


**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONÓMICAS**



**DESCRIPCIÓN DE LAS PLAGAS DEL CULTIVO DEL BANANO DE 1995 AL 2002 EN LAS
FINCAS DE COBIGUA EN EL DISTRITO DE ENTRE RIOS, MUNICIPIO DE PUERTO
BARRIOS, IZABAL.**

CARLOS ALBERTO ORELLANA MENENDEZ

GUATEMALA, NOVIEMBRE DE 2007

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA**

INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONOMICAS

TESIS DE GRADUACIÓN

**PRESENTADA A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA DE
LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA.**

POR

CARLOS ALBERTO ORELLANA MENENDEZ

EN EL ACTO DE INVESTIDURA COMO

INGENIERO AGRÓNOMO

EN

SISTEMAS DE PRODUCCIÓN AGRICOLA

EN EL GRADO ACADÉMICO DE

LICENCIADO

GUATEMALA, NOVIEMBRE DE 2007

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

RECTOR

Licenciado Carlos Estuardo Gálvez Barrios

JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMIA

DECANO	Ing. Agr. Francisco Javier Vasquez Vasquez
VOCAL PRIMERO	Ing. Agr. Waldemar Nufio Reyes
VOCAL SEGUNDO	Ing. Agr. Walter Arnoldo Reyes Sanabria
VOCAL TERCERO	Ing. Agr. Danilo Ernesto Reyes Sanabria.
VOCAL CUARTO	P. For. Mirna Regina Valiente.
VOCAL QUINTO	Br. Nery Boanerges Guzman Aquino.
SECRETARIO	Ing. Agr. Edwin Enrique Cano Morales.

Guatemala, Noviembre de 2007

Honorable Junta Directiva
Honorable Tribunal Examinador
Facultad de Agronomía
Universidad de San Carlos de Guatemala

Distinguidos miembros

De manera muy atenta y de acuerdo con las normas establecidas por la ley orgánica de la Universidad de San Carlos de Guatemala, tengo el honor de someter a su consideración, el documento:

TESIS DE GRADUACIÓN

Realizado en finca Chinook, de la Aldea Entre Ríos municipio de Puerto Barrios, Izabal.

Presentado como requisito previo a optar el título de Ingeniero Agrónomo en Sistemas de Producción Agrícola, en el grado académico de Licenciado.

Esperando que el presente llene los requisitos necesarios para su aprobación, me suscribo,

Respetuosamente

Carlos Alberto Orellana Menéndez

ACTO QUE DEDICO

A:

DIOS: Por ser la luz que ha iluminado mi vida.

MIS PADRES: Por haberme dado la vida, a mi madre María Antonieta por su amor, esfuerzo y su apoyo incondicional.

MI ESPOSA: Lisbeth, por que en este largo sendero su apoyo, comprensión, confianza en mi hogar y mi vida profesional.

MIS HIJOS: Gabriela María, Mónica Lizzet y Carla Alejandra, por ser ellas la fortaleza que me mantiene luchando en este caminar.

MIS HERMANOS: Claudia Antonieta, Rut Patricia y José Carlos por el apoyo que siempre me han dado.

A MI FAMILIA: Con mucho cariño.

MIS AMIGOS: Que compartieron mi niñez, juventud y mi vida profesional, les doy las gracias.

TRABAJO DE GRADUACIÓN QUE DEDICO

A:

MI GUATEMALA DE LA CUAL ME SIENTO ORGULLOSO.

COMPAÑÍA BANANERA GUATEMALTECA INDEPENDIENTE S.A

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

FACULTAD DE AGRONOMÍA

ESCUELA NACIONAL CENTRAL DE AGRICULTURA

COLEGIO LA SALLE

INSTITUTO PARA VARONES ANTONIO LA RAZABAL

AGRADECIMIENTOS

A:

Ing. Agr. Fredy Hernández Ola, por su asesoría profesional y esmero en la ejecución del presente trabajo.

Ing. Agr. Romoaldo Isaac Lewis, Ing. Agr. Pedro Navichoc Calito y Ing. Agr. Arturo Fernando Cortéz Vanegas por su apoyo Profesional.

A todo el personal de Cobigua que de una u otro forma contribuyeron en la realización de este trabajo especialmente a los departamentos de Servicios Técnicos de Agricultura y Centro de Información.

ÍNDICE GENERAL

CONTENIDO	PÁGINA
Índice de figuras.....	v
Resumen.....	vii
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. OBJETIVOS.....	3
3. DESCRIPCIÓN DE LAS PRINCIPALES PLAGAS DEL BANANO.....	4
3.1. CERAMIDEA.....	4
3.1.1 INTRODUCCIÓN.....	4
3.1.1.1 OBJETIVO.....	6
3.1.1.2 HERRAMIENTAS, EQUIPO Y MATERIALES.....	6
3.1.1.3 RECURSOS HUMANOS.....	6
3.1.1.4 PROCEDIMIENTO.....	6
3.1.1.4.1 Muestreo de adultos.....	6
3.1.1.4.2 Control de adultos con trampas.....	7
3.1.1.4.3 Monitoreo foliar de larvas.....	9
3.1.1.4.4 Evaluación de larvas en la hoja.....	9
3.1.1.4.5 Recomendación de control con (<i>Bacillus thuringiensis</i>).....	10
3.1.1.4.6 Otras recomendaciones.....	11
3.1.1.4.7 Comentarios generales.....	12
3.2. MANEJO INTEGRADO DE THRIPS.....	12
3.2.1 INTRODUCCIÓN.....	13
3.2.1.1 OBJETIVO.....	16
3.2.1.2 MATERIALES.....	16
3.2.1.3 RECURSOS HUMANOS.....	16
3.2.1.4 PROCEDIMIENTO.....	16
3.2.1.4.1 Monitoreo de poblaciones.....	16
3.2.1.4.2 Control del insecto.....	17
3.2.1.4.2.1 Embolse con funda impregnada con insecticida.....	17
3.2.1.4.2.2 Uso de banda de polietileno tratada con insecticida.....	17
3.2.1.4.2.3 Otras prácticas necesarias.....	18
3.3. MANEJO INTEGRADO DE DEFOLIADORES (Opsiphanes, Caligo y Acharia)..	18
3.3.1 INTRODUCCIÓN.....	18
3.3.1.1 OBJETIVO.....	25
3.3.1.2 HERRAMIENTAS, EQUIPO Y MATERIALES.....	25
3.3.1.3 RECURSOS HUMANOS.....	26
3.3.1.4 PROCEDIMIENTO.....	26
3.3.1.4.1 Trampa para adultos de Opsiphanes.....	26
3.3.1.4.2 Cebos con insecticida.....	27
3.3.1.4.3 Monitoreo y control de larvas.....	28
3.3.1.4.4 Control de pupas.....	29
3.3.1.4.5 Otras prácticas culturales.....	29
3.3.1.4.6 Consideraciones adicionales.....	30
3.4. MANEJO INTEGRADO DE (<i>Colaspis</i> sp.).....	30
3.4.1 INTRODUCCIÓN.....	30
3.4.1.1 OBJETIVO.....	33
3.4.1.2 HERRAMIENTAS, EQUIPO Y MATERIALES.....	33

3.4.1.3 RECURSOS HUMANOS.....	33
3.4.1.4 PROCEDIMIENTO.....	33
3.4.1.4.1 Muestreo de daño foliar.....	34
3.4.1.4.2 Control: protección de la fruta.....	34
3.5. MANEJO INTEGRADO DE MOSCA GUARERA (<i>Hermetia illuscens</i>).....	35
3.5.1 INTRODUCCIÓN.....	35
3.5.1.1 OBJETIVO.....	37
3.5.1.2 HERRAMIENTAS, EQUIPO Y MATERIALES.....	37
3.5.1.3 RECURSOS HUMANOS.....	38
3.5.1.4 PROCEDIMIENTO.....	38
3.5.1.4.1 Monitoreo.....	38
3.5.1.4.2 Control cultural.....	38
3.5.1.4.3 Control manual.....	38
3.5.1.4.4 Uso de trampas.....	39
3.5.1.4.5 Barreras físicas. embolse.....	39
3.5.1.4.6 Control químico.....	40
3.5.1.4.6.1 Utilización de cebos con insecticida.	40
3.5.1.4.6.2 Aplicación de insecticida en las trincheras.....	40
3.6. MANEJO INTEGRADO DE LA ABEJA CONGA (<i>Trigona</i> sp.).....	40
3.6.1 INTRODUCCIÓN.....	40
3.6.1.1 OBJETIVO.....	42
3.6.1.2 HERRAMIENTAS, EQUIPO Y MATERIALES.....	42
3.6.1.3 RECURSOS HUMANOS.....	42
3.6.1.4 PROCEDIMIENTO.....	43
3.6.1.4.1 Monitoreo en campo.....	43
3.6.1.4.2 Control cultural.....	43
3.6.1.4.2.1 Destrucción de nidos.....	43
3.6.1.4.2.2 Embolse prematuro.....	43
3.6.1.4.2.3 Otras consideraciones.....	44
3.7. MANEJO INTEGRADO DE GUSANO BASURERO (<i>Pyroderces rileyi</i>).	44
3.7.1 INTRODUCCIÓN.....	44
3.7.1.1 OBJETIVO.....	45
3.7.1.2 RECURSOS HUMANOS.....	45
3.7.1.3 PROCEDIMIENTO.....	46
3.7.1.3.1 Monitoreo.....	46
3.7.1.3.2 Control.....	46
3.8. MANEJO INTEGRADO DE GUSANO CANASTA, CESTO O DE BOLSA (<i>Oiketecus kirbyi</i>).....	46
3.8.1 INTRODUCCIÓN.....	46
3.8.1.1 OBJETIVO.....	48
3.8.1.2 HERRAMIENTAS, EQUIPO Y MATERIALES.....	49
3.8.1.3 RECURSOS HUMANOS.....	49
3.8.1.4 PROCEDIMIENTO.....	49
3.8.1.4.1 Monitoreo.....	49
3.8.1.4.2 Control microbiológico.....	49
3.8.1.4.3 Recolección manual.....	50
3.8.1.4.4 Control de hospedantes alternos.....	50
3.9. MANEJO INTEGRADO DE MURCIÉLAGOS.....	50

3.9.1 INTRODUCCIÓN.....	50
3.9.1.1 OBJETIVO.....	52
3.9.1.2 HERRAMIENTAS, EQUIPO Y MATERIALES.....	52
3.9.1.3 RECURSOS HUMANOS.....	53
3.9.1.4 PROCEDIMIENTO.....	53
3.9.1.4.1 Monitoreo.....	53
3.9.1.4.2 Protección del racimo.....	54
3.9.1.4.3 Otras acciones.....	54
3.10. MANEJO INTEGRADO DE PICUDOS.....	55
3.10.1 INTRODUCCIÓN.....	55
3.10.1.1 OBJETIVO.....	57
3.10.1.2 HERRAMIENTAS, EQUIPO Y MATERIALES.....	58
3.10.1.3 RECURSOS HUMANOS.....	58
3.10.1.4 PROCEDIMIENTO.....	58
3.10.1.4.1 Control de picudo en plantaciones establecidas.....	58
3.10.1.4.2 Monitoreo y control de adultos con secciones de pseudotallo (“galletas o discos”).....	58
3.10.1.4.3 Control químico.....	59
3.10.1.4.4 Manejo de Picudo en siembras nuevas y renovaciones.....	60
3.10.1.4.5 Otras recomendaciones.....	60
3.10.1.4.6 Otros comentarios.....	61
3.11. MANEJO INTEGRADO DE INSECTOS RESPONSABLES DE LA FUMAGINA.....	61
3.11.1 INTRODUCCIÓN.....	61
3.11.1.1 OBJETIVO.....	70
3.11.1.2 HERRAMIENTAS, EQUIPO Y MATERIALES.....	70
3.11.1.3 RECURSOS HUMANOS.....	71
3.11.1.4 PROCEDIMIENTO.....	71
3.11.1.4.1 Monitoreo y decisión de control.....	71
3.11.1.4.2 Muestreo en campo.....	71
3.11.1.4.3 Umbral de acción.....	73
3.11.1.4.4 Medidas de control.....	73
3.11.1.4.4.1 Uso de corbata con bolsa sin insecticida.....	73
3.11.1.4.4.2 Uso de bolsa tratada con chlorpyrifos.....	74
3.11.1.4.4.3 Desburille, desguasque, sibaque o desconche.....	75
3.11.1.4.4.4 Aplicación de detergente a hojas y pseudotallo.....	75
3.11.1.4.4.5 Control mecánico.....	76
3.11.1.4.4.6 Otras recomendaciones a implementar.....	76
3.11.1.4.4.7 Otros comentarios.....	77
3.12. MANEJO INTEGRADO DE ACAROS DEL FOLLAJE.....	77
3.12.1 INTRODUCCIÓN.....	77
3.12.1.1 OBJETIVO.....	79
3.12.1.2 MATERIALES.....	80
3.12.1.3 RECURSOS HUMANOS.....	80
3.12.1.4 PROCEDIMIENTO.....	80
3.12.1.4.1 Monitoreo de ácaros.....	80
3.12.1.4.2 Decisión de control químico.....	82

3.12.1.4.3 Otras recomendaciones y comentarios.....	83
4. DESCRIPCIÓN DE LAS PERDIDAS CAUSADAS POR LAS DIFERENTES PLAGAS QUE ATACAN AL CULTIVO DEL BANANO (<i>Musa</i> sp.).....	84
5. CONCLUSIÓN.....	86
6. RECOMENDACIÓN.....	87
7. BIBLIOGRAGÍA.....	88

