i>		X	X	China, Israel, USA
<i>Metaphycus eruptor</i>		X	X	USA
<i>Metaphycus flavus</i>		X	X	USA
<i>Microterys nietneri</i>		X	X	USA
Depredadores				
<i>Chilocorus bipustulatus</i>		X	X	Israel
<i>Cryptolaemus montrouzieri</i>	X	X	X	
<i>Moranila californica</i>	X			Israel
<i>Scutellista caerulea</i>	X			Introducida a Israel y USA



Fig. 37. Control biológico de *Ceroplastes floridensis*: a) Escama parasitada; b y c) Parasitoides del Orden Hymenoptera; d) Parásito del Orden Diptera, Familia Cecidomyiidae

3. *Coccus hesperidum*

Nombre común: Escama parda blanda

Orden: Homoptera

Sub-Orden: Sternorrhyncha

Superfamilia: Coccoidea

Familia: Coccidae

Este insecto se caracteriza por presentar un cuerpo liso de forma oval y subconvexo, algo esclerotizado en las hembras adultas (Fig. 38a) que miden de 3.0 a 4.0 mm de largo por 1.7 a 2.7 mm de ancho, la parte más ancha está cerca de la región abdominal. Cuando se realizan montajes en laminas y se observan al microscopio (Fig. 38b), se distinguen las antenas de siete segmentos, el tercero carece de setas. Setas marginales del cuerpo finas, agudas, algo ramificadas o dentadas en el ápice y de la mitad del largo de las setas espiraculares.

Túbulos centrales escasos en el área coxal interno. Poros multioculares confinados a la región anal. Tubo anal, con el anillo anal cerca de dos veces su diámetro anterior a las placas anales. Además presenta de 6 a 12 tubérculos submarginales y una hendidura anal que se extiende de un octavo a un sexto del largo del cuerpo del insecto.

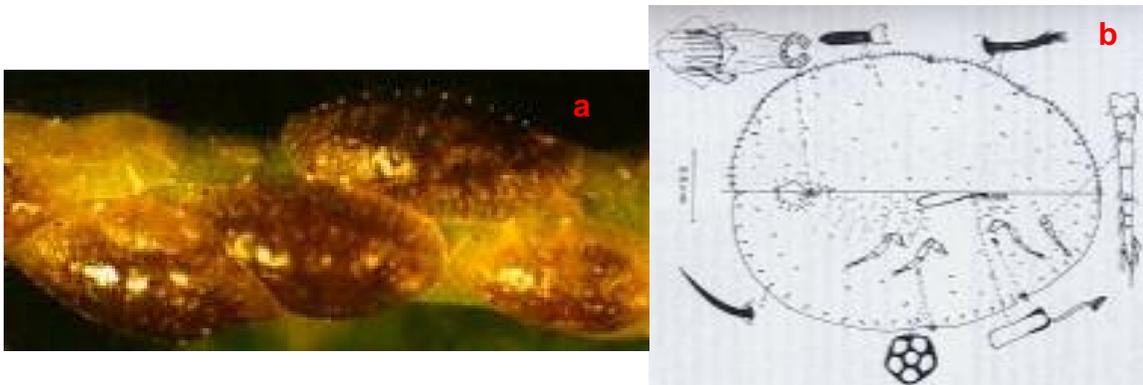


Fig. 38. Insecto hembra de *Coccus hesperidum*: a) Hembra adulta; b) Hembra joven con el cuerpo aclarado en vista dorsal-ventral

La reproducción es principalmente partenogenética y los huevos permanecen cubiertos por el cuerpo de la hembra. El desarrollo desde huevo – adulto lo completa en aproximadamente 60 días, llegándose a dar de 3 a 6 generaciones en el año, dependiendo de la temperatura; los huevos eclosionan pocos días después de puestos y las ninfas pasan por tres estadios, el primero móvil y el último muy parecido al adulto.

Las ninfas se fijan en la guía de la planta de loroco, formando grupos que en algunas ocasiones se encuentran muy juntas unas de otras. Las ninfas y los adultos se alimentan de la savia de la planta de loroco.

Cuando existen altas poblaciones, las mielecillas expulsadas por los insectos escama, permiten el crecimiento del hongo conocido comúnmente como fumagina en las hojas inferiores. Es un insecto que tiene buen control biológico, reportándose en la literatura varias especies (Cuadro 2).

Cuadro 2. Enemigos naturales de *Coccus hesperidum*

Enemigo natural	Estado biológico atacado		país
	ninfa	adulto	
Parasitoides			
<i>Coccophagus lycimnia</i>	X	X	Cosmopolita
<i>Coccophagus scutellaris</i>	X	X	Cosmopolita
<i>Coccophagus pulvinaria</i>	X	X	Africa
<i>Coccophagus semicircularis</i>	X	X	Sudáfrica
<i>Metaphycus flavus</i>	X	X	Cosmopolita
<i>Metaphycus stanleyi</i>	X	X	Introducido a USA
<i>Metaphycus luteolus</i>	X	X	Introducido a USSR
<i>Microterys nietneri</i>	X	X	Cosmopolita
Depredadores	X	X	
<i>Cryptolaemus montrouzieri</i>	X	X	
<i>Azya luteipes</i>	X	X	

4. *Toumeyella liriodendri*

Nombre común: Escama lomo de tortuga

Orden: Homoptera

Sub-Orden: Sternorrhyncha

Superfamilia: Coccoidea

Familia: Coccidae

Esta escama fue observada en forma ocasional en los cultivos de loroco y el daño que realiza a la fecha no reviste importancia. Es un insecto que tiene un aparato bucal adaptado para succionar la savia de la planta. Su ciclo es de aproximadamente un mes y está influenciado por las condiciones climáticas del lugar; el estado adulto de la hembra es sesil (Fig. 39).

Generalmente es un insecto que presenta un alto control biológico a nivel de campo, por lo cual no es recomendable el uso de productos insecticidas de amplio espectro. Cuando existe desequilibrio del ambiente, se pueden reproducir en grandes cantidades y causar daños considerados, principalmente en época seca cuando el recurso hídrico es inadecuado.



Fig. 39. Hembra adulta de *Taumeyella liriodendri* en una guía de loroco

5. *Mesolecanium nigrofasciatum*

Nombre común: Escama tortuga

Orden: Homoptera

Sub-Orden: Sternorrhyncha

Superfamilia: Coccoidea

Familia: Coccidae

Son insectos que tienen una forma hemiesférica muy convexa que miden aproximadamente 4 milímetros. Como todas las escamas es inmóvil (sesil) en la mayoría de su ciclo de vida y secreta una cubierta rígida de forma hemisférica sobre su cuerpo. Esta capa protectora puede ser marrón o rojiza, con marcadas bandas oscuras alrededor del cuerpo que se asemeja a la caparazón de una tortuga (Fig. 40).

Es un insecto con aparato bucal picador chupador, caracterizándose por ser inmóvil cuando está adulto. Son insectos muy raros en el cultivo de loroco, presentándose en forma ocasional en las zonas con cultivo de loroco; en consecuencia no es de importancia económica. En otros países se ha utilizado con éxito el aceite de soya como alternativa eficaz para el manejo de este insecto.



Fig. 40. Hembra adulta de *Mesolecanium nigrofasciatum*

6. *Parthenolecanium corni*

Nombre común: Escama suave convexa

Orden: Homoptera

Sub-Orden: Sternorrhyncha

Superfamilia: Coccoidea

Familia: Coccidae

Es una especie polífaga y casi cosmopolita que forma colonias densas en las plantas hospederas. La hembra joven tiene el cuerpo aplastado, mide entre 2.5 y 6 milímetros, con un color de pardo grisáceo a rojo con bandas; el cuerpo de la hembra adulta se hace globoso, se endurece y adquiere un color más oscuro (Fig. 41a). El macho es de color amarillo y tiene alas.

Después de que la hembra pone sus huevos debajo de su cuerpo, termina su vida. Tanto los inmaduros como los adultos se alimentan de la savia de la planta. En el cultivo de loroco se observaron áreas con infestaciones bien focalizadas. Realizando observaciones minuciosas, se determinó que existían estados adultos con evidencia de la acción de enemigos naturales (Fig. 41b).



Fig. 41. Hembra adulta de *Parthenolecanium corni*: a) Insecto sano; b) Orificio de salida de un parasitoide

7. *Chionaspis* sp

Nombre común: Escama suave con vexa

Orden: Homoptera

Sub-Orden: Sternorrhyncha

Superfamilia: Coccoidea

Familia: Diaspididae

Algunos autores la conocen como *Pinnaspis* sp. Las hembras miden aproximadamente 1.5 milímetros y están siempre recubiertas por un escudo de cera y quitina. Completamente inmóviles no poseen ni miembros ni ojos, y sus antenas están reducidas a unas minúsculas protuberancias.

En los machos, las dos pequeñas alas presentan una venación muy simple, poseen ojos, antenas y patas pero carecen de piezas bucales debido a que su periodo de vida es tan corto que no necesita alimentarse; la única función del macho es copular la hembra. Los especímenes colectados en las plantaciones de loroco (Fig. 42), no representaban problema.

Las ninfas y las hembras adultas se alimentan de la savia de la planta; son capaces de producir unos sesenta huevos los cuales protegen bajo su escudo, cuando eclosionan los huevos, los inmaduros se desplazan activamente, caminando sobre la planta y se fijan a la superficie de la guía para mudar y transformarse en ninfas inmóviles hasta llegar al estado adultas.



Fig. 42. *Chionaspis* sp en una guía de loroco

8. *Pseudococcus longispinus*

Nombre común: Piojo o cochinilla harinosa (algodonosa)

Orden: Homoptera

Sub-Orden: Sternorrhyncha

Superfamilia: Coccoidea

Familia: Pseudococcidae

El insecto se pueden identificar porque en la cubierta corporal hay glándulas que segregan un material polvoriento o algodónoso ceroso de color blanco o bien harinoso que cubre todo el cuerpo del insecto. Es una especie muy polífaga; las hembras adultas miden aproximadamente 4.0 mm de largo, poseen filamentos laterales delgados y filamentos de cera caudales muy largos (Fig. 43b). Lado dorsal de los lóbulos preanales y anales sin superficies quitinizadas y sin espinas en el lóbulo preanal; espinas del lóbulo anal rodeadas de abundantes poros; además el lóbulo anal con un área triangular quitinosa. Reproducción vivípara, por tanto esta especie no forma masas algodónosas como otras especies de este género. Para estar seguros de su identificación es necesario realizar preparaciones microscópicas de las hembras adultas para observar sus estructuras taxonómicas (Fig. 43a). Los inmaduros (Fig. 43c) son iguales a las hembras adultas en su apariencia general, pero no son apropiados para su identificación, porque no tiene bien definidas todas las estructuras.

Una hembra puede producir de 120 a 200 ninfas en un periodo de dos semanas, desarrollándose de 3 a 5 generaciones por año, dependiendo de la temperatura. Para reproducirse, los insectos se refugian en las grietas y áreas escondidas de la planta de loroco, posteriormente se desplazan a las áreas de vegetación nueva (hojas y brotes tiernos), con el objetivo de alimentarse de la savia de la planta. En el cultivo de loroco se encontraron ubicados en el envés de las hojas y en las guías protegidas del sol, pero no se encontraron daños de importancia económica, porque sus poblaciones fueron muy bajas en los lugares reportados en este documento; por tanto, no es recomendable realizar medidas de control químico.

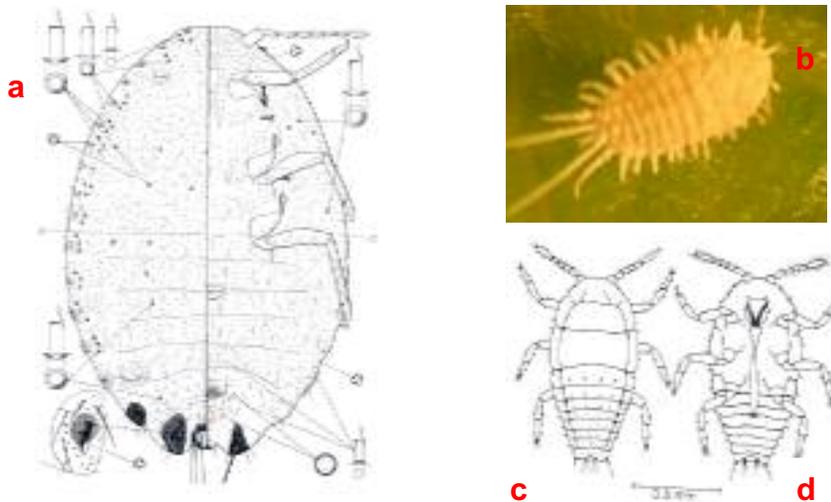


Fig. 43. Cochinilla harinosa *Pseudococcus longispinus*: a) Características morfológicas de una hembra adulta; b) Hembra adulta en envés de hoja del loroco; c) Ninfas en vista dorsal; d) Ninfa en vista ventral

9. *Bemisia tabaci*

Nombre común: Mosca blanca

Orden: Homoptera

Sub-Orden: Sternorrhyncha

Superfamilia: Aleyrodoidea

Familia: Aleyrodidae

Es un insecto que presenta una metamorfosis incompleta (huevo, ninfa y adulto). La hembra oviposita en el envés de la hoja del loroco y coloca los huevos desordenadamente en posición vertical, éstos tienen forma de huso, con el polo anterior más agudo que el posterior, llevando en esta parte un pedicelo corto de aproximadamente 300 µm. Mide aproximadamente de 0.089 a 0.186 mm y presenta el corión completamente liso y brillante (Fig. 44a).

El estado de ninfa (Fig. 44b), se localiza de preferencia en las hojas de los tercios medio e inferior de las plantas de loroco. Tiene una duración de 10 a 18 días y el ciclo total es de 19 a 30 días, dependiendo de la temperatura. El adulto (Fig. 44c) es más activo durante las horas de mayor luz solar.



Fig. 44. Estados de desarrollo de mosca blanca *Bemisia tabaci* en hojas de loroco: a) Huevo; b) Ninfa; c) Adulto

La mosca blanca *Bemisia tabaci* ha sido un problema en El Salvador, desde la década de 1960. Su importancia ha aumentado conforme afecta más cultivos de interés económico. Otros aspectos que han incidido en su impacto han sido las virosis que transmite y que causan pérdidas totales en cultivos como el tomate a temprana edad, la ineficacia del control químico para detener las epidemias, así como su aparente crecimiento del número de plantas hospederas. Este insecto fitófago fue reportado por primera vez en el cultivo de loroco en 2001 en El Distrito de Riego del Valle de Zapotitán, Departamento de La Libertad.

Las ninfas y los adultos se alimentan de la savia de las hojas de la planta de loroco, encontrándose en el cultivo de loroco durante todo el año, debido principalmente a que el cultivo se encuentra en los doce meses del año, produciéndose las mayores infestaciones en época seca. Las excreciones de mielecilla (compuestos de azúcar y ciertos aminoácidos metabolizados producidos en el tracto digestivo de las ninfas y adultos), son eliminadas por el orificio vasiforme; esta sustancia cuando se deposita en el follaje de la planta permite la formación de hongos conocidos comúnmente como

Fumagina que interfieren con los procesos fotosintéticos de la planta. También es un insecto vector de geminivirus, lo que ha causado pérdidas cuantiosas y ha obligado a abandonar los cultivos, como ocurrió con las plantaciones de tomate.

9.1. Control biológico

Entre los parasitoides reportados en El Salvador tenemos a *Eretmocerus californicus* (Fig. 45a, b, c), *Encarsia tabacivora* (Fig. 45 d, e, f), *Encarsia nigricephala* (Fig. 45g, h). Entre los depredadores de ninfas se han observado en El Salvador los siguientes: *Cycloneda sanguinea*, *Hyppodamia convergens*, *Coleomegilla maculata*, *Azya luteipes*, *Chilocorus cacti* (Coleoptera: Coccinellidae), *Chrysoperla spp* (Neuroptera: Chrysopidae) y *Condylostylus sp* (Diptera: Dolichopodidae). También existen patógenos como *Aschersonia aleyrodis*, *Paecilomyces spp*. Las colonias de *Paecilomyces spp*, son de crecimiento rápido, planas con una textura algodonosa a fibrosa. Inicialmente de color blanco, tornándose amarillas, amarillas-cafesos, café olivo con un color blanco sucio o café al reverso. El género de este hongo se caracteriza por no formar colonias verdes o azules y algunas especies producen pigmentos característicos, como en el caso de *P. fumosoroseus* que produce un pigmento ocre y *P. lilacinus* que desarrolla un pigmento color lila.



Fig. 45. Parasitoides de Bemisia tabaci: a) *Eretmoceros californicus*; b) Larva de *E. californicus* dentro de una ninfa; c) Pupa de *E. californicus* dentro de una ninfa; d) *Encarsia tabacivora*; e) Larva de *E. tabacivora* dentro de ninfa; f) Pupa de *E. tabacivora* dentro de una ninfa; g) *Encarsia nigricephala*; h) Pupa de *E. nigricephala* dentro de ninfa

9.2. Control cultural

Las técnicas recomendadas para el manejo de mosca blanca incluyen prácticas culturales como el uso de barreras vivas de sorgo, altas densidades de plantas, eliminación de plantas silvestres, siembra en zonas aisladas de áreas tradicionalmente productoras, cultivos asociados, cultivos trampa y la eliminación de rastrojo s.

9.3. Control químico

Entre los productos químicos que han dado buenos resultados se tienen productos altamente sistémicos como Imidacloprid en dosis de 13 gramos por cuatro galones de agua o acetamiprid en dosis de 15 gramos por cuatro galones de agua .

10. *Phyllophaga elenans*; *Ciclocephala linulata*

Nombre común: Gallina ciega (larva) o Chicote (adulto)

Orden: Coleoptera

Familia: Scarabaeidae

El ciclo biológico de las especies del género *Phyllophaga spp* pueden tener una duración mínima de seis meses y un máximo de tres años, dependiendo de la humedad y temperatura del suelo. En tal sentido, King en 1994, publico que las especies que viven en las zonas más húmedas de Centro América, muestran un ciclo vital de un año, mientras las que habitan en las regiones más secas es de dos años.

Las larvas de *Phyllophaga spp*, se separan de otros géneros a través de la hendidura anal en V o Y, el décimo segmento abdominal con palidia bien desarrollada y carencia de esclerotización pronotal. La separación de las especies se hace posible mediante un examen cuidadoso de la disposición de las setas en el último segmento abdominal (raster). Sin embargo con este método no es posible distinguir con seguridad algunas especies, en la mayoría de adultos las especies pueden identificarse claramente con ayuda de las estructuras genitales masculinas llamada aedeagus (Fig. 46c) y en muchos casos con las placas genitales femeninas.

Se deben evaluar los siguientes caracteres morfológicos en las larvas de *Phyllophaga spp* como son: forma, longitud y anchura de la palidia, número de pali izquierdos, número de pali derechos, tamaño de la cápsula cefálica, número de setas frontales anteriores, setas dorso epicraneales derechas, setas dorso epicraneales izquierdas, longitud y anchura de la epifaringe, presencia o ausencia de proplegmatium, número de plegma izquierdo, número de plegma derecho y longitud de larva (Morón,1986; King,1984). En la mayoría de las especies de *Phyllophaga spp*, los huevos son colocados en el suelo (de 10 a 14 días), a una profundidad de dos a diez centímetros; son blancos inicialmente elongados, luego se vuelven esféricos. Las larvas de *P. elenans*, pueden completar su ciclo de vida en dos años (King y Saunders, 1984).

En estudios de laboratorio, más del 75% de las larvas mueren durante el primer estadio. A lo largo de un periodo de 21 -32 semanas, las larvas pasan por tres estadios, siendo el tercero el de importancia económica. Una vez alcanzado su desarrollo, las larvas miden aproximadamente 40 mm. de largo. Estas larvas expulsan su contenido intestinal y producen una celda en el suelo, se transforman en precrisálida y pasan una etapa de descanso que, por regla general, dura entre 5 y 6 meses. Su transformación en pupa o crisálida, normalmente ocurre en febrero-marzo. El estado de pupa tiene una duración aproximada de un mes, tiempo después del cual se inicia la aparición de los escarabajos adultos.

Los adultos aparecen poco después de las primeras lluvias fuertes de la época; las hembras hacen su aparición al atardecer en vegetación silvestre o arbustos pequeños. Posteriormente los adultos ovipositan en el suelo y las larvas bien desarrolladas son las que causan el daño a las raíces de la planta. Los adultos dejan el suelo justamente al anochecer y permanecen en los árboles durante la noche apareándose y alimentándose. Al amanecer regresan con rapidez al suelo, donde las hembras ponen sus huevos, de color blanco aperlado. Después de una a tres semanas que dura el periodo de incubación, emergen las larvas, las cuales pasan por tres estadios, el estado larvario dura alrededor de nueve meses y puede llegar al doble para las especies cuyas

generaciones duran dos años (por ejemplo *P. elenans*), incluso existen especies cuyo desarrollo larval requiere de tres años.

Los daños al cultivo de loroco la causan las larvas, destruyendo las raíces de la planta, afectando la capacidad de absorción de nutriente, provocando un amarillamiento, crecimiento raquítrico y finalmente la muerte de la planta.

Entre las especies registradas en Centroamérica como más dañinas y con una amplia distribución tenemos: *Phyllophaga dasypoda*, *P. menestriesi*, *P. elenans*, y *P. obsoleta* que se han encontrado sobre todo asociadas con gramíneas silvestres y cultivadas (Morón, 1999). En el país, se pudo identificar a *P. elenans* (Fig. 46a, b, c, d), atacando las raíces del cultivo del loroco, en el occidente de El Salvador. Además, se identificó *Cyclocephala lunulata* (Fig. 46e), con menor abundancia. La literatura indica que el daño se presenta en forma agregada, como “manchas”, siendo mayor las infestaciones cerca de los bordes, especialmente cuando existe vegetación silvestre en la periferia de las parcelas o campos cultivados con loroco. La distribución temporal del daño está asociada con la presencia del tercer estadio larval, el cual causa el daño severo a las raíces.

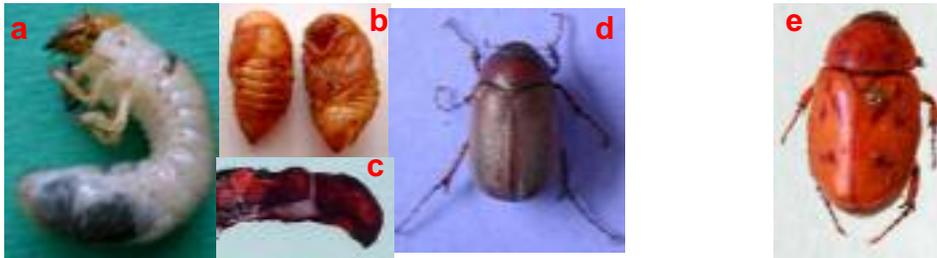


Fig. 46. Gallina ciegas o chicotes en plantaciones de loroco: a, b, c, d) *Phyllophaga elenans*; e) *Cyclocephala lunulata*

10.1. Control biológico

Las larvas por ser de hábitat subterráneo, son controladas fácilmente por patógenos. Los hongos ejercen un buen control y existen reportes que demuestran que cerca del 80% de las enfermedades de los insectos son causadas por hongos. Uno de los hongos más utilizados es *Metarhizium anisopliae* que es fácilmente identificable por su coloración blanca, la cual posteriormente se vuelve verde olivo (Fig. 47a, b); pero a nivel de campo se han encontrado otros hongos como *Cordyceps sp.* atacando larvas de gallina ciega (Fig. 47c). También existen protozoarios (Fig. 47d), virus, bacterias y nematodos que causan mortalidad al insecto.