INDICE DE FIGURAS

FIGURA		PÁGINA
FIGURA 1	(a) Adulto, (b) larva y (c) daño foliar de <u>Antichloris</u>	6
FIGURA 2	Trampa para monitoreo y control de adultos de <u>ceramidia</u>	8
FIGURA 3	Esquema de 10% de defoliación en hoja 4 causado por <u>Ceramidia</u> en hoja de Banano var. Valery.....	12
FIGURA 4	. a. Manchas en pseudotallo de hijo causado por thrips de la mancha roja. b. Daño típico en fruta.....	14
FIGURA 5	. a. <u>Frankliniella parvula</u> , carece de la banda negra transversal en las alas; b. cicatrices o pústulas (speckling) en dedos (los puntos negros en el círculo); c. Vista aumentada de pústulas en epidermis de fruta.....	16
FIGURA 6	<u>Opsiphanes</u> . a. huevos, b. larva, c. prepupa, d. pupa en hoja, e. pupa en pseudotallo f. adulto vista dorsal y g. vista ventral; h. gurpo de adultos alimentándose.....	20
FIGURA 7	<u>Caligo</u> . Mariposa vista dorsal y ventral de las alas y larvas descansando en la base de Pseudotallo.....	22
FIGURA 8	Chinche asesina alimentándose de larva de <u>Caligo</u> y larvas momificadas.....	22
FIGURA 9	<u>Acharia</u> sp. A. adulto macho, b. hembra, c. larva que muestra la forma y mancha de una montura, d. larvas alimentándose.....	24
FIGURA 10	Larva de <u>Phobetron</u>	24
FIGURA 11	Daño de defoliadores. En blanco y negro a la derecha: ataque severo por <u>Caligo</u> en Armuelles en 1969.....	25
FIGURA 12	Trampas para captura de adultos de <u>Opsiphanes</u> . A. utilizando fundas para embolse y b. Utilizando bolsa con mezcla atrayente.....	27
FIGURA 13	(a) Pupa y larva de colaspis, (b) adulto y daño reciente, (c) daño en dedos a la cosecha.....	32
FIGURA 14	Racimos con daño severo de <u>Colaspis</u>	33
FIGURA 15	Grados de daño de Colaspis: a. Grado 1, b. Grado 2, c. Grado 3.....	34
FIGURA 16	Condición límite de desarrollo del racimo para embolse prematuro...	35
FIGURA 17	<u>Hermetia illuscens</u> . a. Adulto, b. Larva.....	37
FIGURA 18	Esquema de trampas para moscas guarera o chichera.....	39
FIGURA 19	<u>Trigona</u> sp. a. Adulto, b. abejas alimentándose de la flor y c. nido.....	42
FIGURA 20	Daño típico de abeja <u>Trigona</u> principalmente en filo de los dedos.....	42
FIGURA 21	<u>Pyroderces rileyi</u> . a. Adulto, b. ubicación en la flor, c. larva.....	45
FIGURA 22	<u>Oiketicus kirbyi</u> (a) adulto macho, (b) hembra llena de huevecillos ; (c) bolsa protectora y larva.....	48
FIGURA 23	<u>Phillostomus hastatu</u> , <u>Glossophaga soricina</u> y Daño de murciélago..	52
FIGURA 24	Racimo de 10 días con tres brácteas levantadas.....	54
FIGURA 25	Adultos de <u>C. sordidus</u>	57
FIGURA 26	Larva y adulto de <u>Metamasius hemipterus</u>	57
FIGURA 27	a. Cochinilla hembra adulta; b. Hormiga con cochinill c. insecto y fumagina.....	64

FIGURA 28	a. Hembra alada de <u>Pentalonia nigronervosa</u> , b. hembra alada c. hembra adulta áptera y d. colonia de <u>Aphis gossypii</u>	66
FIGURA 29	a. <u>Aleyrodicus dispersus</u> ; b. adulto; c. hembra ovipositando; d. ninfa; e. fumagina provocada por excreciones azucares de los insectos.	68
FIGURA 30	Escamas. <u>Diaspis boisduvalii</u> : (a) colonia, (b) hembras adultas.....	70
FIGURA 31	División del pseudotallo para el muestreo de cochinilla.....	72
FIGURA 32	Acaros. a. Adultos y ninfas; b. Huevos.....	78
FIGURA 33	Bronceado en hoja.....	79
FIGURA 34	a. Daño de ácaros con amarillamiento y necrosis b. Planta severamente dañada.....	79
FIGURA 35	Cajas perdidas no producidas causada por las diferentes especies que hacen daño al cultivo de banano.....	84
FIGURA 36	Pérdida económica en miles de dólares por plagas en el cultivo de los años de 1995 al 2002.....	85

**DESCRIPCION DE LAS PLAGAS DEL CULTIVO DEL BANANO DE 1995 AL 2002 EN LAS
FINCAS DE COBIGUA EN EL DISTRITO DE ENTRE RIOS, MUNICIPIO DE PUERTO BARRIOS,
IZABAL.**

**DESCRIPTION OF PEST OF BANANA'S CULTIVATION FROM 1995 TO 2002 AT THE FARMS
OF COBIGUA OF THE "ENTRE RIOS" DISTRICT, COUNTY OF PUERTO BARRIOS, IZABAL**

RESUMEN.

La Compañía Bananera Guatemalteca Independiente (COBIGUA), cosecha anualmente más de 5,500,000 racimos de banano que deben de ser de óptima calidad para su proceso final que es la caja marca Chiquita Brans, además le permite dar empleo a familias del área de Izabal. La exportación de banano es muy importante para Guatemala por el ingreso de divisas que representa y como fuente de empleo.

En la Industria de banano los insectos plaga han afectado al cultivo del banano desde su establecimiento, no obstante, no han sido tan estudiados como los patógenos de enfermedades fungósas, bacteriales y los nemátodos. Las experiencias acumuladas a lo largo de los años han permitido visualizar que el manejo integrado de plagas es la mejor opción para la reducción del daño económico en el cultivo de banano.

La Compañía Cobigua, constantemente a implementado nuevas tecnologías para el control de las diferentes plagas que han impactado económicamente en pérdidas en la productividad y reduciendo la calidad de la materia prima, siendo estas: Ceramidea (Antichloris viridis), Trips de los géneros principales Chaetanaphorthrips y Frankliniella, dentro de los defoliadores se encuentran Opsiphanes, Caligo y Acharia; Escarabajo o (Colaspis sp.); mosca guarera (Remetía illuscens); abeja conga (Trigona sp.); gusano canasta, cesto o de bolsa (Oiketecus kirbyi); muciélagos, picudo del banano con tres especie principales (Cosmopolitas sordidus),

(Metamasius hemipterus) y (Politos sp.); insectos responsables de la fumagina se encuentran la cochinilla de la Familia Pseudococcidae, los áfidos de la Familia Aphididae y las escamas de la Familia Diaspididae; también se encuentran los acararos del género Tetranychus y Oligonychus respectivamente. Para el Manejo Integrado de las Plagas, Codigua ha combinado una serie de tácticas compatibles para reducir las poblaciones de organismos plaga a niveles o umbrales que no cause pérdidas económicas importantes, con efectos mínimos sobre el ambiente y la salud humana. Es de vital importancia para favorecer la conservación de los enemigos naturales de las plagas y por lo tanto darle un aspecto más perdurable al equilibrio entre éstos. En el MIP se adoptó tres aspectos necesarios: Identificación y conocimiento de la plaga (Biología, ecología, daño y enemigos naturales), Sistema de inspección y muestreo de la plaga, uso de criterios para el manejo (umbrales y niveles), y selección de tácticas de manejo.

Dentro de las táctica de manejo de plagas que Codigua ha tomado en cuenta son: prácticas culturales, controles mecánicos y físicos, uso de enemigos naturales, control químico y control etológico. **El control cultural** se realiza a través de: deshoje, desguasque, desburille o desconche, eliminación de hospedantes alternos y malezas, eliminación de sitios de alimentación o crías, desvío de racimo, picar frutas, mantenimiento de la red de drenajes, limpieza de material vegetativo. **En control mecánico y físico** se realiza a través de: recolección de adultos, larvas o pupa, uso de barreras físicas (Bolsa de protección del racimo) y lavado de fruta con esponja o lavado a presión. **En el uso de enemigos naturales** se realiza con la conservación de enemigos naturales que mantienen el equilibrio de la plaga y el cultivo. **En el control químico** se encuentra el uso de bolsa tratada con chlorpyrifos, uso de corbatas tratadas con clorpyrifos, aplicación al suelo con insecticidas-nematicidas, aplicaciones de detergentes a las hojas y pseudotallos, **En el uso de atrayentes** (trampas).

1. INTRODUCCION

Guatemala es un país que su economía depende básicamente de la actividad agrícola generada principalmente por el cultivo de productos como: Café (*Coffea* sp.), Caña de azúcar (*Saccharum* sp.) y el Banano (*Musa* sp.) entre los más importantes en el ingreso de divisas. En lo que respecta al banano es importante mencionar que desde el año 1991 su cultivo se ha extendido a lo largo de la Costa Sur del país, desde el Departamento de Escuintla hasta la frontera con México, llegando en la actualidad aproximadamente a unas 15,000 hectáreas de cultivo, incluyendo el área del Norte en el Departamento de Izabal en donde se tiene el conocimiento del establecimiento del cultivo de banano desde el año 1935. La actividad agrícola de producción de banano es y ha sido durante todo este tiempo una gran fuente de trabajo. La producción anual de banano en nuestro país es aproximadamente de 790,000 toneladas.

En la Industria de banano los insectos plaga han afectado al cultivo del banano desde su establecimiento, no obstante, no han sido tan estudiados como los patógenos de enfermedades fungósas, bacteriales y los nemátodos. Las experiencias acumuladas a lo largo de los años han permitido visualizar que el manejo integrado de plagas es la mejor opción para la reducción del daño económico en el cultivo de banano.

En el pasado las pérdidas provocadas en las plantaciones de banano por especies de plagas eran mínimas, ya que las mismas eran controladas por los parasitoides y depredadores nativos. En la década de los años cincuenta, iniciaron los problemas con insectos defoliadores como: *Anticloris*, *Caligo*, *Opsiphanes*, *Acharia* (=Sibine) y *Oiketicus*. El daño ocasionado por estos lepidópteros en el cultivo puede alcanzar hasta un 40-50% de defoliación, con la consecuente reducción en el peso y calidad de la fruta. En el caso del picudo negro barrenador del corno (*Cosmopolitas sordidus*) se han encontrado hasta un 10% de volcamiento de las plantas, si no se realizan medidas de manejo.

Actualmente los insectos causan pérdidas en el cultivo de banano, por lo que se hacen esfuerzos continuos para el manejo integrado de plagas (MIP), bajo este concepto se busca reducir las poblaciones de organismos a nivel que no causen pérdidas económicamente importantes, minimizando los efectos del uso de los productos protectores de los cultivos sobre el ambiente y la salud de los trabajadores bananeros.

El presente documento se describen las principales plagas insectiles, que atacan el cultivo de banano en Guatemala Norte. Para cada caso se presenta su tipo de daño, una descripción biológica y su comportamiento. Así mismo, se mencionan los sistemas de muestreos y las mejores opciones de manejo para la reducción del daño o control de sus poblaciones. Se da énfasis en el control biológico y/o alternativas al control químico, con la finalidad de obtener un producto de calidad, con el menor impacto para el ambiente y a la salud humana. El documento incluye dibujos o ilustraciones del daño o de la morfología de la plaga.

Las principales plagas que impactan económicamente pérdidas en productividad y reduciendo la calidad de la materia prima, siendo estas: Ceramidea (*Antichloris Viridis*), Trips de los géneros principales *Chaetanaphorthrips* y *Frankliniella*, dentro de los defoliadores se encuentran *Opsiphanes*, *Caligo* y *Acharia*; Escarabajo o (*Colaspis* sp.); mosca guarera (*Remetia illuscens*); abeja conga (*Trigona* sp.); gusano canasta, cesto o de bolsa (*Oiketecus kirbyi*); mucielagos, picudo del banano con tres especie principales (*Cosmopolitas sordidus*), (*Metamasius hemipterus*) y (*Politos* sp.); insectos responsables de la fumagina se encuentran la cochinilla de la Familia Pseudococcidae, los áfidos de la Familia Aphididae y las escamas de la Familia Diaspididae; también se encuentran los acararos del género *Tetranychus* y *Oligonychus* respectivamente.

2. OBJETIVOS

- 2.1 Determinar las principales plagas, que ocasionan daño en el cultivo desde 1995 al 2002.
- 2.2 Describir las principales plagas de las diferentes partes del cultivo.
- 2.3 Efecto económico en el quinquenio.

3. DESCRIPCIÓN DE LAS PRINCIPALES PLAGAS DEL BANANO

Se realizará la descripción de cada una de las 12 plagas encontradas más importantes en el cultivo en la zona de Puerto Barrios, Izabal.

3.1. CERAMIDEA

3.1.1 INTRODUCCIÓN

La plaga conocida como ceramidia o gusano peludo, cuya especie principal es actualmente *Antichloris viridis* Druce (antes *Ceramidia butleri* Möschler, de donde viene su nombre común), pertenece a la familia Ctenuchidae del orden Lepidoptera. El adulto es una mariposa de hábitos diurnos (Figura 1a), que se puede reconocer por sus alas anteriores azuladas y posteriores con manchas blancas, siendo más evidentes estas manchas en la parte anterior de las alas del macho. Su envergadura oscila entre 30 y 40 mm, generalmente la hembra es más grande. Como varios de los insectos pertenecientes a esta especie, el tórax y abdomen presentan destellos fluorescentes. Las antenas pectinadas son características de esta familia. Los adultos suelen ser muy activos durante el día, sobre todo en días soleados. Las hembras, que viven sólo 3 ó 4 días, depositan los huevos individualmente o en grupos de 2 a 4 en el envés de hojas jóvenes completamente abiertas. Sus huevecillos son de color verde, subglobosos y estriados, de menos de 1 mm de diámetro, adquiriendo un color crema a medida que están próximos a eclosionar. La larva emerge 5 a 6 días después de la oviposición, y si no es molestada, se alimenta del corión; después pasa por 7 instares, seis de ellos alimentándose en la hoja del banano. Después de cada muda consume parte o toda la exuvia antes de comenzar a alimentarse nuevamente de las hojas. Comúnmente son de color crema (Figura 1b), aunque éste puede variar, la cabeza es oscura y llegan a medir 35 mm. Su cuerpo está cubierto de pelos de color blanco amarillento, de textura sedosa y no urticantes. Dependiendo de las condiciones, el estado larval puede durar entre 20 y 30 días. El último ínstar prácticamente no se alimenta y solamente busca un sitio en donde se prepara para empupar. La pupa está cubierta por un delgado capullo hecho con los pelos de la larva, puede durar de 8 a 10 días y normalmente se encuentra debajo de las hojas en las que se

ha alimentado, en el pseudotallo o en hojas inferiores, junto a la nervadura central. Cuando hay altas infestaciones se puede localizar incluso en el racimo. El daño principal (Figura 1c) consiste inicialmente en raspaduras en la hoja sin romperla, pero a medida que la larva crece, puede perforarla completamente.