Fig. 47. Larvas de *Phyllophaga sp* atacadas por entomopatógenos: a, b) *Metarhizium anisopliae*; c) *Cordyceps sp.*; d) Protozoarios

10.2. Control químico

Para la toma de una decisión, es necesario realizar muestreos al momento y después de la siembra del cultivo de loroco. La dificultad de realizar el muestreo de larvas pequeñas que tienen ciclo anual, hace que las medidas preventivas sean necesarias en aquellas áreas en las cuales existe un historial de daño o en los lugares donde han existido cultivos de gramíneas con abundantes raíces, como por ejemplo pastizales. Los insecticidas granulados que han dado buenos resultados son: clorpirifós, carbofurán, forato, ethoprop y otros. Hay que tomar en cuenta que los insecticidas granulados son muy tóxicos, por tanto se recomienda utilizarlos como última alternativa, ya que el uso irracional puede favorecer la resistencia de los insectos, incremento en el costo de producción, contaminación del ambiente, problemas de intoxicación y sobre todo reduce o elimina los controladores biológicos.

11. Mosca agalladora de la flor del loroco

Orden: Diptera

Superfamilia: Sciaroidea

Familia: Cecidomyiidae

Se caracteriza por causar la deformación de las flores de loroco (Fig. 48a, b), causando un rechazo al momento de la comercialización. Los inmaduros de este insecto son larvas de color anaranjado intenso (Fig. 48c), las cuales viven en el interior de la flor del loroco en poblaciones promedio de 26 larvas/flor de loroco. De este insecto no fue posible obtener adultos debido a los altos porcentajes de parasitismo encontrados (Fig. 48d, e). Las moscas Cecidomyiidae se caracterizan por ser muy pequeña y en la actualidad no tiene importancia económica, pero es recomendable realizar mayores estudios en El Salvador, por el daño que causa directamente en los órganos de interés comercial.

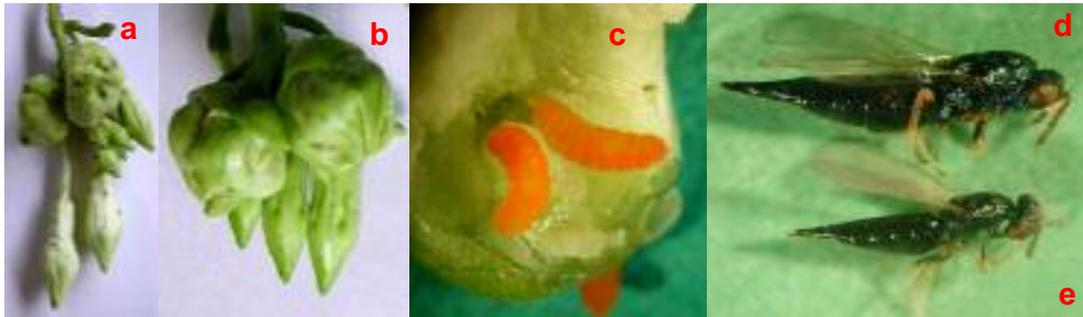


Fig. 48. Flores de loroco deformadas: a y b) Flores de loroco deformadas; c) Larva de mosca Cecidomyiidae causante de la deformación de las flores de loroco; d, e) Avispas de la Familia Eulophidae encontrados parasitando larvas de la mosca agalladora

12. *Liriomyza sp*

Nombre común: Mosca minadora

Orden: Diptera

Suborden: Cyclorhapha

División: Schysophora

Sección: Acalyptratae

Superfamilia: Opomyzoidea

Familia: Agromyzidae

Las larvas realizan minas serpenteantes en las hojas del loroco (Fig. 49a, b) y las larvas presentan una coloración amarilla intensa (Fig. 49b). Las hojas de loroco minadas fueron muy escasas, por tanto a la fecha no representa problemas económicos.

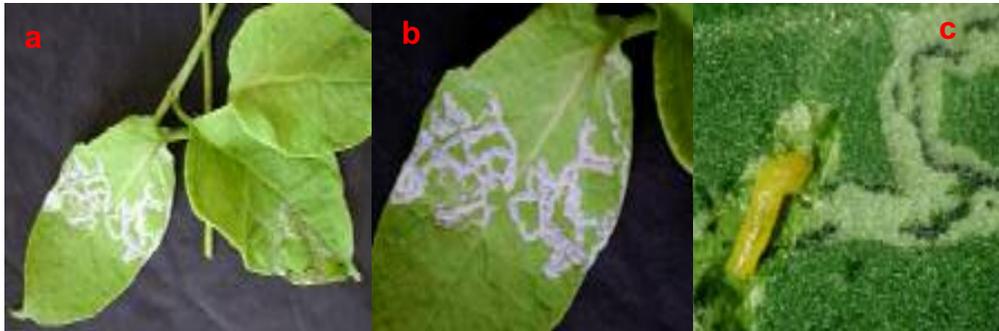


Fig. 49. Mosca minadora de la hoja del loroco: a y b) Minas en hojas; c) Larva de la mosca minadora

13. *Frankliniella* sp

Nombre común: Trips

Orden: Thysanoptera

Sub-Orden: Tenebrantia

Familia: Thripidae

Del género *Frankliniella* spp, se reportan 156 especies a nivel mundial en diferentes plantas hospederas. Probablemente se trate de la especie *F. occidentalis* (Fig. 50), el cual es reportado como vector del virus de la peste negra del tomate. Con respecto al adulto, existe un dimorfismo sexual, siendo las hembra más grande que el macho (Fig. 50c y d) y la reproducción es bisexuada y partenogenética de tipo arrenotó quia (los huevos no fecundados originan machos haploides).



Fig. 50. *Frankliniella* sp: a) Insecto en el envés de la hoja de loroco; b) Pupa; c) Macho; d) Hembra

Los huevos son reniformes, hialinos o blanquecinos, con una fecundidad de 125 –135 huevos/hembra a 20-25°C. Los adultos tienen antenas de ocho segmentos, con el segundo más oscuro que el primero. El pronotum con dos pares de setas oscuras en los ángulos posteriores y otros dos en los anteriores.

Es un insecto, con una amplia distribución y polífago. Las hembras tienen una longevidad de 75 días a 20°C y 9 días a 35°C; tiempo durante el cual puede poner los huevos, insertándolos en el tejido de la planta.

Los inmaduros y adultos se alimentan raspando por el envés de la hoja de la planta de loroco. El ciclo biológico depende de la temperatura y del tipo de alimentación. A 15°C dura entre 35-39 días, mientras a 30°C es de 9 a 12 días.

En las plantaciones de loroco, no se presentan daños de importancia; pero se tiene que tener el cuidado de evitar el uso indiscriminado de productos químicos, porque pueden causar un desequilibrio, repercutiendo con niveles poblacionales altos de *Frankliniella sp.* en las partes vegetativas incluyendo la flor del loroco, lo cual puede causar pérdidas económicas. Hasta la fecha se han encontrado poblaciones muy bajas y poco frecuentes.

14. *Atta mexicana* y *Acromyrmex sp*

Nombre común: Zompopos, Hormigas cortadoras

Orden: Hymenoptera

Familia: Formicidae

Los zompopos del género *Atta mexicana* (Fig. 51a) difieren de *Acromyrmex sp* (Fig. 51b) porque son de mayor tamaño y poseen tres pares de setas en el dorso del tórax; además existen otras características que permiten separarlas (Cuadro 3).



Fig. 51. Zompopos de la casta de los soldados: a) *Atta mexicana*; b) *Acromyrmex sp*

Los zompopos tienen una enorme capacidad de trabajo y perseverancia, siendo capaces de cargar hasta 10 veces su peso. Cuando seleccionan las plantas que serán la fuente de alimento, regresan al nido dejando un camino marcado por feromonas que les permiten encontrar el área seleccionada con facilidad; son problemáticas principalmente cuando las plantas de loroco se encuentran en las primeras etapas de crecimiento.

En la actualidad se han convertido en una plaga defoliadora de importancia, por las pérdidas económicas que causa a miles de productores de hortalizas, porque el manejo de sus poblaciones rara vez es eficaz a largo plazo. Los cultivos no tradicionales como el loroco, son dañados con mayor impacto negativo cuando atacan las plantas en almácigo o recién transplantadas en los campos.

Las obreras defolian la planta haciendo cortes semicirculares en los márgenes de las hojas y/o cortando la plántula, lo cual es realizado repetidamente durante la noche y causar detención severa del crecimiento principalmente cuando las plantas de loroco están pequeñas.

Cuadro 3. Características que separan a los zompopos del género *Atta spp* y *Acromirmex spp* (Arguello, H.; Gladstone, A. M., 2001)

Característica	Género de zompopo	
	<i>Atta spp</i>	<i>Acromirmex spp</i>
Espinas en el dorso del tórax	Tres pares	Cuatro pares
Abdomen	Con sedas y superficie lisa, algunas veces brillantes	Con sedas engrosadas y superficie irregular, sin brillo
Diferencia entre castas	Soldados notablemente más grandes que las obreras, protegiéndolas	Soldados levemente más grandes que obreras sin protegerlas
Apariencia externa del nido	En forma volcánica, gran cantidad de tierra excavada, pocas hojas descartadas y mucha actividad del nido	En forma no volcánica,, poca tierra excavada, hojas descartadas en la entrada y poca actividad del nido
Apariencia interna del nido	Numerosas cámaras distribuidas en una área relativamente amplia, con hasta 3 metros de profundidad y generalmente construidas en suelos sueltos	Pocas cámaras distribuidas en un área muy reducida, con hasta un metro de profundidad y generalmente construidos en suelos arcillosos

Estos insectos viven en colonias bien organizadas de hasta un millón de individuos, los cuales se alimentan de un hongo llamado *Rozites gongylophora* (*Leucocoagaricus gongylophora*) que cultivan del material vegetal cortado y llevado al nido por las obreras. En el caso de los zompopos del género *Atta spp* cultivan el hongo *Attamyces sp*. La formación del hongo se lleva a cabo en diferentes cámaras y paneles.

Según Arguello y Gladstone (2001), el manejo de este insecto en la mayoría de los casos es inadecuado, por lo siguiente: habitan fácilmente los campos agrícolas y urbanos; los nidos son de estructura interna compleja; la reina no emerge durante su vida (15 años en algunas especies), manteniéndose protegida de la aplicación de insecticidas en el fondo de su nido subterráneo; poseen una conducta de limpieza interna del nido, evitando al máximo el daño por enfermedades microbiales; seleccionan un amplio rango de plantas hospederas y pueden cambiar rápidamente como respuesta a la ausencia de una planta preferida. En tal sentido, el manejo eficaz del zompopo depende de una comprensión adecuada de sus hábitos. Cada especie presenta un comportamiento específico incluyendo la forma y sitio para construir su nido, selección de plantas a cortar y el ritmo anual de sus actividades. Teniendo una correcta identificación de la especie y su comportamiento, el agricultor podrá seleccionar la mejor medida de manejo o control.

14.1. Control cultural

El riesgo de ataque es mayor cerca de áreas boscosas o áreas enmalezadas. Ciertas plantas tales como la flor de muerto (*Tagetes spp.*) son repelentes de zompopos. Las hojas de haba de caballo (*Cannavalia ensiformis*), puestas en el nido y llevadas por las obreras, han demostrado reducción de la actividad de la colonia por varios años, debido probablemente a la acción de sustancias funguicidas de estas hojas sobre los jardines de hongos cultivados por los zompopos en el interior del nido.

14.2. Control Químico

Un cebo de cáscara de naranja seca tratado con aceite vegetal y un insecticida (Metomil) se ha usado con algún éxito en El Caribe. Las formulaciones en polvo de acción lenta y persistentes aplicados en las entradas de los nidos como una rutina hasta que no se vea más actividad, suspenden la actividad en los nidos grandes y controlan los nidos pequeños.

15. *Heterotermes convexinotatus*

Nombre común: Termita o comején

Orden Isoptera

Familia *Rhinotermitidae*

Todas las termitas de este género son consumidores de madera y están distribuidos ampliamente en todas las regiones tropicales (menos en el afrotropical). Son insectos sociales y la casta de los soldados (Fig. 52), son usualmente alargados, con cabeza amarillenta, alongada con los lados paralelos. Las mandíbulas no poseen dientes y son elongadas, delgadas, ligeramente más largas que la anchura de la cabeza. Fontanella pequeña, de forma circular, situada en el dorso de la cápsula cefálica, posterior a los receptáculos ("sockets") antenales. Pronotum plano. Tarsos de 4 segmentos, pronotum plano, cerci cortos de dos segmentos.



Fig. 52. Termita de la casta de soldados *Heterotermes convexinotatus*

Son termitas subterráneas, que incluyen plagas principales; se alimentan en madera en contacto con el suelo, para el caso del cultivo de loroco, daña los tutores de madera

seca a nivel del suelo, causando la caída por el peso de las guías y el follaje del cultivo y ayudado por los vientos. Cuando la plantación se encuentra muy cerca o en contacto con el suelo húmedo, facilita el daño por enfermedades fungosas. El uso de postes (tutores) de cemento, resuelven el problema completamente.

16. *Microcerotermes septentrionalis*

Nombre común: Termita o comején

Orden: Isoptera

Familia Termitidae

Subfamilia: Termitinae

Morfología: Los soldados poseen la cabeza rectangular, con los lados paralelos, con el margen posterior convexo; la parte superior de la cabeza frente a la fontanella más pigmentada, elevada, rugosa o esculturada formando un borde redondeado visto en perfil. Antena con 13 segmentos. Las mandíbulas bien desarrolladas, elongadas, aplanadas disminuyendo gradualmente hasta el ápice, márgenes internos finamente aserrados. El pronotum es en forma de silla de montar (Fig. 53).



Fig. 53. Termita de la casta de soldados *Microcerotermes septentrionalis*

Los nidos son de conformación densa y dura, lo que los hace resistentes a la lluvia, solo permitiendo una ligera erosión de las capas más externas, mientras que las partes internas no se ven afectadas. La densidad de estos montículos puede deberse a una adaptación para la protección en contra de los fuegos (quemadas) de las zonas áridas, y como una protección en contra de los predadores, pues se ha observado, que los soldados constituyen una pequeña proporción de la población del nido.

Son generalmente consumidores de la interfase suelo -madera, encontrándose en los cultivos de loroco, dañando la base de los tutores o postes de madera seca, todo esto causa pérdida en la producción del cultivo por el maltrato que sufren las guías y el follaje del cultivo y por estar más propensas al ataque de enfermedades al follaje y la flor.

17. *Nasutitermes nigriceps*

Nombre común: Termita o comején

Orden: Isoptera

Familia: Termitidae

Subfamilia Nasutitermitinae

La cabeza de la casta de los soldados es café a café oscuro, de forma oval en vista dorsal con una nasus cónica bien desarrollada, casi horizontal en vista lateral, no posee

una constricción detrás de la inserción de las antenas, mandíbulas vestigiales con puntos pequeños distinguibles; la forma del pronotum como silla de montar (Fig. 54).

Es considerado el género de termitas más exitoso así como el que posee más especies, encontrándose en todas las regiones tropicales del mundo, también posee el mayor número de colonias e individuos. La defensa de la colonia es llevada a cabo por los soldados con la ayuda del tubo frontal (nasu) que es utilizada para lanzar sustancias químicas a los atacantes con una considerable precisión, a través de este órgano los músculos mandibulares expulsan la secreción defensiva, que también puede servir como señal de alerta (feromona de alarma), para atraer a más soldados en el punto del ataque. En el cultivo de loroco se encontraron dañando los tutores o postes de madera secos, causando la caída de estos y por consiguiente el daño al cultivo; situación observada en áreas mal manejadas.



Fig. 54. Termita de la casta de soldados *Nasutitermes nigriceps*

18. *Incisitermes snyderi*

Nombre común: Termita o comején

Orden: Isoptera

Familia: Kalotermitidae

La casta de soldados presenta una cabeza elongada, con los lados paralelos. Mandíbulas cortas robustas, antena con 10 a 17 segmentos; el tercer segmento tan largo como o más largo que los dos siguientes segmentos combinados, fuertemente esclerotizado, pigmentado a veces clavado. Pronotum tan ancho o más ancho que la cabeza, fémures usualmente hinchados.

Los insectos de la familia Kalotermitidae, son también conocidos como termitas de madera seca, siendo algunas de importancia económica, encontrándose todas las especies conocidas anidando dentro de madera muerta y ocasionalmente en madera viva. Son termitas primitivas con una organización social simple, que viven en colonias pequeñas excavadas en madera sólida.

Los soldados de *Incisitermes snyderi* (Fig. 55), son relativamente numerosos y tiene la capacidad sobresaliente de tolerar un amplio rango de condiciones de humedad. En las plantaciones de loroco se han encontrado dañando los postes o tutores de madera seca, causando que la ramada o guías de loroco se dañen cuando no encuentran un soporte sólido.



Fig. 55. Termita de la casta de soldados *Incisitermes snyderi*

19. *Polyphagotarsonemus latus*

Nombre común: Acaro blanco o ácaro tropical

Orden: Acari

Familia: Tarsonemidae

El ácaro es una especie cosmopolita y polífaga que se puede encontrar durante todo el año en la plantación y los adultos (Fig. 56a, b), se multiplican con gran rapidez; el 94 - 97% de los cambios ocurridos en la velocidad de desarrollo dependen de la temperatura. El ciclo de desarrollo es completado en un periodo de tiempo de tres a cinco días, prefiere vivir en el envés de las hojas jóvenes de la planta de loroco. Las hembras depositan sus huevos (Fig. 56c) en los brotes más jóvenes y en el envés de las hojas tiernas (prefieren las nervaduras y las depresiones de las hojas). Con una lupa 15X se pueden observar los huevos hialinos con una serie de ornamentaciones o tubérculos en su superficie que es muy típicos de esta especie de ácaros. Las ninfas son blanco opaco y su tamaño es de 0.15 mm de longitud y presentan poca movilidad; se caracterizan por un alargamiento peculiar de la parte posterior del cuerpo que en los machos es más prominente. La hembra adulta es ovalada, con la pata posterior (pata IV) delgada, en forma de flagelo (Fig. 57a), y una fuerte uña en la pata anterior (pata I) (Fig. 57b); el macho con la pata posterior (IV) muy desarrollada, con una larga seta en la tibia y tarso (Fig. 57c), se caracteriza por presentar una terminación en forma de botón en la pata posterior (pata IV) (Fig. 57d).



Fig. 56. Acaro blanco *Polyphagotarsonemus latus*: a, b) Adultos; c) Huevo

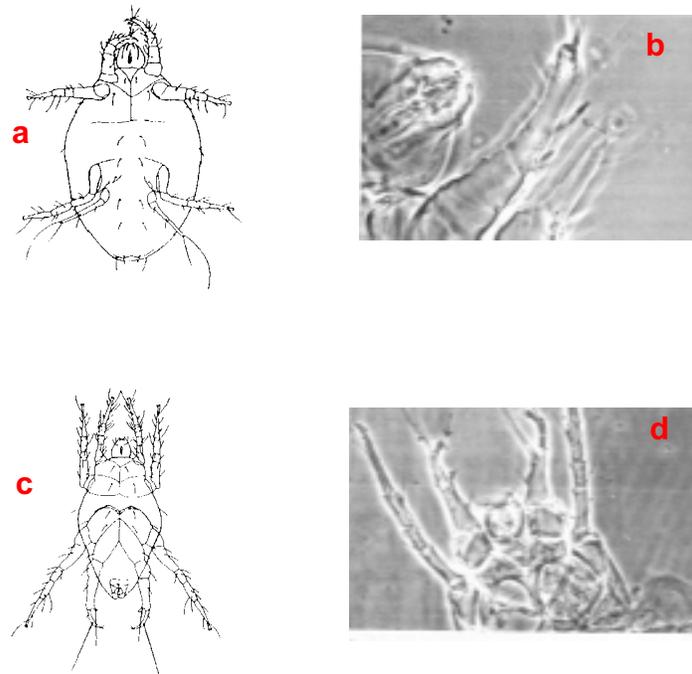


Fig.57. *Polyphagotarsonemus latus*: a) Hembra vista ventral; b) Pata I de hembra; c) macho vista ventral; d) Pata IV de macho

Las colonias se localizan en el envés de las hojas jóvenes y en los brotes de la planta de loroco. Los síntomas del daño se presentan con una deformación y bloqueo del crecimiento de las hojas y brotes jóvenes, provocando desarrollo anormal de las planta con una coloración verde oscuro a moderada, poco brillante y de aspecto coriáceo muy típico (Fig. 58). La invasión comienza localizada en focos desde los cuales se extiende ayudada por el viento. Si el número de ácaros sobre la planta es excesivo, migran a la zona apical de las hojas.



Fig. 58. Daños de *Poliphagotarsonemus latus*: a) Brote terminal de una guía de loroco con síntomas de daño; b) Envés de hoja de loroco dañada

19.1. Control biológico

Los principales enemigos naturales de los ácaros pertenecen al grupo de los depredadores. Pueden alimentarse exclusivamente de ácaros o tener otra fuente de alimentación alternativa. Los ordenes de insectos más importantes como depredador es de ácaros tenemos: Coleoptera (Familia Coccinellidae), Hemiptera (Familia Antocoridae y Miridae), Neuroptera (*Chrysoperla sp.*) y Tysanoptera (Familia Thripidae) y ácaros de los géneros *Phytoseiulus sp.* y *Amblyseius sp.* (Familia Phytoseiidae). Uno de los hongos patógenos importantes para el control del ácaro blanco es *Hirsutella thompsonii*, producto biológico que puede ser usado durante todas las etapas de desarrollo del cultivo de loroco y especialmente en la etapa de floración que es la más delicada, por ser el órgano de cosecha y comercialización.

19.2. Control cultural

Hay una serie de medidas preventivas que deben aplicarse para el control de esta plaga, tales como: evitar el transplante de plantas de loroco, procedentes de lugares infestados con ácaros; colocación de barreras en contra de los vientos dominantes ya que en estas zonas suelen iniciar los ataques de los ácaros; una vez finalizado el cultivo, se debe realizar una poda y destrucción de los rastrojos para evitar la propagación de los ácaros en los nuevos brotes del cultivo; también se recomienda la eliminación de las plantas silvestres hospederas dentro del área sembrada del cultivo y sus alrededores. En época seca realizar riegos frecuentes tratando de evitar el stress del cultivo por la falta de agua, que frecuentemente acelera la infestación.