Esto ocurre cuando el insecto llega a tamaño de larva mediana (10 mm de longitud). El daño está orientado de forma perpendicular a la nervadura central y hacia el borde de la hoja, e inicialmente es de forma oval. Se menciona que una oruga puede consumir hasta 85 cm², y aunque esto no es mucho, puede llegar a ser muy importante si la población de larvas es muy grande, sobrepasando el 10% del daño e incluso causar pérdida de la hoja por aceleración de senescencia o ser más proclive a daño mecánico. En altas poblaciones, las larvas pueden causar daño a la fruta (scarring) y producir maduración precoz por defoliación. Se ha encontrado que los adultos pueden ser atraídos por flores de plantas como *Ageratum conizoides* L., *Heliotropium indicum* L., *Sarcostema glaucum* H.B.K. y *Terminalia catapa* L. Entre sus controladores naturales bióticos se conocen varios parasitoides, tales como: *Xenofens* y *Trichogramma minutum* (F. Trichogrammatidae) como controladores de huevecillos; de larvas, principalmente los géneros *Meteorus*, *Apanteles* y *Cotesia* (F. Braconidae), *Casitaria* (F. Ichneumonidae), *Lespesia* (F. Tachinidae) y *Stenomesus ceramidae* y *Elachertus* (F. Eulophidae), *Antichoris* (F. Syrphidae). En pupas, *Brachymeria* spp y *Carinodes* sp. (F. Chalcididae) y *Achaetoneura aletia* (F. Tachinidae). Dentro de los depredadores existen principalmente, chinches (hemípteros) hormigas y lagartijas. También hongos como *Paecilomyces*.



FIGURA 1. (a) Adulto, (b) larva y (c) daño foliar de Antichloris

3.1.1.1 OBJETIVO

Establecer un procedimiento para el manejo integrado de Ceramidia (Antichloris viridis).

3.1.1.2 HERRAMIENTAS, EQUIPO Y MATERIALES

- ☐ Trampas: recipientes plásticos, Goal (i.a. oxyfluorfen)
- ☐ Formatos de recolección de datos
- ☐ Cuchillo deshojador
- ☐ Lupa
- ☐ Bacillus thuringiensis

3.1.1.3 RECURSOS HUMANOS

- ☐ Plagueros o muestreadores

3.1.1.4 PROCEDIMIENTO

3.1.1.4.1 Muestreo de adultos

Se realiza utilizando trampas, que consisten en recipientes plásticos (se recomienda usar los recipientes de aceite para motor de vehículos) a los que se les construyen dos ventanas laterales,

dejando adheridas las porciones de plástico a manera de ala (Figura 2). Esto permite que la trampa no se llene de agua cuando llueve, pero posibilita la entrada del insecto. La trampa posee dos ganchos de alambre para colgarla de los arcos del cable vía con el hilo utilizado para apuntalar las plantas. El atrayente usado es una mezcla en agua de 250 a 300 ml conteniendo el herbicida Goal (i.a. oxifluorfen) 1% volumen de producto comercial. Esta mezcla puede atraer una buena cantidad de hembras antes de que depositen los huevos. De esta forma se reduce la población futura de la plaga y el daño foliar que pueda causar. Es importante que la mezcla se prepare el mismo día en que será utilizada, para aprovechar mejor la actividad atrayente de la misma.

El trampeo de adultos es obligatorio comenzar en las épocas identificadas en cada división de acuerdo al historial de aparición de la plaga. Se colocará una trampa para monitoreo cada 20 hectáreas bajo condiciones de baja presión de población y cada 10 ha en aquellos lugares en que normalmente la presión de población sea alta o que los muestreos iniciales indiquen en promedio 2 a 4 adultos capturados en 24 horas. El atrayente (Goal) para la ceramidia se reemplazará dos veces por semana. Cuando existan bajas poblaciones, se podrá reemplazar semanalmente. En el caso de lluvias, se hará dos veces por semana. En trampas activadas dos veces por semana, las ceramidias atrapadas serán contadas y eliminadas cada vez que se reemplace el atrayente. En los lugares de reemplazo semanal, hacer siempre recuentos a las 48 horas. Si el número de insectos es mayor de dos, se deben activar las trampas dos veces por semana. Cada finca debe elaborar una gráfica de monitoreo de poblaciones para detectar zonas con mayores problemas.

3.1.1.4.2 Control de adultos con trampas

En aquellas fincas o áreas de finca que presenten promedios de cinco o más ceramidias/trampa de monitoreo/día en cualquier lectura realizada, se procederá a un trampeo de control. El mismo consiste en aumentar el número de trampas a una por hectárea, las cuales serán revisadas (esto implica hacer conteo de insectos) y reactivadas cada dos días o tres veces

por semana. Cuando el número de insectos capturados disminuya nuevamente a menos de 5 ceramidas/trampa en 24 horas en dos recuentos sucesivos, se volverá al trapeo de monitoreo. Las trampas pueden dejarse colocadas en los arcos aunque no se activen, de esa manera en el siguiente período de trapeo no se debe invertir tiempo en colocación de las mismas. En aquellos casos en los que a pesar de que la captura de adultos sea baja, se observen pupas, se deberá continuar con una trampa/ha; esto debido a que si se espera a que los adultos emerjan para reactivar las trampas de control, se habrá perdido tiempo y posiblemente las hembras ya han ovipositado antes de su captura.



FIGURA 2. Trampa para monitoreo y control de adultos de ceramidia.

Siempre que se cambie el atrayente de las trampas, el líquido desechado deberá aplicarse en el suelo bajo supervisión, dentro de áreas previamente seleccionadas en el bananal, utilizando una bomba aspersora. Deberá agregarse una cantidad similar de agua (dilución de la mezcla al 50%). Para evitar obstrucción de las boquillas con los residuos sólidos, tendrá que filtrarse utilizando un paño o una media.

3.1.1.4.3 Monitoreo foliar de larvas

En el caso en que las poblaciones de adultos según muestreo se mantengan a niveles superiores a 5 mariposas/Ha/día después de tres lecturas consecutivas, se debe implementar inmediatamente el monitoreo de larvas (aproximadamente 8 a 10 días después del primer resultado de alta población de adultos). Igualmente debe hacerse si el número de adultos en cualquier lectura es mayor que 8. Este muestreo de larvas deberá continuarse semanalmente dos veces más. Si los recuentos de adultos continúan altos, se deberá seguir con las evaluaciones semanales de larvas.

3.1.1.4.4 Evaluación de larvas en la hoja

Se selecciona una planta recién parida por Ha (con bellota, chira o bacota presente). Se corta la cuarta hoja contando de abajo hacia arriba. Se cuentan las larvas y huevos. Las larvas se clasifican por tamaño en pequeñas (menos de 10 mm), medianas (entre 10 y 20 mm) y grandes (más de 20 mm). Se registra el número de larvas sanas y el de pupas en las hojas y en el pseudotallo (vainas). Los huevos parasitados presentan un punto o coloración negra; las larvas parasitadas presentan una coloración más oscura generalizada y en muchos casos se les observan puntos oscuros o pequeñas larvas sobre ellas o bajo la piel. También pueden verse un poco deformes cuando son atacadas por hongos. Las pupas sanas son de color pardo rojizo con brillo, mientras que si se encuentran parasitadas son más oscuras y opacas y pueden verse perforadas por los parasitoides.

3.1.1.4.5 Recomendación de control con *Bacillus thuringiensis*

El criterio para aplicación será determinado de acuerdo con las siguientes condiciones:

- Si las poblaciones de larvas sanas por hoja son superiores a 20 y más del 50% son pequeñas y medianas. Además, si el porcentaje de parasitoidismo en larvas susceptibles al control

microbiológico sea menor del 20%. En situaciones en las que ha ocurrido daño de generaciones anteriores de más de 5%, el umbral para tomar la decisión de control disminuye a 10 larvas sanas/hoja. Este mismo nivel se aplica en aquellas condiciones de ataque de Sigatoka, cuando se alcanza un grado 3 (entre 6 y 15% de área foliar afectada).

- Si existe un acumulado de larvas mayor de 30 en muestreos sucesivos.
- Si existe un nivel de daño foliar de 10% (Figura 3).

El umbral de 20 larvas/hoja es para aquellas áreas con 12 o más hojas a la parición. Por cada hoja menos, el umbral se reduce en dos larvas/hoja. Por ejemplo, con 11 hojas a parición el umbral será de 18 larvas/hoja. Si al comenzar los muestreos se encuentran en su gran mayoría larvas pequeñas, lo conveniente es que la aplicación se haga cuando alcancen el tamaño mediano (aproximadamente 10 días después de la eclosión), ya que se puede lograr mayor mortalidad. Deberá tomarse en cuenta que durante esta etapa de desarrollo las larvas tienen el mayor potencial de causar daño, por lo que es importante el seguimiento continuo para evitar pérdidas. Se usarán las siguientes dosis: Dipel 6.4 WP (*Bacillus thuringiensis* var. kurstaki) 0.250 Kg./ha en el volumen de aplicación para Sigatoka o hasta 23 L/ha si se aplica solo. Este producto contiene 32.000 UIP por miligramo de producto comercial. Si la infestación es alta se puede aumentar la dosis a 0.500 Kg de producto comercial por Ha. Otra formulación usada es Dipel 3.5 SL (16.000 UIP/mg) y se aplican 0.500 L por Ha bajo condiciones normales de infestación. Si se usan otras formulaciones o productos aprobados, seguir las indicaciones de la etiqueta. Es importante que el pH del agua de mezcla se encuentre entre 5 y 6, para asegurar la sobrevivencia de la bacteria, pues en condiciones alcalinas pierde su potencial de toxicidad.

Para verificar la eficacia del producto, se muestrea el 10% de las áreas aplicadas antes y 7 días después de la aplicación.

3.1.1.4.6 Otras recomendaciones

- La eliminación de las hojas viejas adheridas al pseudotallo (desburille, sibaque, desconche o desguasque) es recomendable para exponer larvas y pupas a depredadores. Esta práctica se implementará cuando se encuentren pupas no parasitadas y larvas prontas a empupar entre las vainas viejas y el pseudotallo en las matas seleccionadas para el muestreo foliar. En este caso se hará un desburille más fuerte o severo que el que se hacenormalmente al momento de la deshija.
- Es recomendable la rotación de las variedades de Bacillus thuringiensis (por ejemplo, Var. Kurstaki –Dipel- y Var. Aisawai –Xentari-), en aquellos lugares en los que se hacen aplicaciones continuas, para evitar posible resistencia. Por esta misma razón deberá evitarse situaciones que obliguen a utilizar dosis altas.
- Estar alertas después de aplicaciones de nematicida, que puede ser otro factor que contribuya al desarrollo de plagas en ciertos casos y áreas específicas.
- Cuando los ataques sean localizados en cables o áreas pequeñas, se puede hacer la aplicación terrestre de Bacillus thuringiensis con bomba de motor o estacionaria, a las dosis recomendadas. Las ventajas de esta práctica es que el insumo se aplica directamente en el lugar de alimentación de las larvas (envés de las hojas), por lo que su eficacia es mayor y además el costo de una aplicación aérea para estas áreas es muy alto o la labor es impráctica.
- Es aconsejable también el establecimiento y manejo de coberturas, que pueden servir como sitios de refugio y alimentación de enemigos naturales.

3.1.1.4.7 Comentarios generales

- El efecto del *Bacillus* es mayor en estadios juveniles, ya que el producto actúa por ingestión y las larvas pequeñas son las que se alimentan más activamente. En algunos casos toma aproximadamente 7 días antes de observar muerte significativa de larvas, sin embargo, la alimentación de las mismas disminuye en las primeras horas y su muerte puede ocurrir entre 36 y 48 horas después de la aplicación.
- Estos monitoreos serán realizados por el departamento de Servicios Técnicos o el de Sigatoka.
- Con base en el conocimiento del historial de la plaga y su fluctuación poblacional, se deberá establecer un calendario de eventos en las fincas o zonas normalmente atacadas por la plaga, para adelantarse a posibles problemas. Esto permitirá también determinar épocas en las que no haya necesidad de hacer monitoreos o disminuir el número de trampas, manejando más racionalmente el costo de estas actividades.



FIGURA 3. Esquema de 10% de defoliación en hoja 4 causado por *Ceramidia* en hoja de Banano var. Valery.