19.3. Control químico

Los productos químicos utilizados en el control de los ácaros suelen ser plaguicidas de amplio espectro que lógicamente tienen un efecto adverso sobre los enemigos naturales no sólo de los ácaros sino de otros fitoparásitos. Además muchos plaguicidas al aplicarlos sobre los cultivos pueden producir cambios en el comportamiento del ácaro, por estimulación de su fisiología o modificación nutricional o fisiológica sobre la planta, o cambios en la conducta de los ácaros al producir repelencia o irritabilidad, mostrando una mayor movilidad y dispersión de la plaga. Por estas razones, el control químico de los ácaros debe enfocarse de una forma integral y utilizarse cuando otras formas de regulación de estas poblaciones no puedan emplearse o resulten insuficientes.

Otro problema importante asociado al control químico de los ácaros es la aparición de resistencia. La resistencia a fosforados o carbamatos se desarrolla con mayor rapidez que a acaricidas específicos, así como el desarrollo de resistencia cruzadas, la cual con los acaricidas específicos no se produce, excepto cuando se trate de productos muy próximos químicamente. El control químico de los ácaros no solo debe condicionar se a la elección del producto químico, sino a la detección de la plaga, el momento y la forma de aplicación. Todo ello son factores que en casos especiales, justifican el uso de acaricidas que ocasionen los mínimos efectos secundarios.

En los ácaros de la Familia Tarsonemidae, la fase de huevo es muy resistente a tratamientos con acaricidas, por lo cual se deberá escoger el producto más apropiados. Es importante mojar bien los brotes y el envés de las hojas, dado que ahí se sitúa la mayor parte de la población. Se pueden utilizar acaricidas como Amitraz en dosis de

1.75 a 2.8 L/Ha. Abamectina en dosis de 60 ml/Ha o Sistemin 40 EC en dosis de 10 cc/galón de agua. En otros países el uso del azufre a proporcionado buenos resultados.

20. *Tetranychus urticae*

Hombre común: Araña roja o Acaro de dos manchas o Prostigmata

Orden: Acari

Familia: Tetranychidae

El ácaro adultos se caracteriza por presentar cuatro pares de patas y generalmente dos manchas oscuras (manchas idiosonales) visibles en su parte posterior (Fig. 59a y b). Los adultos jóvenes son de color amarillo verdoso y con manchas oscuras en el dorso; pero a medida envejecen adquieren un coloración rojiza. Las hembras son elípticas y los machos ovoides, subrómicos; además los machos se diferencian de la hembra por su menor tamaño (los machos miden aproximadamente 0.3 mm de longitud y las hembras alrededor de 0.4 mm), abdomen más estrecho y puntiagudo. El macho presenta un aedeagus distalmente curvado en ángulo recto hacia el dorso, con el margen dorsal de la protuberancia arqueado y ligeramente contraído en su cuarto posterior, con las angulaciones anteriores y posteriores aguzadas, aproximadamente iguales (Fig. 59c). La reproducción es bisexual y partenogenética de tipo telitóquia (los huevos no fecundados originan hembras).

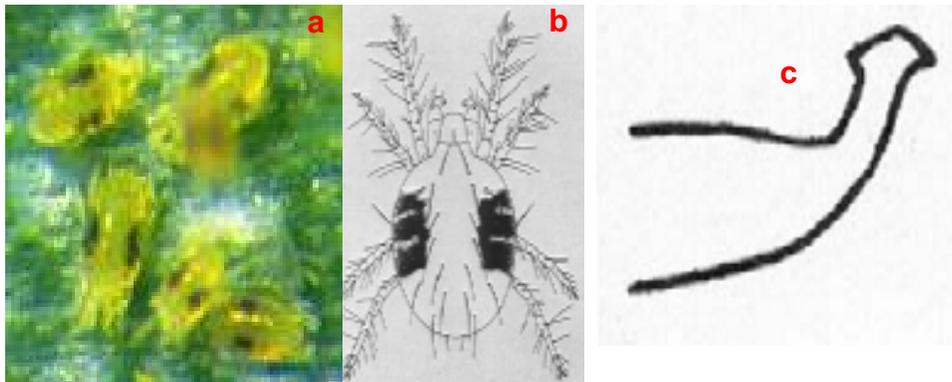


Fig. 59. Araña roja *Tetranychus urticae*: a, b) Adultos; c) Aedeagus

El desarrollo del ácaro comprende los estados de huevo, ninfa (protoninfa y deutoninfa) y adulto, los cuales son completados entre 8 a 12 días, con una longevidad de las hembras de aproximadamente 30 días. Las altas temperaturas y condiciones de baja humedad favorecen su desarrollo, alcanzando su reproducción óptima entre los 30 y 32°C.; por tanto los ácaros se reproducen en mayor cantidad durante la época seca en zonas con altas temperaturas y baja humedad relativa. La combinación del inicio de la senectud de las hojas y la reducción del fotoperíodo induce a esta especie a entrar en reposo.

Es un ácaro altamente polífago realizando, su alimentación mediante la punción de las células vegetales mediante los quelíceros en forma de estilete. Típicamente las células mueren cuando son perforadas por los ácaros, ya que virtualmente se vacía su contenido; adicionalmente, es común que también mueran células adyacentes a las atacadas, lo cual se explica por cambios en la presión osmótica, alteraciones en el sistema de transporte y al inyección de sustancias tóxicas.

El ataque se inicia en el envés de las hojas inferiores y medias de las plantas de loroco; la sintomatología inicial se manifiesta por puntos amarillos en la base de las hojas a los lados de la nervadura central, lugar en el cual se ubican los ácaros, los cuales se caracterizan porque la hembra forma una telaraña sobre la cual caminan los adultos y protegen a los inmaduros de sus potenciales enemigos naturales.

Cuando se incrementa la infestación, aparecen puntos o clorosis total en la hoja y posteriormente si los daños son fuertes causan el secado y caída del follaje. En algunas plantaciones de loroco se encontró *Tetranychus urticae* y *Polyphagotarsonemus latus* realizando un daño en conjunto, lo que conlleva a una sumatoria de síntomas.

20.1. Control cultural

Como medida de manejo del ácaro, si se siembra loroco en terrenos arenosos, evitar el stress por agua; es decir, realizar riegos ligeros y frecuentes. También evite la presencia de vegetación silvestre debido al hábito polífago del ácaro.

20.2. Control químico

En el cultivo de loroco es anti-económico, debido al período vegetativo largo del cultivo de loroco se requieren varias aplicaciones de acaricidas. Además, las aplicaciones continuas de estos productos destruyen la fauna benéfica que ayuda a controlar a otros vertebrados fitófagos, como los áfidos y las escamas que tiene una gran cantidad de enemigos naturales. En las plantaciones de loroco muestreadas no se encontraron poblaciones de *T. urticae* que requieran un control, la presencia fue esporádica sin ninguna importancia económica, debido a la existencia de enemigos naturales que los mantienen controlados.

21. *Sarasinula plebeia*

Nombre común: Babosa o ligosa

Filum: Mollusca

Clase: Gastropoda

Orden: Soleolifera

Familia: Veronicellidae

Es un invertebrado terrestre, cuerpo suave y de consistencia ligosa (la secreción de liga la protege de la desecación). El adulto (Fig. 60a) mide hasta 10 cm de largo cuando se extiende para movilizarse. Es hermafrodita, es decir que tiene los dos sexos pero, posee fecundación cruzada, lo que significa que necesita del contacto de otro adulto, resultando ambos fecundados.

Un adulto es capaz de producir hasta 100 huevos por masa (promedio de 50 a 60 huevos), estos son de color blanco o amarillo y puestos en masas (Fig. 60b) en lugares húmedos, debajo de hojarasca. El período de fecundación de los huevos es de 28 a 30 días. Después de la eclosión, los jóvenes son de color negrozco volviéndose cafésosos con el tiempo, llegando a su estado maduro cuando esta en capacidad de reproducir y alcanzar el peso de 9-12 gramos. El tiempo desde que emerge hasta llegar a l estado adulto puede ser variable (2 – 5 meses) y esta determinado por las condiciones

ambientales. Las babosas tienen una longevidad de 12 a 18 meses, dependiendo de las condiciones de campo.



Fig. 60: Molusco *Sarasinula plebeia*: a) Adulto; b) Masa de huevos

Los daños observados en las plantas de loroco son registradas principalmente a nivel de almácigo o cuando las plantas están recién transplantadas en el campo definitivo (plantaciones establecidas presentan daño principalmente en las hojas que se encuentran cerca del suelo). Es un molusco que corta las plántulas de loroco a ras del suelo al momento de la germinación, daño parecido al causado por los gusanos cortadores en otros cultivos; cuando la planta tiene hojas, es capaz de ali mentarse del follaje, teniendo los adultos un sistema bucal capaz de raspar y consumir todo el tejido de la hoja de loroco. El daño lo causan en la noche, ya que requieren una alta humedad relativa para no deshidratarse.

También la babosa o ligosa puede causar daño al humano, ya que puede ser portadora de un nematodo que se aloja en su cuerpo y se excreta con la baba. El humano al tocarla con la mano puede contaminarse por vía oral. En el intestino delgado del cuerpo humano el nematodo provoca ulceraciones parecidas al apendicitis, lo que necesita ser operado. Se recomienda evitar el contacto directo con dicho molusco; además no es recomendable matarlos utilizando herramientas que pueden ser utilizadas para cortar o pelar frutas y hortalizas.

21.1. Control biológico

Existen varios insectos y nematodos que reporta la literatura como enemigos naturales de la babosa, pero ninguno reduce las poblaciones significativamente. Existe una larva de luciérnaga del Orden Coleoptera y la familia Lampyridae y otros adultos del Orden Coleoptera que se alimentan de dicho invertebrado. Existen moscas parasitoides de la Familia Richardiidae representada por el género *Richardia* sp. También existen nematodos del género *Hexamermis* spp.

21.2. Control cultural

Para el control de la babosa, se recomienda eliminar la vegetación silvestre de hoja ancha en el área del cultivo y sus alrededores, debido a que estas plantas constituyen el alimento y refugio.

La hojarasca como trampa puede dar buenos resultados en las plantaciones de loroco. Este consiste en hacer montículos de vegetación silvestre de tamaño mediano y colocarlos en una calle de por medio; cada tres días debe levantar los montículos y matar las babosas que hay debajo.

21.3. Control mecánico

La matanza nocturna con punzón (vara de madera con punta en el extremo) se efectúa cuando las babosas se encuentran activas. También se pueden matar en el día cuando las encontramos debajo de la hojarasca o troncos podridos.

21.4. Control químico

El control químico usado con mayor éxito consiste de cebos envenenados, ya sean cebos a base de afrecho o formulaciones comerciales denominadas caracolícidas que se adquieren listos para aplicar. Los problemas principales asociados con el uso de los cebos son: su costo y su susceptibilidad a desactivación por factores meteorológicos (especialmente lluvias fuertes).

22. Caracol

Filum: Mollusca

Orden: Stymmatophora

Familia: Helicidae

El caracol posee un caparazón o concha de un color característico (Fig. 61). El cuerpo del caracol se denomina pie y está constituido principalmente de tejido muscular y en el extremo anterior presenta los tentáculos oculares, bajo estos se encuentra el aparato bucal que está constituido por labios carnosos en cuyo interior se encuentra una mandíbula quitinizada.

En la parte inferior de la cavidad bucal existe un órgano, similar a una lengua, llamado rádula que le sirve para sujetar los alimentos.

Para su desarrollo necesita alta humedad como consecuencia de la lluvia o el riego, follaje de las hojas del loroco en contacto con el suelo húmedo y presencia de vegetación silvestre que crea un microclima adecuado para el molusco.

Para el manejo de este caracol se pueden utilizar las mismas medidas explicadas para babosa o ligosa. En el cultivo de loroco se encuentra en las hojas y guías, pero a la fecha es un organismo que no está causando daños.



Fig. 61. Caracoles en el haz de hojas del loroco

IV. ZONAS DE COLECTA

El material biológico colectado para el análisis taxonómico procedía de nueve Departamentos de El Salvador (Fig. 62 y Cuadro 4), comprendiendo 37 lugares diferentes.