3.2. MANEJO INTEGRADO DE THRIPS

3.2.1 INTRODUCCIÓN

Los thrips (o trips) que atacan al banano en la región pertenecen a la familia Thripidae, suborden Terebrantia y orden Thysanoptera. Son insectos pequeños, no mayores de 1.7 mm, que se caracterizan porque las alas, cuando están presentes, tienen unos largos filamentos o pelos en sus márgenes. Su aparato bucal es raspador-lamedor. Son insectos también gregarios que establecen grandes colonias. Dentro del cultivo, existen dos géneros importantes que dañan la fruta: *Chaetanaphothrips* y *Frankliniella*. El primer género incluye dos especies importantes: *C. Orchidii* Moulton y *C. signipennis* Bangall (antes identificado como *Anaphothrips signipennis* o *Scirtothrips signipennis*), causantes del daño conocido como mancha roja, y precisamente se les conoce como thrips de la mancha roja o thrips raspador rojo (Red rust thrips en inglés). Fue una de las plagas más importantes en el pasado, sobre todo en la década de los cuarenta. Los adultos son de color crema a pardo dorado y en las alas presentan franjas negras transversales (ver esquema abajo). Poseen dimorfismo sexual: la hembra es más grande que el macho. Pone sus huevos en partes protegidas de la planta, los cuales eclosionan entre una y dos semanas. Las ninfas son amarillentas, se alimentan de la savia de partes tiernas y frutos muy jóvenes, son activas, correspondiendo a dos estadios, a veces llamados larvas cuya duración es de 9 a 13 días. El tercero es llamado prepupa, que permanece inmóvil y el cuarto es llamado pupa, también inmóvil y evidencia externamente las alas. Este último normalmente cae al suelo, encontrándose en un radio de 60 cm. de la planta y hasta unos 7.5 cm. de profundidad. Después de 7 a 12 días se transforma en adulto, el cual mide entre 1.4 y 1.7 mm, y puede vivir entre 50 y 55 días. *C. orchidii* se reproduce partenogénicamente, la otra especie lo hace por la vía sexual. El daño es más evidente en la fruta, aunque en el caso de *C. signipennis*, por alimentarse también en pseudotallos de hijos de 1 a 1.5 m de altura, provocan en ellos unas vetas rojizas u oscuras (Figura 4a). La fruta es colonizada a los 10 días de su parición y en ella se observan pequeñas manchas de apariencia acuosa, de color rojo claro de forma ovalada, que se van oscureciendo hasta convertirse en las manchas rojizas típicas (Figura 4b) y en casos severos, causan formación

de grietas en la piel o cáscara. Inicialmente el daño es más evidente en los primeros dos manos, y casi siempre en el punto de contacto de los dedos, por lo que se afirma que se requiere contacto entre ellos para que el insecto pueda alimentarse. Por ello es que el daño no se manifiesta sino hasta que los dedos están paralelos al suelo, más o menos a las dos semanas de la salida de la inflorescencia, en donde el insecto se encuentra protegido. Esta ubicación del síntoma en el banano la diferencia de la mancha de madurez, que puede encontrarse en la longitud completa del dedo y no en las áreas donde se juntan los bananos. Tiene capacidad de afectar a otros cultivos, principalmente de aráceas y musáceas, y entre los hospedantes alternos que pueden estar asociados al cultivo están *Xanthosoma*, *Phyllodendrum*, *Musa* y *Heliconia*.

Existen algunos enemigos naturales, depredadores como *Cardiocondyla* (F. Formicidae), y arañas como *Corythalia* (F. Salticidae).

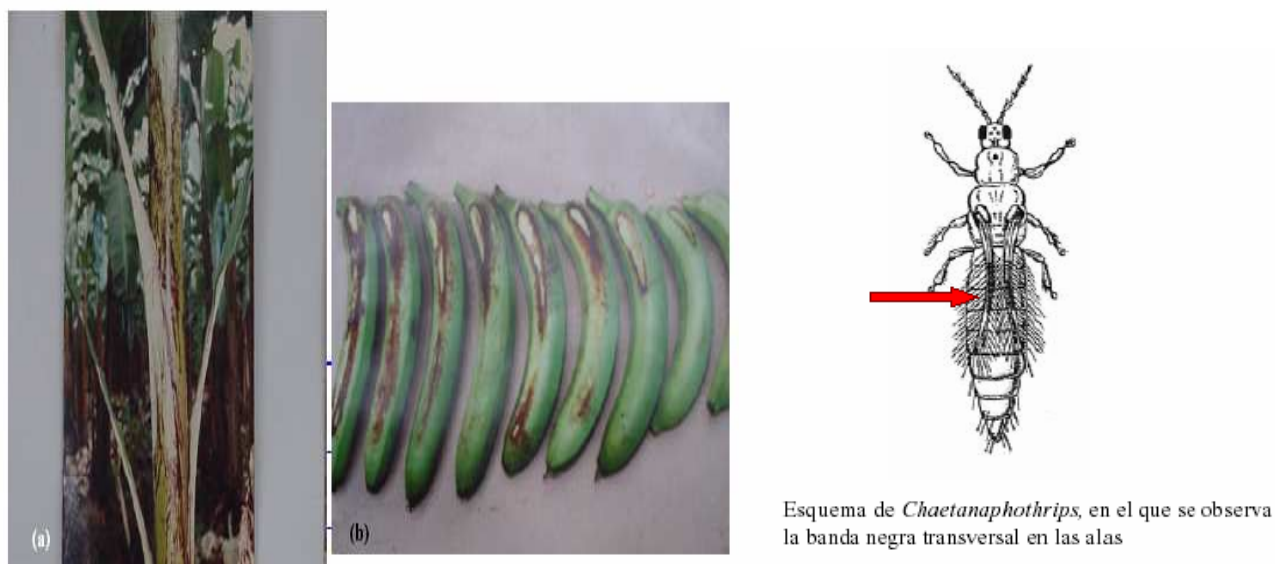


FIGURA 4. a. Manchas en pseudotallo de hijo causado por thrips de la mancha roja. b. Daño típico en fruta. c. Adulto de thrips.

Dentro del género *Frankliniella*, quizás la especie más importante es *F. parvula* Hood, comúnmente llamado thrips de la flor, porque puede llegar a la inflorescencia incluso antes que

ésta salga por el boquete floral. A diferencia de los thrips de la mancha roja, la hembra adulta es de color negro, los machos de color castaño oscuro (canela) y las ninfas son amarillentas. *Frankliniella* se diferencia de los otros por carecer de manchas negras alares (Figura 5 a). La hembra adulta mide unos 2 mm, deposita sus huevos en la epidermis de flores jóvenes, en dedos y a veces en brácteas y pinzote, causando una punción cuyas cicatrices pueden observarse en los dedos como puntos en forma de pústulas, y que se sienten al tacto (cicatriz prominente o áspera, (Figura 5b y c), eclosionan a los 3 a 5 días. Las ninfas de color amarillento, se pueden encontrar en las flores, pasando en éstas dos instares que duran entre 5 y 7 días. Al último instar se le denomina pupa, que normalmente se dirige al suelo, aunque se ha encontrado en brácteas; luego pasa inmóvil, transformándose en adulto a los 2 o 3 días, para finalmente volar hacia la inflorescencia. Se localiza en flores masculinas, femeninas y en los extremos de los frutos tiernos. Adultos y ninfas pueden ser observados en los pequeños dedos y flores dentro de la bellota, en donde se alimentan. El daño (Figura 5b) consiste en la formación de cicatrices de textura rugosa en forma de pústulas, causadas por la oviposición de las hembras, con diámetro menor de 1 mm y sin halo, que a veces pueden ser de importancia cuando la mayoría de la superficie de los dedos se encuentra afectada, aunque no daña más que parte de la epidermis de la fruta. En la evaluación de perfil de racimo ese daño se incluye dentro de speckling de fruto causado por agentes bióticos (SF natural).

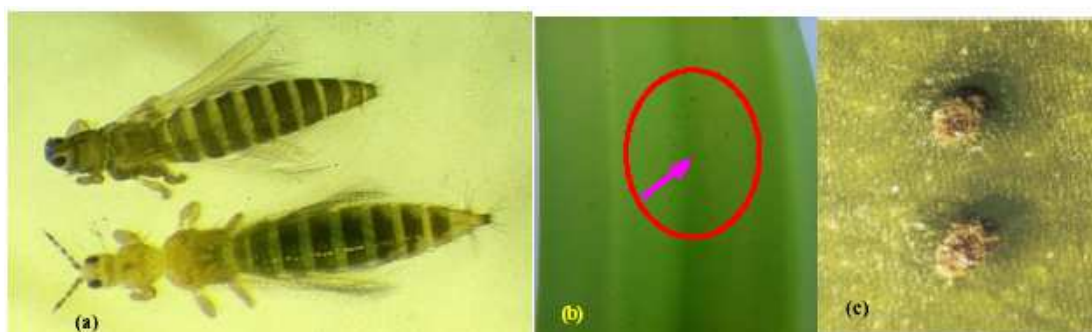


FIGURA 5. a. *Frankliniella parvula*, carece de la banda negra transversal en las alas; b. cicatrices o pústulas (speckling) en dedos (los puntos negros en el círculo); c. Vista aumentada de pústulas en epidermis de fruta.

3.2.1.1 OBJETIVO

Establecer un procedimiento para el manejo integrado de thrips causantes de la mancha roja (*Chaetanaphothrips*) y de la flor (*Frankliniella parvula*), para evitar o disminuir daño en la fruta.

3.2.1.2 MATERIALES

- Escalera
- Lupa
- Bolsa o funda tratada con chlorpirifos
- Formulario de evaluación

3.2.1.3 RECURSOS HUMANOS

- Muestreadores o plagueros.

3.2.1.4 PROCEDIMIENTO

3.2.1.4.1 Monitoreo de poblaciones

En el caso de *Chaetanaphothrips*, al observar los síntomas en la fruta, se deberá comenzar con el muestreo. Se revisan dos plantas a cada lado o tapa del cable en cada una de las torres, observando la presencia de insectos, daño en la fruta o marcas en los hijos entre 0.9 y 1.5 m de altura. En estos últimos se revisa el margen de la vaina de la primera o segunda hoja próxima al pseudotallo. La presencia de uno de estos insectos es suficiente para comenzar con el control.

Para *Frankliniella*, el umbral de acción se establece cuando se informe en la planta empacadora de rechazo de fruta debido al daño de este insecto.

3.2.1.4.2 Control del insecto

3.2.1.4.2.1 Embolse con funda impregnada con insecticida

Cuando se observe presencia de cualquiera de thrips de la mancha roja, deberá realizarse el embolse normal con la bolsa o funda impregnada con chlorpirifos; esto porque en esta etapa fenológica (segunda semana) es más vulnerable el insecto y por lo tanto, el tratamiento es más eficaz.

En el caso de thrips de la flor (*Frankliniella*) es más conveniente el embolse prematuro, pues el insecto penetra tempranamente y comienza a ovipositar en las primeras manos. Esto ayudará a disminuir el daño.

6.2.1.4.2.2 Uso de banda de polietileno tratada con insecticida

Para disminuir daño por thrips de la mancha roja, 15 días después del embolse deberá colocarse en la parte inferior del pinzote una banda de polietileno, que puede estar formada por una porción correspondiente a la cuarta parte de una bolsa tratada (lo que se conoce como moñita en Bocas). Se levanta la bolsa que está protegiendo el racimo y se amarra la banda en la parte superior al dedo espuela, debajo de la mano apical o última mano. Esta banda, moñita o lazo no deberá tocar la fruta. Finalmente, se deberá bajar la bolsa para que cubra totalmente el racimo, incluyendo la banda tratada. De no ser así, los gases del insecticida se perderán. Se utiliza este material en vez de la corbata, por la necesidad de mayor cantidad de ingrediente activo para eliminar a los thrips. Este es un material adicional a la bolsa tratada.

3.2.1.4.2.3 Otras prácticas necesarias

Se deberán eliminar malezas hospedantes, principalmente aráceas (*Xanthosoma* sp. *Colocasia* sp.) y otras musáceas (*Heliconia*).

3.3 MANEJO INTEGRADO DE DEFOLIADORES (Opsiphanes, Caligo y Acharia)

3.3.1 INTRODUCCIÓN

Dentro de los insectos defoliadores que atacan al banano, se encuentran algunos gusanos o larvas que pueden agruparse por la naturaleza de su daño. Excluyendo a ceramidia, los géneros más importantes son Opsiphanes, Caligo y Acharia.

Opsiphanes (Figura 6), pertenece a la familia Brassolidae, del suborden Frenata del orden Lepidoptera. El insecto adulto es una mariposa de 65 a 83 mm de envergadura alar que tiene como hábito volar en gran número por las plantaciones de banano o plátano, en horas de la mañana 6 a 7 a.m. y tarde entre las 5 y 7 p.m., períodos durante los cuales se aparean. En el día pueden permanecer escondidas entre las hojas secas. Son mariposas de tamaño mediano y grande, dorsalmente de color oscuro con puntos blancos y un arco color ocre en la parte superior del ala, presenta ocelos en las alas posteriores, lo que se asemeja al ojo de un ave. Para el fácil reconocimiento de los sexos, los ojos compuestos de las hembras exhiben una tonalidad verdosa con rayas formadas por la refracción de la luz, en cambio los machos los presentan de color café uniforme. También éstos se distinguen por la presencia de escamas sexuales o androconia. Las mariposas se pueden observar en grupos, evitando lugares muy soleados dentro de la plantación. Las hembras ovipositan los huevos la mayoría de veces de forma individual, preferentemente en vainas y hojas secas colgantes, aunque también pueden hacerlo en las hojas verdes, pero con menor frecuencia. Son redondos, con estrías y aproximadamente a los 6 días eclosionan y emergen las larvas que son las que van a alimentarse de las hojas. Éstas son de color verde, presentan pelos sedosos en todo el cuerpo; de cabeza prominente con procesos cuticulares como cuernos y poderosas mandíbulas aptas para cortar fibras vegetales duras, presentan dos largos

apéndices o procesos caudales. Durante el día se les encuentra en el envés de las hojas, colocadas a lo largo del raquis o nervadura central. Su mayor actividad de alimentación se realiza durante las horas frescas, temprano en la mañana, últimas horas de la tarde y en la noche. Cuando se movilizan en la hoja, dejan un camino de seda a su paso. Viven en forma solitaria, aunque pueden encontrarse muchas en altas infestaciones. Bajo este estado permanecen aproximadamente 28-42 días. Al cumplir este lapso, la larva tiene una longitud de aproximadamente 130 mm; cesa de alimentarse, disminuye de longitud y pasa al estado de pupa en 2 días. La larva entonces se dirige a las hojas secas colgantes, pseudotallo y algunas se quedan en las hojas verdes, empupa y así dura aproximadamente 7-8 días. Inicialmente la pupa es verde, tornándose café a medida que crece. Presenta a veces mimetismo, con un color de acuerdo al lugar en donde se encuentra. Puede alimentarse de varias plantas monocotiledóneas, principalmente musáceas y palmas. Como enemigos naturales de huevecillos se conocen Xenofens y Trichogramma (F. Trichogrammatidae) y Oencyrtus (F. Encyrtidae); de larvas, Apanteles opsiphanes y Cotesia (F. Braconidae), Spilochalcis fulvomaculatae (F. Chalcididae), Elasmus spp. (F. Eulophidae) y de pupas dípteros como Sarcophaga (F. Sarcophagidae) e himenópteros como Brachymeria y Spilochalcis migrifrons (F. Chalcididae).