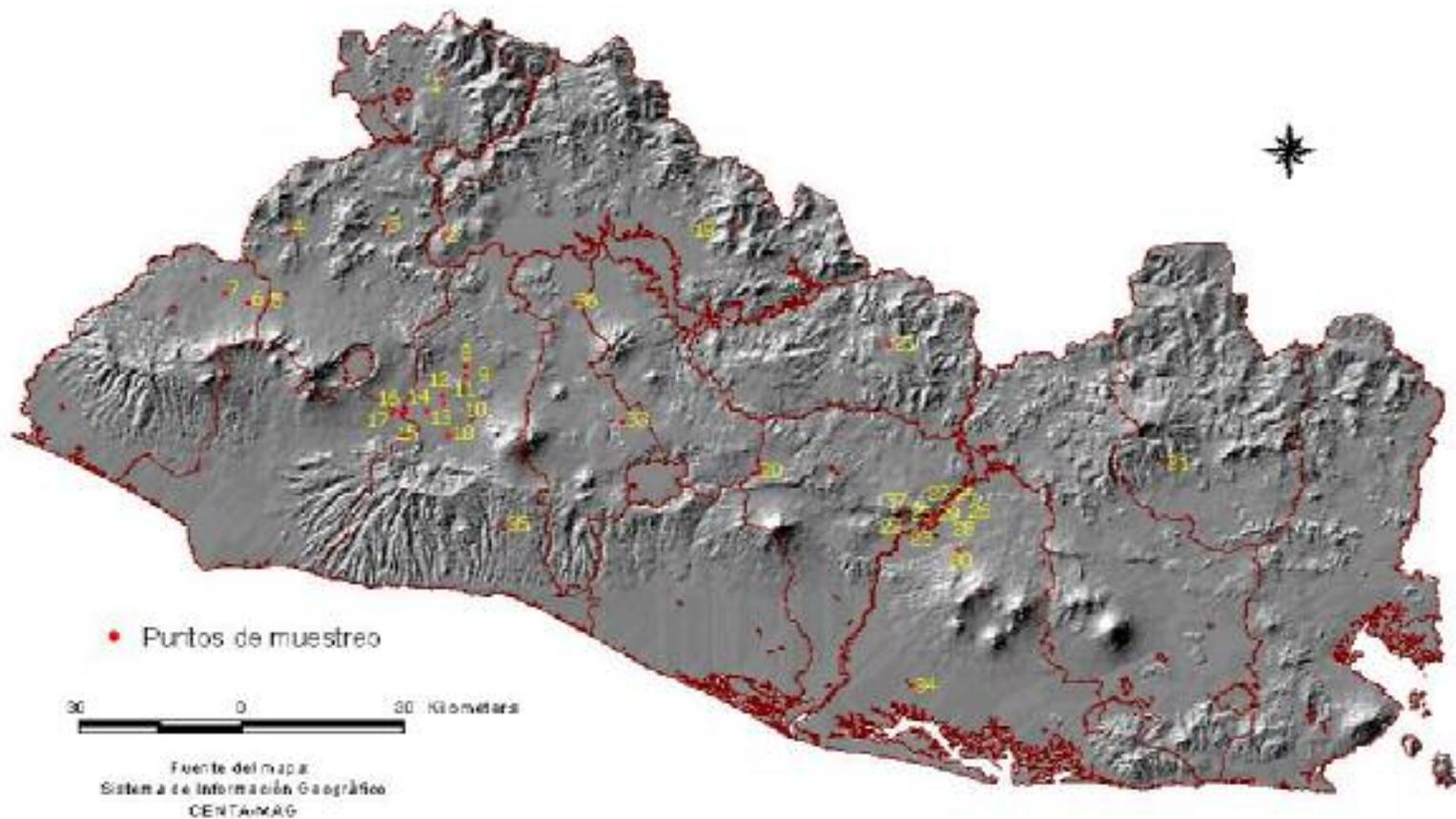


Fig. 62. Puntos de colecta del material biológico de loroco en El Salvador

Cuadro 4. Ubicación geográfica de las áreas de colecta de microorganismos y artrópodos asociados al loroco en El Salvador

Punto en el mapa	Cantón y municipio	Departamento	Coordenada geográfica	Altitud (msnm)	Microorganismos y Artrópodos
1	Cantón El Limón, Metapan	Santa Ana	14°20'40.36"N 89°23'58.67"W	312	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>C. hesperidum</i> , <i>A. mexicana</i> , <i>Cercospora sp.</i>
2	Nueva Concepción	Chalatenango	14°04'16.55"N 89°23'51.64"W	233	<i>A. nerii</i> , <i>A. gossypii</i> , Agallador de flor, <i>A. mexicana</i> , <i>Cercospora sp.</i> , <i>Pythium sp.</i>
3	Cantón Cujucuyo, Texistepeque	Santa Ana	14°05'21.60"N 89°29'50.91"W	478	<i>A. nerii</i> , <i>C. hesperidum</i> , <i>A. mexicana</i> , <i>P. latus</i> , <i>Cercospora sp.</i> , <i>Septoria sp.</i>
4	Cantón El Zacamil, Candelaria de La Frontera	Santa Ana	14°04'48.00"N 89°39'36.00"W	403	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>P. latus</i> , <i>Cercospora sp.</i> , <i>Pythium sp.</i>
5	Cantón Zacamil, Chalchuapa	Santa Ana	13°57'56.97"N 89°42'00.33"W	690	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>P. latus</i> , <i>Cercospora sp.</i>
6	Cantón Iscaquilio, Caserío Cruz Verde, Atiquizaya	Ahuachapan	13°58'00.40"N 89°43'50.40"W	370	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>P. elenans</i> , <i>C. lunulata</i>
7	Cantón Lomas de Alarcón, Atiquizaya	Ahuachapan	13°58'56.00"N 89°46'10.70"W	380	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>M. nigrofasciatum</i> , <i>Liriomyza sp.</i> , <i>P. latus</i> , <i>Cercospora sp.</i> , <i>Colletotrichum sp.</i>
8	Cantón Minas de Plomo, San Juan Opico	La Libertad	13°51'39.40"N 89°21'41.40"W	472	<i>A. nerii</i> , <i>A. gossypii</i> , <i>Liriomyza sp.</i> , <i>P. latus</i> , <i>Phyllosticta sp.</i> , <i>Alternaria sp.</i> , <i>Cladosporium sp.</i> , <i>Colletotrichum sp.</i> , <i>Criconemoides sp.</i> , <i>Pratylenchus sp.</i>
9	Cantón San Nicolas, San Juan Opico	La Libertad	13°50'39.40"N 89°21'41.40"W	448	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>Liriomyza sp.</i> , <i>P. Latus</i> , <i>Cercospora sp.</i> , <i>Colletotrichum sp.</i> , <i>C. virescens</i> , <i>Capnodium sp.</i>
10	Cantón San Andrés, Ciudad Arce	La Libertad	13°48'06.40"N 89°24'01.70"W	460	<i>A. nerii</i> , <i>A. gossypii</i> , <i>C. lunulata</i> , <i>P. latus</i> , <i>Cercospora sp.</i> , <i>Septoria sp.</i>

11	Cantón Sitio del Niño, San Juan Opico	La Libertad	13°48'53.00"N 89°24'10.80"W	462	<i>A. nerii</i> , <i>A. gossypii</i> , Agallador de la flor, <i>P. latus</i> , <i>Cercospora sp.</i> , <i>C. virescens</i>
12	Cantón Flor Amarilla, Ciudad Arce	La Libertad	13°48'07.10"N 89°24'02.10"W	456	<i>A. nerii</i> , <i>A. gossypii</i> , <i>B. tabaci</i> , <i>Frankliniella sp.</i> , <i>Cercospora sp.</i> , <i>Fusarium sp.</i> , <i>Capnodium sp.</i>
13	Cantón Veracruz, Caserío Los Cerritos, Ciudad Arce	La Libertad	13°47'12.50"N 89°25'44.60"W	465	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>P. elenans</i> , <i>C. lunulata</i> , <i>Liriomyza sp.</i> , Agallador de flor, <i>C. floridensis</i> , <i>P. corni</i> , <i>T. liriodendri</i> , <i>B. tabaci</i> , <i>H. convexinotatus</i> , <i>M. septentrionalis</i> , <i>P. latus</i> , <i>T. urticae</i> , <i>A. mexicana</i> , <i>Acromirmex sp.</i> , <i>S. plebeia</i> , <i>Cercospora sp.</i> , <i>Fusarium sp.</i>
14	Municipio El Congo	Santa Ana	13°47'17.60"N 89°27'59.20"W	481	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>Liriomyza sp.</i> , <i>Cercospora sp.</i> , <i>Pestalotia sp.</i> , <i>Capnodium sp.</i>
15	Cantón Veracruz, Ciudad Arce	La Libertad	13°47'04.50"N 89°27'56.40"W	489	<i>A. nerii</i> , <i>A. gossypii</i> , <i>Liriomyza sp.</i> , <i>C. hesperidum</i> , <i>P. latus</i> , <i>Cercospora sp.</i> , <i>Colletotrichum sp.</i> , <i>Septoria sp.</i>
16	Cantón La Palomera, Ciudad Arce	La Libertad	13°46'51.40"N 89°28'10.40"W	443	<i>A. nerii</i> , <i>A. gossypii</i> , <i>Chionaspis sp.</i> , <i>P. latus</i> , <i>Cercospora sp.</i> , <i>Colletotrichum sp.</i> , <i>Pythium sp.</i> , <i>c. virescens</i> , <i>Pratilenchus sp.</i>
17	Catón La Palomera, Ciudad Arce	La Libertad	13°46'53.10"N 89°29'10.40"W	443	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>Acromyrmex sp.</i> , <i>Chionaspis sp.</i> , <i>B. tabaci</i> , <i>C. lunulata</i> , <i>P. elenans</i> , <i>N. nigriceps</i> , <i>I. snyderi</i> , <i>H. convexinotatus</i> , <i>P. latus</i> , <i>T. urticae</i> , <i>Cercospora sp.</i> , <i>Colletotrichum sp.</i> , <i>Fusarium sp.</i> , <i>C. virescens</i> , <i>Capnodium sp.</i>
18	Cantón entre Ríos, Colón	La Libertad	13°44'41.40"N 89°23'30.00"W	510	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>Liriomyza sp.</i> , <i>C. hesperidum</i> , <i>Cercospora sp.</i> , <i>Alternaria sp.</i>
19	Cantón Las Minas, Chalatenango	Chalatenango	14°05'02.83"N 89°39'40.03"W	369	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , Agallador de flor, <i>P. latus</i> , <i>Cercospora sp.</i> , <i>Cladosporium sp.</i>
20	Cantón Animas, San Lorenzo	San Vicente	13°41'24.00"N 89°52'12.00"W	776	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , Agallador de flor, <i>M. nigrosfasciatum</i> , <i>C. floridensis</i> , <i>P. longispinus</i> , <i>B. tabaci</i> , <i>P. latus</i> , <i>Liriomyza sp.</i> , <i>Cercospora sp.</i> , <i>Phyllosticta sp.</i>

21	Cantón Agua Zarca, Guacotecti	Cabañas	13°53'55.96"N 88°38'39.76"W	680	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>Liriomyza sp</i> , <i>Cercospora sp</i> , <i>Cladosporium sp</i> , <i>Phyllosticta sp</i> .
22	Cantón Parras Lempa, Casería Río Frió	San Vicente	13°66'10.10N 88°36'55.70"W	35	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>C. floridensis</i> , <i>T. liriiodendri</i> , <i>C. hesperidum</i> , <i>M. nigrofasciatum</i> , <i>A. mexicana</i> , <i>P. latus</i> , <i>Cercospora sp</i>
23	San Juan Buena Vista, Cantón El Rebelde, Caserío La Arenera	San Vicente	13°36'10.40"N 88°34'59.10"W	25	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>P. latus</i> , <i>C. hesperidum</i> , Flores albinas, Follaje clorotico, <i>Cercospora sp</i> , <i>Cladosporium sp</i>
24	Lote Los Mangos, Cantón Miralempa	San Vicente	13°36'21.00"N 88°34'27.90"W	27	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>P. latus</i> , <i>Cercospora sp</i> .
25	Cantón El Rebelde, San Vicente	San Vicente	13°36'26.60"N 88°34'20.20"W	38	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>P. latus</i> , <i>Cercospora sp</i> , <i>Capnodium sp</i> , <i>Pratylenchus sp</i> , <i>I. snyderi</i>
26	Cantón El Rebelde, San Vicente	San Vicente	13°36'26.60"N 88°34'18.50"W	26	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>P. latus</i> , <i>Cercospora sp</i> , <i>Pythium sp</i> , <i>Capnodium sp</i>
27	Cantón Miralempa, San Vicente	San Vicente	13°36'23.80"N 88°34'13.70"W	25	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>P. latus</i> , <i>P. longispinus</i> , <i>Flor albina</i> , <i>Cercospora sp</i> , <i>Pythium sp</i> , <i>Capnodium sp</i>
28	Cantón El Rebelde, Municipio San Vicente	San Vicente	13°36'27.80"N 88°34'15.10"W	28	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>P. longispinus</i> , <i>Liriomyza sp</i> , <i>P. latus</i> , Flor albina, Follaje clororico, <i>Cercospora sp</i>
29	Cantón El Rebelde, Municipio San Vicente	San Vicente	13°36'25.90"N 88°34'19.10"W	35	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>Liriomyza sp</i> , <i>P. latus</i> , <i>Cercospora sp</i> , <i>Alternaria sp</i> , <i>Pythium sp</i> , <i>Criconemoides sp</i>
30	Cantón El Jicaró, Mercedes Umaña	Usulután	13°33'22.06"N 88°31'46.33"W	618	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , Agallador de flor, <i>S. plebeia</i> , <i>Cercospora sp</i> .
31	Cantón El Limón, Sesembra	Morazán	13°41'56.47"N 88°10'45.33"W	543	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>P. latus</i> , <i>Cercospora sp</i>
32	Cantón Corralito, Corinto	Morazán	13°48'27.05"N 87°57'48.83"W	788	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>P. Latus</i> , <i>Cercospora sp</i> .
33	Cantón Malacoff, Tonacatepeque	San Salvador	13°36'03.93"N 87°54'54.31"W	590	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>C. hesperidum</i> , <i>B. tabaci</i> , <i>Cercospora sp</i> .
34	Cantón El Paraíso, Jiquilisco	Usulután	13°19'57.68"N 88°36'35.30"W	216	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>P. Latus</i> , <i>Cercospora sp</i> , <i>Capnodium sp</i>

35	Cantón San Sebastián, Zaragoza	La Libertad	13°35'41.58"N 89°17'54.52"W	120	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>C. lunulata</i> , <i>P. latus</i> , <i>Cercospora sp.</i>
36	Aguilares, Km 34, jurisdicción de Aguilares	San Salvador	13°57'57.30"N 89°10'53.30"W	309	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>C. hesperidum</i> , <i>Cercospora sp</i> , <i>Capnodium ssp</i>
37	Cantón Parras Lempas, Caserío Río Frío, Municipio de San Vicente	San Vicente	13°35'33.90"N 88°37'54.60"W	35	<i>A. gossypii</i> , <i>A. nerii</i> , <i>P. corni</i> , <i>Liriomyza sp</i> , Caracol, <i>Cercospora sp</i> , <i>Colletotrichum sp</i> , <i>Alternaria sp</i> , <i>Phyllosticta sp</i>

V. BIBLIOGRAFIA

- Agrios, G. 1989. Fitopatología. 3ª. Ed. Editorial Limusa. México. 530p.
- Aldyhim, Y. N. and Khalil, A. F. 1993. Influence of temperature and daylength on population development of *Aphis gossypii* on *Cucurbita pepo*. Ent. Exp. Appl., 67: 167-172.
- Arauz, L.P. 2000. Mango anthracnose economic impact and current options for integrated management. Plant Disease 84(6): 600-609.
- Arguello, H.; Gladstone, S. M. 2001. Guía ilustrada para identificación de especies de zompos (*Atta spp.* y *Acromyrmex spp.*) presentes en El Salvador, Honduras y Nicaragua. PROMIPAC. Zamorano, Honduras. 34 p.
- Arnett, R. 1960. The beetles of the United States (A Manual of Identification) Catholic University press, Washington. 1112 p. Reimpreso 1968. American Entomological Institute, Ann Arbor, Mich.
- Artigas, J. N. 1994. Entomología económica: Insectos de interés agrícola, forestal, médico y veterinario (nativos, introducidos y susceptibles de ser introducidos). Ediciones Universidad de Concepción, Chile. p. 453 -806.
- Borror, D. J.; Triplehorn, C. A.; Johnson, N. F. 1989. An introduction to the study of insects. 6 th ed. New York. USA. Saunders College Publishing. 875p.
- CAB. 2000. Crop protection compendium. 2a. ed. England. Formato electrónico Cd.
- Caballero, R. sf. Clave de campo para inmaduros de mosca blanca de Centro América (Homoptera: Aleyrodidae). Zamorano, Sección de Entomología, Departamento de Protección Vegetal. Honduras, C. A. 3p.
- Carballo, M. 1994. Las prácticas de cultivo y su efecto sobre *Phyllophaga* en maíz. En Congreso sobre Biología y ecología de *Phyllophaga spp.* Turrialba, costa Rica. 12p.
- Castaño, J.; Mendoza, L. 1994. Guía para el diagnóstico y control de enfermedades en cultivos de importancia económica. 3a. Ed. Zamorano Academic Press. Honduras. p. 1-22.
- CATIE. 1993. Guía para el manejo integrado de plagas del cultivo de chile dulce. Serie Técnica, Informe técnico No.2001. Turrialba, Costa Rica. p. 64 -65.
- CATIE. 1994. Curso de control biológico. Turrialba, Costa Rica. 22 p.
- Cave, R. D. 1995. Manual para el reconocimiento de parasitoides de plagas agrícolas en América Central. Zamorano. Academic Press. Tegucigalpa, Honduras. 202p.
- Cermeli, M. 1969. Los áfidos de importancia agrícola en Venezuela y observaciones de campo sobre sus poblaciones en el Estado Aragua. Fitotec. Latinoam. 6(2): 77 -84.

Chase, A.R. 1987. Compendium of ornamental foliage plant disease. APS Press. St. Paul, Minn. 92p.

Christie, J.R. 1991. Nemátodos de los vegetales su ecología y control. 7ª. Ed. Editorial Limusa. México. 275p.

Commonwealth Mycological Institute C.A.B. 1968. Manual para patólogos vegetales. Oficina Regional de la FAO para América Latina y el Caribe. p. 180 -185, 244-265.

Constantino, R. 1998. Catalog of the living termites of the new world (Insecta: Iso ptera). Archivos de Zoología (Sao Paulo). 35(2): 135 -231.

Constantino, R. 1999. Chave ilustrada para identificação dos generos de cupins (Insecta: Isóptera) que ocorrem no Brasil. Museo de Zoología da Universidade de Sao Paulo, 40(25): 387-448.

Coto, D. 1993. Morfología de la cápsula masculina de especies del género *Phyllophaga* (Col: Scarabaeidae). Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica). No 26. p. 28-30.

Cova, S. R. 1988. Hongos fitopatógenos. Universidad Autónoma de Chapingo. México. 361p.

DeBach, P. 1965. Control biológico de las plagas de insectos y malas hierbas. Editorial Continental. México, D. F. 949p.

Dickinson, C.H.; Lucas, J.A. 1987. Patología vegetal y patógenos de plantas. Editorial Limusa. México. 312p.

Domínguez Rivero, R. 1994. Taxonomía I: Protura a Homoptera – Claves y diagnosis. Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma de Chapingo. México, D.F. p. 144 - 151.

Domínguez, J. E.; Iraheta, R.; Sermeño, J. M. 1991. Reconocimiento y multiplicación de parasitoides de *Bemisia tabaci* en *Phaseolus vulgaris* y *Lycopersicon esculentum* en El Salvador. Tesis. Ing. Agr. Universidad de El Salvador, Facultad de Ciencias Agronómicas. 167p.

Dorestes, S. E. 1988. Acarología. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura . Serie Investigación y desarrollo. 2da Edición. San José, Costa Rica. 410p.

Eggleton, P. 2000. Global patterns of termite diversity. In: T. Abe, D. E. Bignell y M. Hilgashi, (eds). Termites: evolution, sociality, symbiosis, ecology. Kluwer Academic Publication, Dordrecht, Países Bajos. p. 25-51.

Escobar, J.C. 2003. Manual del capacitador: Manejo integrado de plagas de cultivos hortícolas. Proyecto CENTA-FAO Holanda. Agricultura Sostenible en Zonas de Ladera Fase II. San Salvador, El Salvador. 122p.

Furk, C. And Hines, C. M. 1993. Asoects of insecticide resistance in the melon and cotton aphid, *Aphis gossypii* (Homoptera: Aphididae). Ann. Appl. Biol., 123: 9 -17.

Guldemond, J. A.; Tigges, W. T. and De Vrijer, P. W. 1994. Hosts races of *Aphis gossypii* (Homoptera: Aphididae) on cucumber and chrysanthemum. *Env. Ent.*, 23(5): 1235-1240.

Hages, K. S.; Van Den Bosch, R. 1968. Impact of pathogens, parasites and predators on aphids. *Ann. Rev. Ent.*, 13: 325-377.

Hilje, L. 1996. Metodologías para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus. Serie Material de enseñanza No. 37. CATIE, Unidad de Fotoprotección. Turrialba, Costa Rica. 133p.

Hilje, L. 1996. Notas sobre *Phyllophaga spp.* (Coleoptera: Scarabaeidae) en papa, en Cartago, Costa Rica. Ed. Shannon, P. J. y Carballo, M. In. Seminario Taller Centroamericano sobre la biología y control de *Phyllophaga spp.* 23-27 de mayo de 1994. CATIE, Turrialba, Costa Rica. Memorias. p. 114-118.

Holman, J. 1974. Los áfidos de Cuba. Instituto Cubano del Libro, La Habana. 297 p.

Islas, S. F. 1964. Biología y combate de la gallina ciega *Phyllophaga rubella* Bates. *Inst. Invest. For México. Boletín Técnico* 13:1-21.

Jeffries, P.; Dodd, J.C. 1990. The biology and control of *Colletotrichum* species on tropical fruit crops. *Plant Pathology* (39): 343-366.

Jones, J.; Engelhard, W.; Woltz, S. 1989. Management of *Fusarium* wilt of vegetables and ornamentals by macro and microelement nutrition. Ed. Arthur Engelhard. APS Press. The American Phytopathological Society. St. Paul, Minnesota. 217 p.

King, A. B. S. 1984. Biología e identificación de gusanos blancos (*Phyllophaga*) de importancia económica en América Central. 30(1):36-50.

King, A.B.S. y Saunders, J.L. 1984. Las plagas invertebradas de cultivos alimenticios anuales en América Central. London, Reino Unido, Overseas Development Administration. 182 p.

Kiritani, K.; Su, H.J. 1991. Integrated control of plant virus disease. Food and Fertilizer Technology Center for the Asia and Pacific Region. Taiwan. 156p.