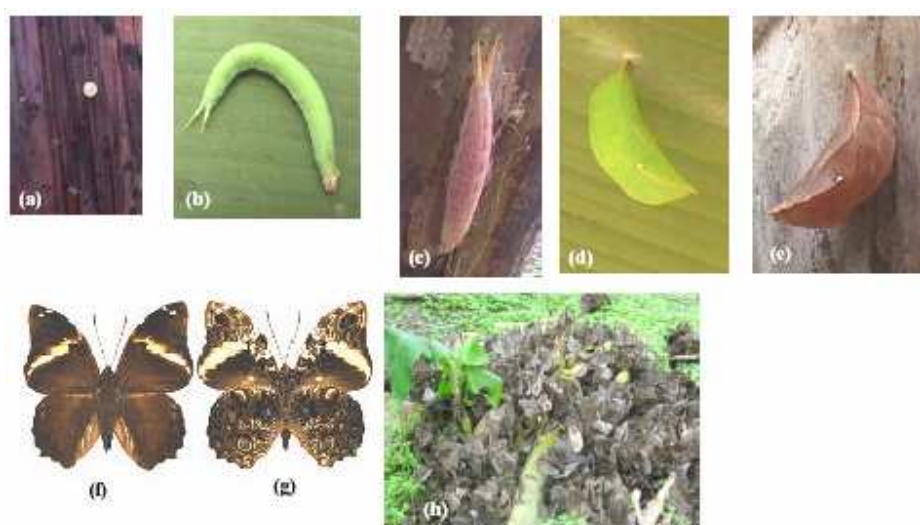


FIGURA 6. *Opsiphanes*. a. huevos, b. larva, c. prepupa, d. pupa en hoja, e. pupa en pseudotallo f. adulto vista dorsal y g. vista ventral; h. grupo de adultos alimentándose.

United Fruit Company-

Caligo. también pertenece a la misma familia, siendo la especie más conocida *C. memnon*. El adulto es una mariposa diurna, de mayor envergadura que la anterior, 14 a 16 cm., el macho un poco menor que la hembra y la relación de machos:hembras es aproximadamente 7:3. La superficie dorsal de las alas de ambos sexos se caracteriza por bandas apicales de escamas de color castaño oscuro, en cambio hacia la parte proximal presenta escamas de color castaño amarillento y hacia el margen costal (anterior) se vuelven castaño claro. En la mitad basal de éstas tienen escamas de color azul grisáceo, y son más azuladas en el macho que en la hembra. En la parte ventral tienen tres manchas semicirculares, una grande que da también la apariencia de un ojo, el resto del ala está poco coloreada, y es más notable un color castaño (Figura 7). La hembra puede poner cerca de 200 huevos, que son depositados en grupos irregulares de 3 a 20 sobre la superficie abaxial de hojas y pecíolos de matas pequeñas o en hojas basales de plantas grandes. Estos son esféricos, con estrías longitudinales y de tamaño relativamente grande, de color blanco al inicio y se tornan rosado verdosos cuando están próximos a eclosionar. Esto ocurre a los 8 a 9 días. La larva consume inmediatamente el cascarón y después comienza a comer follaje. La primera larva mide entre 7.5 y 8 mm hasta el proceso bífido anal (la doble cola). En total pasa por cinco instares, la mayoría caracterizados por procesos cuticulares en la cabeza en forma de cuernos, cuerpo de color predominantemente verde amarillento a pardo, y presencia de procesos cuticulares sobre el dorso parecidos a espinas pero suaves, además del proceso caudal bífido. Puede alcanzar 145 mm de longitud y su fase larval oscila entre 45 y 58 días. También hacen un camino de seda cuando se trasladan, que siguen para regresar al sitio de refugio durante el día, usualmente en la base del pseudotallo o entre vainas secas. A diferencia de *Opsiphanes*, son gregarias la mayor parte del tiempo. Se alimentan de noche o en horas frescas. En estadios

jóvenes se agrupan hasta 15 de ellas, y en larvas mayores, los grupos van siendo más pequeños, llegando hasta 2 ó 3 antes de empupar. El estado de pupa dura ente 11 y 14 días. Antes de la pupación la larva hace una pequeña red en el sitio, principalmente en la parte abaxial media de la hoja, aunque se puede encontrar en el pecíolo o en el pseudotallo. El adulto puede vivir hasta 45 días. Son de hábitos diurnos.

Cuando reposa prefiere lugares sombreados, pero puede volar también en espacios abiertos, alimentándose de frutos maduros, pero también puede encontrarse en estiércol fresco de animales. Como hospedantes alternos se conocen musáceas de los géneros *Musa* y *Heliconia*, y palmáceas como el coco. Entre sus enemigos naturales se encuentran las micro avispas *Xenufens* (F. Trichogrammatidae) y *Ooencyrtus submetallicus* (F. Encyrtidae) en huevecillos, y en larvas, el himenóptero *Cotesia flavipes* (F. Braconidae). También pueden ser parasitadas por dípteros de la familia *Tachinidae* como *Achaetoneura aletiae* en larvas. Se conoce también un hemíptero de la familia Pentatomidae, llamado *Alcaeorrhynchus grandis* que inyecta una toxina que momifica a las larvas (Figura 8).



FIGURA 7. *Caligo*. Mariposa vista dorsal y ventral de las alas y larvas descansando en la base de Pseudotallo.



FIGURA 8. Chinche asesina alimentándose de larva de *Caligo* y larvas momificadas.

El gusano monturita o albardilla, *Acharia* spp, conocido antes como *Sibine* pertenece a otra familia, Limacodidae, cuyas larvas poseen espinas o pelos urticantes que producen quemaduras en la piel si se entra en contacto directo con ellos. La mariposa (Foto 4) es de actividad nocturna. La hembra tiene una longitud entre 38 y 42 mm y el macho es más pequeño: 25 a 30 mm. El ala es castaña en su parte dorsal, con alas anteriores más oscuras que las traseras y poseen una o dos pequeñas manchas amarillas. La región ventral de las alas es de color café claro. Los huevos son de color amarillento, y los depositan por la noche en hojas de plantas jóvenes y maduras, en masas de 7 a 15, formando una mancha amarilla anaranjada de 2 a 7 mm. Puede poner hasta 325 huevos, los cuales tardan alrededor de 7 días para eclosionar. Las larvas en un inicio son gregarias y consumen el corión o cascarón, luego van dispersándose en la hoja si son molestadas. En general son de color verde claro a verde amarillento, con una mancha que da el aspecto de montura, de donde viene su nombre vulgar (Figura 9). Además presenta varios procesos cuticulares en forma de apéndices o cuernos con muchos pelos y espinas urticantes. Pasa por nueve estadios y dura entre 42 y 54 días, permaneciendo activas en su alimentación durante los primeros 7 u 8 días. Para empupar, la larva se dirige hacia el pseudotallo, normalmente en la superficie externa de peciolo secos. La pupa está protegida en un cocón de seda de color café y

pasa en esta etapa entre 31 y 36 días. El daño principal consiste en la defoliación producto de la alimentación de larvas principalmente en grupos. En algunas condiciones puede atacar la fruta. Este insecto también puede encontrarse en plantas del género *Heliconia* y algunas palmas. Entre sus enemigos naturales se encuentran microhimenópteros como *Apanteles* y *Rogas* (F. Braconidae), *Casinaria* y *Baryceros* (F. Ichneumonidae), y dípteros como *Achaetoneura*, *Palpexorista* y *Lespesia* (F. Tachinidae) y *Sarcodexia sternodontis* (F. Sarcophagidae). También hongos como *Beauveria tenella*, bacterias como *Streptococcus faecalis*, *Serratia* spp y *Bacillus thuringiensis*.

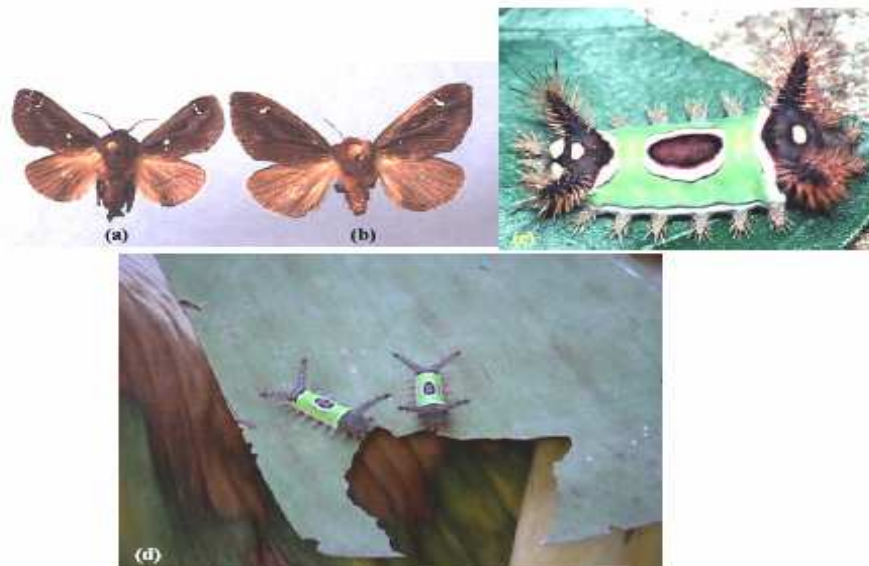


FIGURA 9. *Acharia* sp. A. adulto macho, b. hembra, c. larva que muestra la forma y mancha de una montura, d. larvas alimentándose.

Existen otros defoliadores, tales como *Phobetron* (F. Limacodidae), conocido en algunos lugares como gusano pulpo, de felpa o peludo (Figura 10), cuyas características de poseer pelos urticantes y de daño son parecidas a las de *Acharia*, con la diferencia que aquél no es gregario. En general no es muy importante en banano, pero pueden haber brotes y su manejo es parecido al que causan los otros defoliadores mencionados.



FIGURA 10. Larva de Phobetron.

En general, el daño de estos defoliadores (Figura 11) consiste en mordeduras no uniformes en el follaje, diferente del de ceramidia porque no siguen una dirección paralela a la venación y de Oiketicus (gusano de canasto o de bolsa) porque no son agujeros semicirculares.



FIGURA 11. Daño de defoliadores. En blanco y negro a la derecha: ataque severo por Caligo en Armuelles en 1969.

3.3.1.1 OBJETIVO

El manejo integrado de los defoliadores *Opsihanes*, *Caligo* y *Acharia*, para evitar pérdidas económicas por su daño.

3.3.1.2 HERRAMIENTAS, EQUIPO Y MATERIALES

☐ Bolsas de polietileno para embolsar no tratada

- ☐ Dipterex 95 PS
- ☐ *Bacillus thuringiensis*
- ☐ Lupa con aumento mínimo 10x
- ☐ Guantes
- ☐ Bomba aspersora motorizada
- ☐ Escalera
- ☐ Bolsa plástica sin perforaciones (tamaño por definir)
- ☐ Mecate, cabuya, hilo, piola, pita o nylon
- ☐ Melaza
- ☐ Levadura
- ☐ Agua
- ☐ Balde
- ☐ Separador
- ☐ Machetilla
- ☐ Frascos dosificadores de 125 cc de capacidad

3.3.1.3 RECURSOS HUMANOS

- ☐ Plagueros o muestreadores

3.3.1.4 PROCEDIMIENTO

3.3.1.4.1 Trampa para adultos de *Opsiphanes*

Es mejor el trapeo y control de adultos que el de insectos jóvenes, tomando en consideración los focos de insectos (grupos). Existen varios tipos de trampas. Una de ellas consiste en una bolsa de polietileno para embolsar, sin insecticida impregnado, que se amarra en su parte superior y se cuelga manteniéndose en forma circular transversalmente con su borde inferior a unos 5 cm de la

superficie del suelo (Figura 12a). Sobre el suelo se coloca banano maduro, con el propósito de que los insectos sean atraídos por éste e ingresen en la trampa que se encuentra inmediatamente sobre el banano maduro. Una vez las mariposas dentro de la bolsa, por su comportamiento se dirigen hacia arriba y por lo tanto no se escapan. Después pueden ser eliminadas manualmente. Estas trampas tienen que cambiarse cada 5 días. Una de las desventajas de esta trampa es su mantenimiento, sobre todo cuando hay mucho viento, pues se desarma o se deforma y debe de estarse reparando constantemente. Otro tipo de trampa consiste en instalar entre dos matas una bolsa sin perforaciones y un atrayente, de manera que quede suspendida en el aire mediante su amarre con mecate o pitas a unos 20 cm del suelo. La bolsa se mantiene abierta utilizando como separador un pedazo de vaina de banano de 20 cm que se pone en medio de la abertura de la bolsa (Figura 12b). El atrayente para una trampa consiste en una mezcla de 83 g de melaza, 10 g de levadura y 30 cc de agua y se pone en el fondo de la bolsa suspendida con un frasco dosificador, procurando no impregnar la base y paredes de la bolsa, pues el propósito es que las mariposas buscando el atrayente, queden atrapadas en el fondo. Las trampas se reactivarán 2 veces por semana, con intervalos de 3 a 4 días. Estos períodos deberán respetarse para mantener el efecto atrayente de la mezcla, y por lo tanto, la funcionalidad de la trampa. Todos los modelos de trampas han sido desarrollados en la región de Urabá, en donde la plaga ha sido importante durante el año 2002. Las trampas que sean desechadas serán llevadas a un lugar donde se separará el plástico y las mariposas serán enterradas.



FIGURA 12. Trampas para captura de adultos de *Opsiaphanes*. A. utilizando fundas para embolsarse y b. Utilizando bolsa con mezcla atrayente.

3.3.1.4.2 Cebos con insecticida

Consiste en disponer banano concentrado en montones (no más de 50 cm de diámetro) y aplicado con el insecticida Trichlorfon 0.15% de i.a. por Kg de banano o hacer una masa de banano con dipterex a la misma concentración utilizando 250 g de cebo por trampa. Estas se ubican en el campo cada 30 m, y a unos 10 m del cable, procurando que no estén expuestas al sol. Además, se recomienda usar banano de rechazo para aumentar el número de trampas. No dejar banano expuesto en el campo sin tratamiento con el insecticida. Las trampas se deben cambiar cada dos días. Por su forma de aplicación, las trampas tienen un impacto ambiental limitado y no exponen a los trabajadores al producto, aunque su aplicación deberá hacerse tomando todas las precauciones, las cuales incluyen análisis de colinesterasa, uso de equipo de protección y aspersión con bomba manual. La colocación y reemplazo de trampas se hará por la tarde para tener al menos 12 horas de reingreso. La desventaja de estos cebos es que algunos parasitoides también pueden morir cuando los visitan para alimentarse.

3.3.1.4.3 Monitoreo y control de larvas

Se puede hacer un monitoreo de larvas y huevos para ver la posibilidad de control microbiológico de estas plagas, sobre todo cuando los niveles de daño foliar superen un 10% y cuando la mayoría de larvas posean tamaños entre pequeñas y medianas (menos de 5 cm). Para uniformizar el muestreo, se deben contar las larvas en las hojas de una planta recién parida /ha. Si el número de larvas es mayor de 3.5 por hoja, se tendrá que hacer aplicación. Los muestreos deberán efectuarse una vez por semana mientras existan poblaciones altas. En el caso de existencia de daño foliar previo, al menos 5%; el umbral de acción disminuirá a la mitad, es decir, 1.75 larvas/hoja. Si hay daño y existen larvas grandes, el umbral será de una larva por hoja. Se realizará control con *Bacillus thuringiensis* a las siguientes dosis: en aplicaciones aéreas, utilizando Dipel 6.4 WP (*Bacillus thuringiensis* var. kurstaki) 0.250 Kg/ha en el volumen de aplicación para Sigatoka o hasta un volumen de 21 L si se aplica solo. Este producto contiene 32.000 UIP por miligramo de producto comercial. Si la infestación es alta o las larvas son grandes, se aumentará la dosis a 0.500 Kg. de producto comercial por ha. Otra formulación usada es Dipel 3.5 SL (16.000 IUP/mg) y se aplican 0.500 L por ha bajo condiciones normales de infestación. Si se usan otras formulaciones, seguir indicaciones de la etiqueta. En aquellos casos en que sea necesario, llevar el pH del agua a valores entre 5 y 6, para asegurar la sobrevivencia de la bacteria, pues en condiciones alcalinas pierde su potencial de toxicidad. Utilizar un coadyuvante con efecto adherente a 0.15 % del volumen total. Se pueden hacer también aplicaciones terrestres, principalmente cuando el ataque no es generalizado, utilizando bombas motorizadas. Este método deberá aplicarse en ataques iniciales y cuando lo indique el recuento de larvas. Cuando se observen huevecillos, deberá repetirse la aplicación unos 15 días después. Para verificar la efectividad del producto, se muestrea el 10% de las áreas tratadas antes y 7 días después de la aplicación. En caso de una segunda aplicación, es recomendable la rotación de las variedades de *Bacillus thuringiensis* (Var. Kurstaki –Dipel- y Var. Aisawai –Xentari-).

3.3.1.4.4 Control de pupas

La recolección manual de pupas puede ayudar a reducir el nivel de estas plagas, sin embargo, no deben destruirse mecánicamente, sino que es necesario que se pongan en el suelo o en un lugar que esté rodeado por una malla metálica o material similar con un mesh que permita la salida de los adultos de enemigos naturales que puedan estar parasitándolas, para no afectar el control natural.

3.3.1.4.5 Otras prácticas culturales

- Desguasque, desburille o desconche; para eliminar sitios de cría y de pupación.
- Evitar la existencia de fruta madura dentro de la plantación, que son sitios de alimentación de los adultos. Si no es posible quitar la fruta, ubicarla en lugares soleados porque al insecto no le gustan estos sitios.

3.3.1.4.6 Consideraciones adicionales

- Estar alerta después de aplicaciones de nematicida que puede ser otro factor que contribuya al desarrollo de plagas en ciertos casos y áreas específicas.
- Hacer ver a los supervisores de campo sobre la importancia de la plaga y que informen inmediatamente sobre focos de infestación para hacer un control temprano y económico de los adultos. Esta labor de extensión deberá ser realizada por Servicios Técnicos.

3.4 MANEJO INTEGRADO DE (*Colaspis* sp.)

3.4.1 INTRODUCCIÓN

El escarabajo come cáscara o *Colaspis* sp. (Peel-scarring beetle en inglés), pertenece a la familia Chrysomelidae, subfamilia Eumolpinae, suborden Polyphaga y orden Coleoptera. Existen

varias especies asociadas al cultivo del banano, entre ellas, *C. gemetalla* Lefèvre, *C. blakeae* Ostmark, *C. submetallica* Jacobi, *C. hypochlora*, *C. ostmarki* Blake, siendo las más importantes estas últimas dos especies. El color de los adultos varía según la especie, pero en las más comunes usualmente es pardo oscuro (Figura 13). El macho es más pequeño, en promedio mide 5.7 mm contra 6.4 a 7.0 mm de la hembra, quien oviposita en el suelo hasta 85 huevos, en cavidades que excava de 0.5 a 1.0 cm. de profundidad. Los huevos son colocados en forma individual o en grupos de 5 a 45. Estos eclosionan a los 5 a 7 días. La fase larval continúa en el suelo durante 30 a 90 días. En este estadio se alimenta de raíces de gramíneas y de banano. La larva alcanza hasta 1 cm de tamaño, es de color blanquecina a blanco grisácea. Puede encontrarse generalmente entre 5 y 8 cm de profundidad si hay humedad en el suelo, sino profundiza hasta 25 cm. Aunque no se conoce el número de instares en esta etapa, por las observaciones en otras especies de este género se estima entre 10 y 17. La pupa es típica de los coleópteros, es de color crema y con los apéndices evidentes; también se encuentra entre 5 y 8 cm de profundidad en el suelo. El adulto emerge entre 7 a 20 días después. Se ha observado que el ciclo desde huevo a adulto puede alargarse hasta cuatro meses. Al emerger es muy activo, y vuela hacia las hojas candela, en donde hace mordeduras en el margen expuesto (Figura 13), aunque siempre permanece escondido, también se encuentra en los hijos de espada, casi nunca en los de agua. La única especie que no daña la hoja candela es *C. blakeae*, posiblemente se alimenta en los hospedantes alternos. En general, este género necesita comer de otras partes de la planta para obtener sus nutrimentos, sobre todo de los dedos tiernos. En investigaciones realizadas se ha visto que cuando se alimenta solo de hojas vive aproximadamente una semana y la hembra no oviposita, en cambio al alimentarse de brácteas, flores y dedos tiernos su sobrevivencia y capacidad reproductiva aumentan progresivamente, pudiendo vivir más de 45 días. Su mayor actividad de alimentación se registra en horas nocturnas o en condiciones nubladas, aunque su radio de acción y dispersión es muy poco, por lo que su grado de

diseminación a nuevas áreas es muy bajo y ha sido realizado más que todo por el hombre. Se cree que esto se debe a la alta disponibilidad de alimento y lugares de oviposición que ofrece la plantación y a la tendencia del insecto a mantenerse en lugares protegidos y oscuros. A veces es muy difícil encontrarlos, por su característica de esconderse (tigmotropismo positivo) o dejarse caer cuando perciben el peligro.

El daño de este insecto en banano consiste en cicatrices profundas causadas por las mordeduras que hace en la epidermis de los dedos, y que se reconocen de otros insectos por tener un halo acuoso. El insecto ingresa en el momento en que los dedos comienzan a estar expuestos, es decir cuando se separa la bráctea de la mano (7 a 8 días de la parición), y normalmente el daño lo realiza durante las primeras tres semanas de edad, alcanzando el máximo de colonización al abrirse la bráctea y declinando progresivamente al aparecer las flores masculinas. En estudios de laboratorio se ha observado que un escarabajo de éstos puede hacer un promedio de casi una marca o cicatriz por día. Puede afectar prácticamente a toda la fruta del racimo cuando éste no se protege (Figura 14). Las poblaciones disminuyen en periodos de baja precipitación o después de la aplicación de nematicidas con efecto insecticida. Algunas especies, como *C. hypochlora* pueden ser importantes en plantías por el daño foliar que causan.

Estos insectos son favorecidos por la humedad en el suelo, sobre todo durante su desarrollo larval. También la presencia de hospedantes alternos como gramíneas incrementan las posibilidades de sobrevivencia de las larvas; una de las principales es *Pennisetum conjugatum*. Dentro de los enemigos bióticos naturales se conocen hormigas, algunos reptiles, aves, murciélagos; sin embargo, no es una plaga en la que se considere hasta ahora importante el control natural a través de estos enemigos. También se ha encontrado al nematodo entomopatógeno *Steinernema carpocapsae* como parasitoide de larvas, causando su muerte en 48 horas. También algunas cepas de los hongos entomopatógenos *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana*. Sin embargo, los resultados obtenidos no han sido consistentes.



FIGURA 13. (a) Pupa y larva de colaspis, (b) adulto y daño reciente, (c) daño en dedos a la cosecha. En fruta joven de una semana de edad fisiológica.



FIGURA 14. Racimos con daño severo de *Colaspis*.

3.4.1.1 OBJETIVO

Evitar el daño en la fruta causado por *Colaspis*, a través de un programa de muestreo y protección del racimo.

3.4.1.2 HERRAMIENTAS, EQUIPO Y MATERIALES

- ☐ Machete
- ☐ Bolsas impregnadas con Chlorpyrifos
- ☐ Formulario y lápiz

3.4.1.3 RECURSOS HUMANOS

- ☐ Muestreadores o plagueros

3.4.1.4 PROCEDIMIENTO

3.4.1.4.1 Muestreo de daño foliar

El propósito de este muestreo es verificar si existen poblaciones de *Colaspis*, para ver la necesidad de prácticas de protección de la fruta. Se eligen quince plantas por hectárea, de preferencia completamente desarrolladas, y se observa el margen externo de la hoja 1 ó 2 (normalmente es el margen derecho visto desde abajo). Se evalúa en una escala de 0 a 3: 0 es hoja sin daño, 1 es menos del 25% de la longitud o margen con mordeduras, 2 es cuando la hoja tiene entre 25 y 50% del margen dañado, y 3 con más de la mitad de la longitud (Foto 2). El umbral de acción es 10% de las hojas con escala 2 ó 3.



FIGURA 15. Grados de daño de Colaspis: a. Grado 1, b. Grado 2, c. Grado 3.

3.4.1.4.2 Control: protección de la fruta

Se debe hacer un embolse prematuro, es decir, colocar la bolsa cuando las brácteas que envuelven los dedos aún no se han abierto. Esto corresponde a la primera semana de edad fisiológica (Figura 16). La bolsa de polietileno con insecticida (principalmente Chlorpyrifos) tiene un efecto principalmente repelente, evitando en gran medida que los insectos penetren a la fruta. En algunos casos puede ser necesario cerrar completamente la bolsa haciendo un nudo abajo de la misma. Debido a los hábitos alimenticios del insecto, se recomienda mantener un buen control de malezas, especialmente gramíneas.



FIGURA 16. Condición límite de desarrollo del racimo para embolse prematuro.

3.5 MANEJO INTEGRADO DE MOSCA GUARERA (*Hermetia illuscens*)

3.5.1 INTRODUCCIÓN

La mosca guarera o chichera, *Hermetia illuscens* L. es una plaga ocasional en el banano. Normalmente no es un insecto que se alimenta del banano, pero bajo condiciones específicas puede causar daño.

Pertenece a la familia Stratiomyidae, suborden Brachycera del orden Diptera (moscas). El adulto (Figura 17a) es muy activo y posee un abdomen amplio y aplanado. Se caracteriza por tener antenas con un tercer segmento anillado. El segundo segmento tiene dos manchas translúcidas o claras y es mucho más evidente en la hembra. Esta se diferencia del macho por el

color de la parte terminal del abdomen, la cual es más rojiza, en cambio en el macho es café. El tamaño oscila entre 15 y 20 mm. La hembra pone alrededor de 500 huevos en masa, de color amarillo a crema, alargados y de aproximadamente 1 mm. Usualmente son puestos sobre material en descomposición, pero cuando la población de adultos es grande, pueden hacerlo sobre otras superficies, como los dedos de banano, principalmente en las manos inferiores. Estos requieren de unos cuatro días para su eclosión. Las larvas son ensanchadas, un poco aplanadas color blanco cremoso, consistencia dura (como piel de cuero) y de cabeza muy pequeña. Pasa por seis estadios, el último de color café rojizo y puede medir entre 18 y 27 mm de longitud y 6 mm de ancho (Figura 17b). La pupa se desarrolla dentro de un pupario, formado por restos de la piel de la última larva y mide un tercio del tamaño de éste. La duración de su ciclo de vida depende de las condiciones, principalmente de temperatura y humedad, pero en la situación de las bananeras puede oscilar entre seis y ocho semanas.

El daño de este insecto en banano consiste en quemaduras y rajaduras en la piel de los dedos muy jóvenes, causado por sustancias que secreta la mosca para pegar sus huevos sobre la superficie y que son cáusticas para la piel de la fruta. Este daño se puede confundir con el que causa *Colaspis*, pero se diferencia porque la cicatriz causada por éste último tiene un halo acuoso que no está presente en el daño por mosca. Este insecto prefiere racimos de menos de un mes de edad. Los adultos y larvas no se alimentan de la fruta en desarrollo; los primeros lo hacen de los líquidos resultantes del proceso de madurez (fermentación de fruta vieja), y los inmaduros se alimentan de restos de materia orgánica o en descomposición. Es por ello que cuando eclosionan los huevos, éstos se desprenden de los dedos y caen al suelo, donde la larva busca este tipo de alimento. En muchas situaciones este insecto es benéfico. Se utiliza para disminuir volúmenes de materiales orgánicos y elaboración de abonos. Las larvas se usan para alimentación animal por su alto valor proteico y también son controladores de moscas domésticas al competir con sus larvas. La mejor manera para disminuir el daño es evitando condiciones para su reproducción excesiva.