Kirk, W. D. J. 1996. Trips. Published for the Company of Biologists by The Richmond Publishing Co. Ltd. 70p.

Koch, Ch. 1986. Plant virus diseases of horticultural crops in the tropics and subtropics. Food and Fertilizer Technology Center for the Asia and Pacific Region. Taiwan. 193p.

Korytkowsky, Ch. 2000. Sistemática de Insectos: Orden Isoptera. Curso de Maestría en Entomología Agrícola. Vicerrectoría de Investigación y Posgrado. Universidad de Panamá. p. 62-68.

Lacasa Plasencia, A.; Contreras Gallego, J. 1995. Las plagas (Capítulo 1 1). Mundi Prensa, España. p. 391-467.

- Lecuone, R. E. 1996. Microorganismos patógenos empleados en el control microbiano de insectos plagas. Buenos Aires, Argentina. 338 p.
- Light, S. F. 1932. Contribution toward a revision of the american species of *Amite rmes* Silvestre (Isoptera). Univ. Calif. Publ. Entomol., 5: 355 – 414.
- López, H. M. 1995. Reproducción de hongos entomopatógenos de plagas. Instituto de Investigaciones de Sanidad Vegetal. La Habana, Cuba. 11 p.
- Lordello, L. G. E. 1976. Nematoides das plantas cultivadas. 3ª. Ed. Livraria Nobel. Sao Paulo, Brasil. 197p.
- Luc, M.; Sikora, R. A.; Bridge, J. 1990. Plant parasitic nematodos in subtropical and tropical agricultura. C.A.B. Internacional. Institute of Parasitology. London, U.K. 630p.
- Manners, J.G. 1986. Introducción a la fitopatología. Editorial Limusa. México. p. 47.
- Melia, A. 1992. Utilización de trampas amarillas en el control de los pulgones (Homoptera: Aphididae) de los cítricos. España. Bol. San. Veg., 15: 175 -185.
- Melia, A. 1993. Evolución poblacional de *Toxoptera aurantii* (Boyer de Fonscolombe) (Homoptera: Aphididae) en los últimos quince años y su relación a la aparición de *Lysiphlrbus testaceipes* (Cresson) (Hymenoptera: Aphidiidae). España. Bol. San. Veg. Plagas., 19: 609-617.
- Metcalf, C y W. Flint. 1988. Insectos destructivos e insectos útiles, sus costumbres y su control. Cia. Edit. Continental. pp 564 -568.
- Michelena, J. M. Sanchis, A.; Gonzalez, P. 1994. Aphidiinos sobre pulgones de frutales en la Comunidad Valenciana. España. Bol. San. Veg. Plagas., 20: 465-470.
- Mill, A.E. 1983. Generic keys to the soldier caste of New World Termitidae (Isoptera: Insecta) Systematic Entomology. 8: 179-190.
- Montero, F.; Perruolo, G.; Medina, A. 2000. Preferencia alimenticia de la babosa sobre el follaje fresco de algunas plantas hortícolas. Revista Agronomía Tropical 50(2): 157 - 165.
- Morón, M. A. 1986. El género *Phyllophaga* en México. Instituto de Ecología. México, D. F. p. 248-253, 277-309.
- Morón, M. A. 1986. El género *Phyllophaga* en México. Morfología, Distribución y Sistemática supraespecífica (Insecto: Coleoptera). Publ. 20. Instituto de Ecología, México. p. 7-27.
- Morón, M.A. 1999. Catálogo de Insectos y Ácaros plaga de los cultivos agrícolas en México: Coleoptera Melolonthidae. Ed. Aristeo Deloya López y Jorge Valenzuela González. Soc. Mexicana de Entomol, A.C. Publi. Especiales, número 1. México. p. 43-45.

- Morón, M; Ratcliffe, B y Deloya, C. 1997. Atlas de los escarabajos de México. Coleoptera: Lamellicornia. Vol I. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO). Pub. Esp. Soc Mexicana de Entomología. 280 p.
- Nickle, D. A.; Collins, M. S. 1992. Termites of Panamá. In: Insects of Panamá and Mesoamerica. Ed. Quintero, D. A. Y Aiello, A. New York: Oxford University Press. p. 208-241.
- Ochoa, R.; Aguilar, H.; Vargas, C. 1991. Acaros fitófagos de América Central: Guía ilustrada. CATIE. Turrialba, Costa Rica. p. 37 -42.
- Okumoto, S.; Bustamante, E. 1993. Efecto de enmiendas foliares sobre el desarrollo del tizón temprano causado por *Alternaria solani* y sobre la población bacteriana en tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill). Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica) No. 28: 1 -6.
- Otero Colina, G. 1999. Acaros plagas de hortalizas. In: Hortalizas: Plagas y enfermedades. Socorro Amaya Rosales, et al (Eds.). Trillas, México, D. F. p. 284 -286.
- Parada Jaco, M. E.; Sermeño, J. M.; Rivas, A. W. 2002. El Cultivo de loroco (*Fernaldia pandurata*) en El Salvador. VIFINEX-OIRSA, El Salvador, C. A. p. 11 -25.
- Pike, K. S.; Stary, P.; Miller, R.; Allison, D. 1996. New species and host records of aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiidae) from the Pacific Northwest, USA. Proc. Ent. Soc. Wash., 1998(3): 570 -591.
- Ploetz, R.C.; Zentmyer, G.A.; Nishijima, W.T.; Ohr, H.D. 1994. Compendium of tropical fruit diseases. APS Press. St. Paul, Minn. 88p.
- Prusky, D.; Freeman, S.; Dickman, M.B. 2000. *Colletotrichum* host specificity, pathology, and host-pathogen interaction. APS Press. St. Paul, Minn. p. 21 -28, 48-53.
- Quiros, D. I. 1988. Afidos (Homoptera: Aphididae) de Panamá. Tesis. Maestría en Entomología. Universidad de Panamá. 318p.
- Raven, K. G. 1993. Orden Homoptera II: Sternorrhyncha. Universidad Nacional Agraria La Molina, Departamento de Entomología. Lima, Perú. p. IX -1-IX-32.
- Rivas, A. W.; Sermeño, J. M.; Paniagua, M. R.; Villacorta, J. L. 2002. Manual técnico: Nematodos asociados a limón pérsico y otros cítricos en fincas de El Salvador. Proyecto Regional de Fortalecimiento de la Vigilancia Fitosanitaria en Cultivos de Exportación Tradicional (VIFINEX). República de China -OIRSA. San Salvador, El Salvador, C. A. 44p.
- Rodríguez del Bosque, L. 1988. *Phyllophaga crinita* Burmeister (Coleoptera: Melolonthidae): Historia de una plaga del suelo (1955 -1988). Tercera mesa redonda sobre plagas del suelo. Soc. Méx. de Entomología, Morelia, Michoacán Méx. pp 53-79.
- Romero, S. 1988. Hongos fitopatógenos. Universidad Autónoma de Chapingo. Texcoco, México. 361 p.

Ronhai, D.; Cerato, C.; Martinelli, R. 1996. Aspects of insecticide resistance and reproductive biology of *Aphis gossypii* Glover on seed potatoes. XX International Congress of Entomology. Firenze, Italy, August 25 -31, 1996. p. 280.

Rosen, D. 1990. Armored scale insects their biology, natural enemies and control. Volume B. The Hebrew University of Jerusalem, Faculty of Agriculture. Rehovot, Israel. 472p.

Sands, W. A. 1998. The identification of worker castes of termite genera from soil of Africa and the middle east. CAB International. 512p.

Saunders, J. L.; Coto, D. T.; King, A. B. S. 1998. Plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios de América Central. CATIE, Serie Técnica, Manual Técnico No. 29. Turrialba, Costa Rica. p. 187, 168 -169.

Sermeño, J. M. 1992. Método de reproducción del parasitoide *Lysiphlebus testaceipes* para el control de áfidos. Boletín Informativo MIP (CATIE, Costa Rica). 26:2 -5.

Sermeño, J. M.; Navarro, J. A. 2000. Identificación de insectos de la Superfamilia Coccoidea, con énfasis en Cochinilla rosada del hibisco *Maconellicoccus hirsutus* (Green). VIFINEX-OIRSA, El Salvador, C. A. 75p.

Sermeño, J. M.; Serrano Cervantes, L. 2000. Informe de El Salvador. En: IX Taller Latinoamericano y del Caribe sobre moscas blancas y geminivirus. Panamá, 22 -24 de noviembre. P. 152-156.

Sermeño, J. M.; Jones, D.; Menjívar, M. A.; Paniagua, M. R.; Monro, A. 2003. Termitas de los cafetales de El Salvador. Protección Vegetal. Universidad de El Salvador, Facultad de Ciencias Agronómicas. Año 13, No. 1. p. 1 -17.

Serrano Cervantes, L.; Sermeño, J. M.; Larios Cañas, J. F. 1992. Las moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) y sus problemas asociados en El Salvador. Protección Vegetal. Universidad de El Salvador, Facultad de Ciencias Agronómicas. Año 2, No. 2. 77p.

Solano Avila, M. G. 2001. Evaluación de la eficiencia de diez cepas nativas del hongo *Paecilomyces sp.* Como controlador biológico de mosca blanca (*Bemisia tabaci*), a nivel de laboratorio. Tesis. Lic. Biología. Universidad de El Salvador, Escuela de Biología. 84p.

Stary, P.; Leclant, F.; Lyon, J. P. 1975. Aphides (Hymenoptera) et aphides (Homoptera) de Corse. I. Les Aphides. Ann. Soc. Ent., 11: 745 -762.

University of California. 1991. Integrated pest management for Citrus. 2a. Ed. California, U.S.A. 144p.

Van Steenis, M. J. 1992. Biological control of the cotton aphid, *Aphis gossypii* Glover (Homoptera: Aphididae): pre-introduction evaluation of natural enemies. J. Appl. Ent., 114: 362-380.

- Van Steenis, M. J. 1994. Intrinsic rate of increase of *Lysiphlebus testaceipes* Cresson (Hymenoptera: Braconidae), a parasitoid of *Aphis gossypii* Glover (Homoptera: Aphididae) at different temperatures. J. Appl. Ent., 188: 399-406.
- Vázquez Moreno, L. L. 2002. Avances del control biológico de *Bemisia tabaci* en la región neotropical. Revista MIP, CATIE, Costa Rica. No. 66. p. 82-95.
- Watson, G. W.; Chandler, L. R. 2000. Identificación de las cochinillas o piojos harinosos de importancia en el Caribe. Traducido al Español por Marco Goiani. Commonwealth Science Council y CAB International, London, United Kingdom. p. 7 -36.
- Whiteside, J.O.; Garnsey, S.M.; Timmer, L.W. 1989. Compendium of Citrus diseases. 2a. ed. APS Press. St. Paul, Minn. 80p.
- Williams, D. J.; Granara de Willink, M. C. 1992. Mealybugs of Central and South America. CAB International, London, United Kingdom. p. 38-44, 426-463.
- Zapata, J. C. 1994. Principios básicos de fitopatología. 2ª. Ed. Zamorano Academic Press. Honduras, C.A. 518p.
- Zuckerman, B.M.; Mai, W.F.; Harrison, M.B. 1985. Fitonematología: Manual de laboratorio. Trad. N. Marbán Mendoza. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Turrialba, Costa Rica. 248p.

Todos los derechos reservados. Este Manual no podrá ser total o parcialmente reproducido en ninguna forma, incluyendo fotocopia, sin la autorización escrita del **Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria – OIRSA**.

Este Manual fue patrocinado por el **OIRSA** a través del **Proyecto Regional de Fortalecimiento de la Vigilancia Fitosanitaria en Cultivos de Exportación no Tradicionales – VIFINEX**, con financiamiento de la República de China.

El Salvador, C. A.

Julio de 2003