Dentro de los factores de mortalidad, se mencionan principalmente enemigos naturales como algunas avispas de la familia Sphecidae, escarabajos de la familia Dermestidae como Hololepta sp. y pájaros.



FIGURA 17. Hermetia illuscens. a. Adulto, b. Larva.

3.5.1.1 OBJETIVO

Establecer un procedimiento para el monitoreo y manejo integrado de la mosca guarera (Hermetia sp.) que permita evitar o reducir los daños a la fruta y por lo tanto su efecto sobre la productividad.

3.5.1.2 HERRAMIENTAS, EQUIPO Y MATERIALES

- Machete
- Bolsas impregnadas con chlorpirifos
- Banano de rechazo, de preferencia maduro
- Triclorphon (Dipterex)
- Equipo completo de protección
- Aceite agrícola
- Bandejas para depositar banano
- Bomba de mochila

- ☐ Recipiente para poner líquido atrayente
- ☐ Atrayente: melaza, alcohol, aguardiente, etc.

3.5.1.3 RECURSOS HUMANOS

- ☐ Muestreadores o plagueros

3.5.1.4 PROCEDIMIENTO

3.5.1.4.1 Monitoreo

Este es un insecto que generalmente se manifiesta como plaga cuando hay presencia de fruta en proceso de maduración o pudrición dentro de la plantación. Cuando esta situación ocurre y hay presencia de adultos, hay que aplicar las medidas de control que se mencionan a continuación sin necesidad de implementar un procedimiento específico de monitoreo. Estar alerta bajo condiciones especiales en las que se elimina fruta en el campo: vientos, inundación, falta de mercado, etc.

3.5.1.4.2 Control cultural

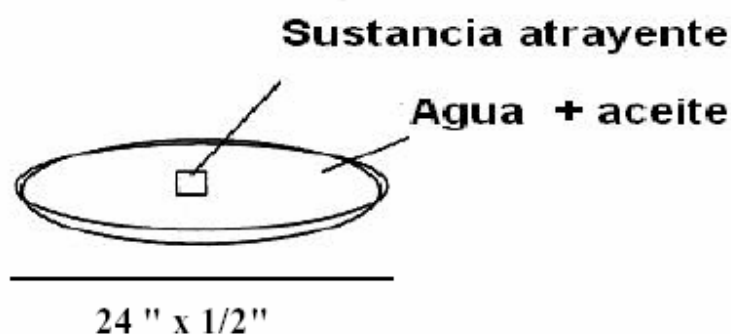
Se recomienda la eliminación de toda fruta en el campo para evitar la cópula, oviposición y sobrevivencia de adultos y descendientes. Esto se hará picando bien la fruta con machete. En algunas ocasiones se ha aplicado cal o un herbicida para aligerar el proceso de degradación de los tejidos. Toda la fruta de rechazo que va a la trinchera deberá estar picada, para evitar sitios de reproducción, sobre todo cuando estos depósitos se encuentran ubicados muy cerca de la plantación. En caso de altas poblaciones de adultos, se deberá reservar cierta cantidad de fruta para la preparación de cebos a base de pasta de banano maduro.

3.5.1.4.3 Control manual

Cuando se observa gran presencia de huevos en las manos, según criterio de la persona responsable del control de insectos en la compañía, se puede realizar un control manual removiendo los huevecillos de los dedos. Esta actividad deberá realizarse tres veces por semana, para asegurar que sean recogidos antes de su eclosión. Deberán ser enterrados a 40 cm de profundidad. Se debe tener el cuidado de no dañar los dedos sanos.

3.5.1.4.4 Uso de trampas

Se pueden usar varios tipos de trampas. Una de las más eficaces ha sido la que utiliza una tapadera de recipiente de 24 pulgadas de diámetro y media pulgada de profundidad. Esta se llena con una capa de agua y aceite. En el centro se pone una tapadera pequeña conteniendo un atrayente, que puede ser alcohol, guarapo, melaza de caña, vinagre, mezcla de alcohol + vinagre u otro. Las moscas se acercarán al atrayente y usualmente caen en la trampa de aceite donde mueren ahogadas.



Esquema de trampa para mosca guarera o chichera

FIGURA 18. Esquema de trampas para moscas guarera o chichera.

3.5.1.4.5 Barreras físicas. embolse

En aquellas áreas en las que es común la presencia de este insecto causando daño, es conveniente que la bolsa sea cerrada por abajo mediante un nudo. Esto disminuirá los problemas

de ataque. En este caso, el embolse deberá ser prematuro. Siempre existe la posibilidad que el insecto ingrese por los agujeros de la bolsa pero la cantidad va a ser menor y va a depender del tamaño del agujero.

3.5.1.4.6 Control químico

3.5.1.4.6.1 Utilización de cebos con insecticida

Los cebos consisten en bananos de rechazo por exceso de grado, de preferencia muy maduros (se pueden aprovechar de las trincheras, antes de su aplicación con insecticida). Estos deberán amontonarse en promontorios de 40 cm. de diámetro, o colocar 200 g de pasta de banano sobre el suelo a la mitad de cada tapa del cable y a 30 m de distancia. A ese material se le aplica una solución de Dipterex 95 SP 0.15% i.a. (16 g de producto comercial /10 Litros de mezcla). Deberá hacerse por la tarde, cuando no haya actividades agrícolas y para tener al menos doce horas de período de reingreso. Puede ser necesario hacer otra colocación de cebos. La desventaja de este método es que pueden llegar a alimentarse otros insectos benéficos. Se deberá utilizar el equipo de protección completo (guantes, mascarilla, traje, sombrero, botas de hule) y los obreros deben tener examen de colinesterasa que les permita realizar la labor.

3.5.1.4.6.2 Aplicación de insecticida en las trincheras

Se recomienda aplicar con bomba de mochila Dipterex 95 PS en una concentración de 0.15 % de i.a. (16 g de producto comercial /10 Litros de mezcla), asperjando muy bien toda la fruta no picada en la trinchera. Deberá hacerse por la tarde, cuando no haya viento e ingreso de personal y utilizando el equipo de protección completo (guantes, mascarilla, traje, sombrero, botas de hule). Los obreros deben tener examen de colinesterasa que los faculte para realizar esta labor. Dependiendo del efecto, se valorará una segunda aplicación.

3.6 MANEJO INTEGRADO DE LA ABEJA CONGA (*Trigona* sp.)

3.6.1 INTRODUCCIÓN

La abeja conga, abeja negra o morroco u otros nombres, *Trigona* sp. pertenece a la familia Àpidae (la misma de las abejas comunes) que se encuentra dentro de la subfamilia Meliponinae. En algunos países es cultivada y exportada por su gran capacidad de polinización, la calidad de su miel y porque no es agresiva como otros géneros de la familia. El adulto carece de aguijón (Figura 19a). Tiene de 5 a 6.5 mm de longitud, la mayor parte de su cuerpo es negro, y en el abdomen puede verse un color anaranjado. Al igual que la mayoría de las abejas, son insectos gregarios, que viven en nidos de forma globular y muy grandes, parecidos a los de comejenes o termitas. A diferencia de éstos, donde hay un solo orificio de entrada al nido, en los de la *Trigona* hay varios. Los nidos están ubicados principalmente entre las raíces de los árboles, en la parte alta de los mismos (Figura 19b) o en troncos caídos.

Estos pueden contener colonias con más de 10,000 abejas y pesar más de 40 Kg. Se encuentran principalmente en zonas boscosas o arboledas. Son muy activas y buscan su fuente de alimento desde el amanecer hasta el anochecer. Es un insecto que normalmente vuela unos 100 m para localizar principalmente fuentes de polen y néctar (Figura 19c), pero puede alimentarse de partes sólidas, como la epidermis de banano. Su daño puede parecerse al de *Colaspis*, pero lo hace principalmente sobre el filo de los dedos y además no presenta un halo acuoso, más bien es una lesión seca (Figura 20). Tiene la particularidad de ser un vector de enfermedades como el Moko (*Ralstonia solanacearum*), ya que para la construcción de su nido colecta diferentes materiales como tierra o lodo, restos de hongos, heces y exudados de plantas, que pueden estar infectados con dicha bacteria. Su ámbito de hospedantes es muy variado porque se alimenta de gran cantidad de flores. Tiene varios enemigos naturales, como el hemíptero *Apiomerus pictipes* (F. Reduviidae), que las acecha en las flores, follaje o entradas de los nidos y es un depredador muy voraz. También existen aves y mamíferos depredadores.

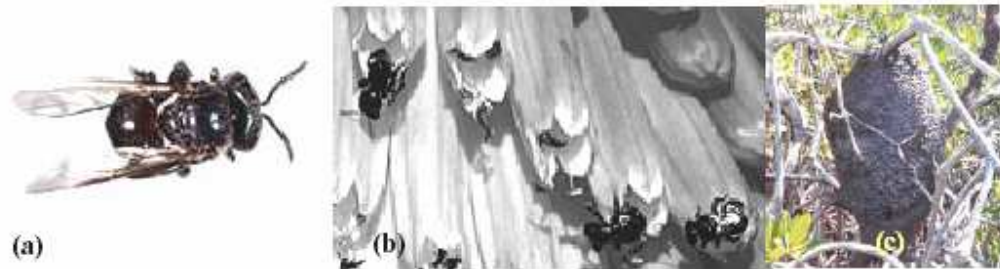


FIGURA 19. *Trigona* sp. a. Adulto, b. abejas alimentándose de la flor y c. nido.



FIGURA 20. Daño típico de abeja *Trigona* principalmente en el filo de los dedos.

3.6.1.1 OBJETIVO

Establecer un procedimiento para el manejo integrado de abeja conga o trigona (*Trigona* sp), con el propósito de disminuir o evitar daño en la fruta.

3.6.1.2 HERRAMIENTAS, EQUIPO Y MATERIALES

- Lupa
- Bolsas impregnadas con 1% de chlorpirifos
- Escalera

3.6.1.3 RECURSOS HUMANOS

☐ Muestreadores o plagueros

3.6.1.4 PROCEDIMIENTO

3.6.1.4.1 Monitoreo en campo

Hacer la revisión de 5 racimos por hectárea, que tengan entre una y tres semanas de edad, y observar la presencia del daño característico: lesión seca ubicada principalmente en el filo de los dedos tanto de manos superiores como inferiores. Anotar el número de manos dañadas. Si éste es mayor de 10% se deberán tomar medidas de manejo.

3.6.1.4.2 Control cultural

3.6.1.4.2.1 Destrucción de nidos

Deberán detectarse los nidos, que se pueden identificar en zonas boscosas o arboledas cercanas a la plantación. El nido será destruido, matando a la reina que es la que mantiene viva a la colonia. Esto puede hacerse quemándolo o derribándolo y destruyéndolo después. Con su destrucción se garantiza que ya no habrá más daño del insecto. Sin embargo se debe hacer solamente cuando sea necesario (muy alta infestación y daño económico comprobado), pues estos insectos tienen un papel muy importante como polinizadores de otros cultivos y por lo tanto, en el mantenimiento de la biodiversidad.

3.6.1.4.2.2 Embolse prematuro

Se debe hacer cuando las brácteas que envuelven los dedos aún no se han abierto. Esto corresponde normalmente a la primera semana de edad fisiológica. Es necesario cerrar completamente la bolsa haciendo un nudo abajo de la misma.

3.6.1.4.2.3 Otras consideraciones

Cuando hay problemas de Moko, puede ser necesario evitar la infección de zonas libres de la enfermedad, por lo que en ese caso es conveniente la destrucción de los nidos.

Es recomendable que exista una barrera entre una zona boscosa y la plantación de banano de unos 150 m, para minimizar efecto negativo del insecto. En algunos casos podría utilizarse insecticidas como Dipterex 0.15% i.a. dirigido a los nidos cuando no sea posible eliminarlos mediante otros métodos.

3.7 MANEJO INTEGRADO DE GUSANO BASURERO (Pyroderces rileyi)

3.7.1 INTRODUCCIÓN

Pyroderces rileyi (Syn. Sathrobrotia stigmatophora) conocido como gusano basurero o gusano rosado del maíz (pink scavenger caterpillar en inglés), pertenece a la familia Cosmopterygidae (Lavernidae) del orden Lepidoptera. El adulto es una pequeña mariposa (Figura 21a), de 8.5 a 12.5 mm de expansión alar, las alas anteriores son delgadas y lanceoladas, con bandas jaspeadas con amarillo, naranja, rojizo, castaño y negro; alas posteriores son de color gris pálido, mucho más delgadas, y en los bordes ambas alas presentan proyecciones que asemejan a plumas, y que son más evidentes en las posteriores. La hembra deposita los huevos en las flores durante las primeras semanas de desarrollo, cuando los tejidos están frescos. Parece ser que estos son reconocidos por los quimiorreceptores de la hembra, la cual penetra por debajo de la bolsa o funda o por los orificios de la misma, sin que el insecticida impregnado tenga efecto para alejarla. Puede poner en promedio unos 40 huevos, aunque bajo condiciones particulares llegan a ovipositar hasta 389. Son ligeramente cilíndricos y fusiformes, redondeados en la parte posterior y truncados en la anterior. Son colocados en el sépalo compuesto (Figura 21b), y durante su desarrollo van adquiriendo un color opaco a amarillento. Cuando las larvas emergen, emigran al gineceo y comienzan a alimentarse del resto de la flor. Son de una tonalidad rosado parda (Figura 21c),

traslúcida y pueden medir de 6 a 8 mm. Pasa por 5 estadios larvales y puede permanecer en esta fase entre 28 y 42 días. Se transforma en pupa dentro de los restos de la flor, pasando por este período entre 7 y 11 días. No forma un cocón o capullo, es de color amarillo y de longitud de 3.2 a 3.5 mm. La larva no se alimenta de la fruta, sino de los restos de flores, y al hacerlo, produce un excremento que cae en los dedos. Este cuando está seco es de una textura como arenosa, lo que al rozar los dedos, sobre todo al momento de la cosecha, provoca lesiones frescas. La mariposa tiene mayor actividad de oviposición en horas de poca luminosidad y en el crepúsculo. Puede encontrarse en otros cultivos como cítricos, maíz, sorgo, macadamia y algodón, en algunos de ellos es de importancia económica. Es parasitada por algunos himenópteros, pero no se conoce mucho sobre ellos.

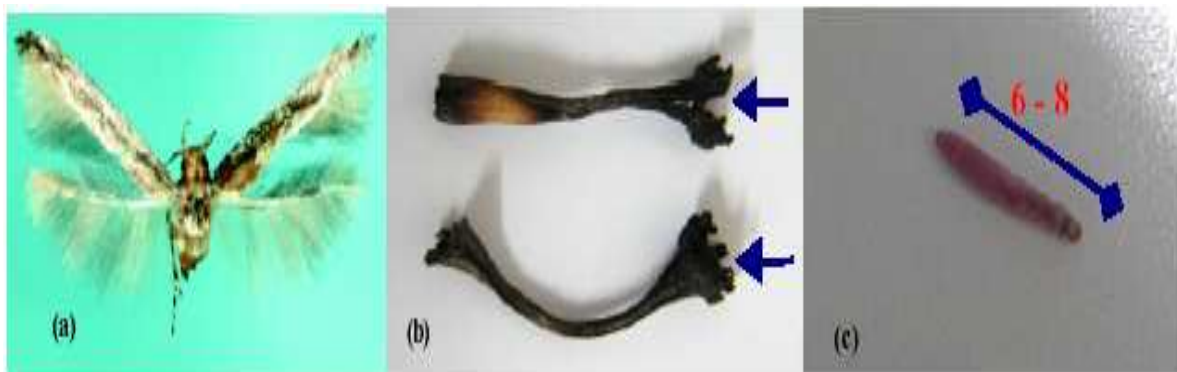


FIGURA 21. *Pyroderces rileyi*. a. Adulto, b. ubicación en la flor, c. larva.

3.7.1.1 OBJETIVO

El manejo integrado de *Pyroderces rileyi*, con el propósito de evitar el daño en la fruta causado por la larva.

3.7.1.2 RECURSOS HUMANOS

☐ Muestreadores o plagueros

3.7.1.3 PROCEDIMIENTO

3.7.1.3.1 Monitoreo

Ubicar un punto y revisar racimos entre 3 y 5 semanas. Observar si existen excreciones sólidas sobre los dedos. Revisar las flores y buscar las larvas. La presencia de ellas será suficiente para tomar medidas de manejo. La revisión de racimos en la planta empacadora, aunque es una forma tardía de identificación, permite localizar las áreas con problemas.

3.7.1.3.2 Control

La única medida de control que hasta el momento ha mostrado ser eficaz para el manejo de este insecto es la eliminación de las flores en el campo. Esto debido a que la larva se encuentra protegida dentro de la flor y los agroquímicos no tienen efecto sobre ella. Tampoco el insecticida impregnado en la bolsa tiene efecto repelente sobre el insecto.

3.8 MANEJO INTEGRADO DE GUSANO CANASTA, CESTO O DE BOLSA (Oiketicus kirbyi)

3.8.1 INTRODUCCIÓN

El gusano de bolsa, gusano canasta o de cesto, cuya especie más importante en banano es Oiketicus kirbyi Guiliding (Bagworm en inglés), pertenece a la familia Psychidae del orden Lepidoptera. Los adultos presentan un dimorfismo sexual muy marcado. El macho es una mariposa de alas delgadas de color gris oscuro a rojo oscuro, antenas bipectinadas, con envergadura de unos 44 mm y longitud cercana a los 26 mm, tórax relativamente grueso y abdomen delgado de apariencia telescópica (Figura 22a). La hembra es muy parecida a una larva, con longitud de 46 mm, de color crema, presenta únicamente rudimentos de alas, patas y antenas y se encuentra protegida dentro de su funda o bolsa. En las hembras jóvenes pueden observarse

los huevos a través de su tegumento transparente (Figura 22b). Tienen la capacidad de poner más de 1200 huevos (se han encontrado más de 6750 dentro de la hembra), los cuales son depositados en la bolsa. Son ovales y de color crema. Las larvas eclosionan en su interior a los 27 a 32 días, con muy alta viabilidad y al salir se suspenden en un hilo de seda. Pueden ser arrastradas por el viento y llevadas a otras hojas o plantas. Inicialmente la larva se alimenta en el haz de la hoja y después se traslada al envés, en donde comienza a construir la bolsa o cápsula utilizando fragmentos de hojas, ramas y seda. Dentro de esa bolsa pasará el resto de su vida. A medida que crecen, van adicionando fragmentos y haciendo más grande su refugio. Pasa por muchos estadios larvales, oscilando entre 15 y 20 mudas en los machos y entre 12 y 15 en las hembras, con una duración entre 265 y 382 días y entre 207 y 251, respectivamente. Normalmente tienen un abdomen grisáceo y marcas irregulares de color castaño en la parte superior, un tórax más grueso y esclerotizado y una cápsula cefálica definida. Antes de empupar, las hembras se trasladan hacia las hojas superiores, ubicándose en la nervadura central. Durante la etapa de pupa, los sexos pueden diferenciarse porque en el macho la bolsa o cesto es de color café claro y de 40 a 65 mm de longitud, se envuelve por un capullo de seda de color blanco y suave, y la pupa mide entre 21 a 31 mm. En cambio la bolsa de la hembra es más oscura y de 58 a 85 mm de longitud. La pupa mide entre 25 a 41 mm. La duración de esta fase es mayor en el macho, 39 a 111 días. En la hembra oscila entre 10 y 33 días. El daño consiste en mordeduras a las hojas en forma de agujeros, que pueden ser económicamente importantes a partir de 8 a 10 semanas de edad de la larva. Cada agujero puede medir más de 6 cm. de diámetro y están ubicados principalmente en las hojas inferiores. Se ha observado que una larva puede alimentarse durante todo el día y hacer en ese tiempo un agujero. El daño potencial durante su largo período larval es muy grande, por lo que puede llegar a tener un impacto económico, y por su estructura de protección, las aplicaciones de insecticidas no son eficaces.

Afortunadamente es raro que se alcancen niveles importantes, pues la actividad de los parasitoides en este insecto es alta. Dentro de ellos se encuentran himenópteros endoparasitoides como *Psychidosmicra* y *Spilochalcis* (F. Chalcididae), *Iphiaulax* (F. Ichneumonidae), que son larvas gregarias. Dentro de esta misma familia existen otros géneros de parasitoides como *Carinodes*, *Carisania*, *Christolia* (*Baryceros*), *Criptinae* y *Phobetres*, otras avispas como *Perisierola* (F. Bethyridae); dípteros como *Sarcophaga lambens* (F. Sarcophagidae), *Achatoneura* sp. (F. Tachinidae). Dentro de los depredadores se han encontrado hormigas del género *Solenopsis* (F. Formicidae) y arácnidos. Dentro de los hongos, se ha visto actividad de *Nosema* sp. en algunos casos *Beauveria* y dentro de bacterias, varias cepas de *Bacillus thuringiensis*. Se conocen varios hospedantes alternos del insecto, como *Piper arieianum*, *Piper diandrum*, *Cecropia peltata*, *Cyperus luzulae*, *Paspalum conjugatum*, *Ipomoea* spp, *Amaranthus* spp, *Paullinia* sp, *Mikania micrantha*. Varias de ellas constituyen plantas asociadas al cultivo, usualmente malezas.

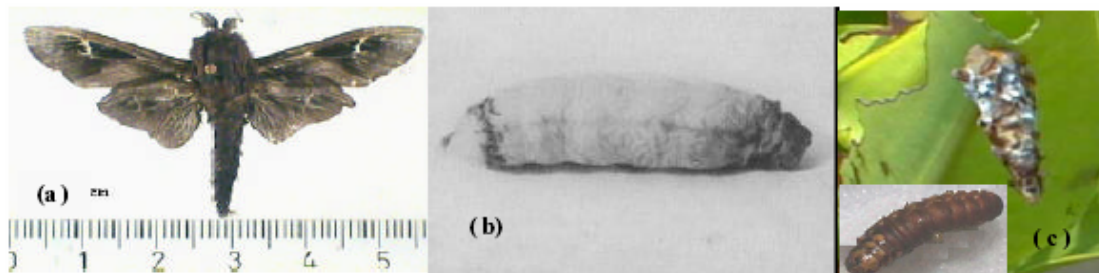


FIGURA 22. *Oiketicus kirbyi* (a) adulto macho, (b) hembra llena de huevecillos ; (c) bolsa protectora y larva.

3.8.1.1 OBJETIVO

Lograr un manejo integrado de *Oiketicus kirbyi* que permita evitar o reducir daños foliares que repercuten en disminución de productividad.

3.8.1.2 HERRAMIENTAS, EQUIPO Y MATERIALES

Bacillus thuringiensis

Chuza

Tijera o navaja

Lupa 10x a 15x

3.8.1.3 RECURSOS HUMANOS

Muestreadores o plagueros

3.8.1.4 PROCEDIMIENTO

3.8.1.4.1 Monitoreo

Ubicar las áreas que presenten daño o bolsas de las larvas colgando en el envés antes que superen los 15 mm de longitud. Se escogen 100 larvas, contando las larvas por hoja y se observa si son sanas o parasitadas. Esto se hace abriendo la bolsa con unas tijeras o navajas sin dañar la larva. Las parasitadas se reconocerán cuando al desmembrar y estirar la larva se observen larvitas del parasitoide en su tracto digestivo. Si hay más de cuatro larvas sanas por hoja, deberá procederse al control microbiológico.

3.8.1.4.2 Control microbiológico

El control más económico es cuando las larvas son pequeñas (menores de 15 mm). En este caso se utilizan 250 g/ha de Dipel WG (32,000 UIP) o equivalente. En aplicaciones aéreas se debe utilizar un volumen de 22.5 L/ha y 12 a 13 L de aceite, agregando siempre el surfactante para permitir la formación de la emulsión. Cuando las larvas superan los 15 mm (más o menos a las ocho a diez semanas), la dosis deberá duplicarse, con resultados inciertos, por lo que no es

conveniente que llegue a este tamaño. Las aplicaciones terrestres pueden ser más económicas, localizadas y eficaces que las aéreas, aunque en este caso no deberá utilizarse aceite agrícola.

3.8.1.4.3 Recolección manual

Cuando se tiene el problema en áreas localizadas, puede hacerse una recolección manual de las bolsas que contienen larvas y pupas. En tal caso es conveniente que se pongan en el suelo o en un lugar que esté rodeado por un cedazo, anjeo o malla que permita la salida de los adultos de enemigos naturales que puedan estar parasitándolas, y asegurar así su control natural. Estas estructuras deben estar localizadas en los sitios infestados para que al emerger los parasitoides no tengan problemas en encontrar a sus hospedantes.

3.8.1.4.4 Control de hospedantes alternos

El control de las malezas que sirven como hospedantes alternos puede ayudar a disminuir las poblaciones de estos insectos.

3.9 MANEJO INTEGRADO DE MURCIÉLAGOS

3.9.1 INTRODUCCIÓN

Los murciélagos son los únicos mamíferos con capacidad para un vuelo verdadero. Durante su evolución sus patas anteriores se han provisto de estructuras membranosas típicas que les sirven como alas, y normalmente sus patas posteriores no están adaptadas para caminar, sino para colgarse. Los asociados al banano pertenecen a la familia Phyllostomidae, dentro del orden Chiroptera. Se caracterizan por tener en la punta de la nariz una hojuela nasal muy onspicua (Figura 23a), por lo que se les llama murciélagos con nariz de hoja (leaf nose bats, en inglés) e incluye a varias Sub familias y especies: sub familia Phyllostominae: *Phyllostomus discolor*,

Phyllostomus hastatus, sub fam: lossophaginae: *Glossophaga soricina*, *Glossophaga commissarisi*, sub familia Stenodermatinae: *Sturnira lilium*, *rtibeus lituratus*, *Artibeus jamaicensis*, *Dermanura phaeotis*, *Uroderma bilobatum*. Todas estas especies son activas por la noche. Dentro de ellas, existen algunas que se alimentan de néctar y posiblemente visiten las flores de banano, tal es el caso de las especies de la subfamilia Glossophaginae, especialmente daptadas en su boca para este tipo de alimentación. Otras, como *A. jamicensis*, *D. phaeotis* y *U. bilobatum*, se alimentan de otras frutas y solo tilizan hojas de banano para construcción de refugios. Dentro de las responsables del daño al cultivo, se encuentra la subfamilia Plyllostominae siendo más importante la especie *Phyllostomus hastatus* (Figura 23a). Este es de color griscafé, en puntas de los pelos blancas, tiene una estructura en forma de hoja en la nariz. Tamaño de 6 a 10 cm. y 45 g de peso. Se encuentra en lugares de baja altitud y alta humedad. Se consideran omnívoros (insectos, néctar, partes florales, frutos). Como son relativamente pesados tienen que apoyarse en las flores para extraer néctar de plantas que consumen, entre ellas *Calliandra*, *Ceiba*, *Crescentia*, *Ochroma* y *Pseudobombax*. Duerme en grupos grandes, en árboles huecos y menos frecuente en cuevas, aunque pueden vivir en casas abandonadas y túneles. Salen a alimentarse en grupo moviéndose en un radio de 5 Km. Se menciona también a la subfamilia Glossophaginae como causante de daño y dentro de ella, *Glosssophaga soricina*. Es un murciélago pequeño, 4 a 5 cm. de longitud y 8 a 12 g de peso, color gris claro, con trompa puntiaguda y lengua muy fina y alargada, lo que le facilita la extracción de néctar. Los incisivos son más grandes y juntos. Puede tener vuelo estático, por lo que no necesariamente se posa para alimentarse (Figura 23b). Está ampliamente distribuido, especialmente en tierras bajas y es común en sitios perturbados. Su dieta es según disponibilidad: en verano néctar de varias especies, como las mencionadas anteriormente, y en invierno puede alimentarse de insectos y frutos. Duerme en cuevas, túneles, árboles huecos y edificios abandonados, techos de casas habitadas, bajo puentes, en sitios que

no sean totalmente oscuros. Se ha mencionado como el principal causante de daño en años anteriores en plantaciones de Golfito, Armuelles. Sixaola y Changuinola.

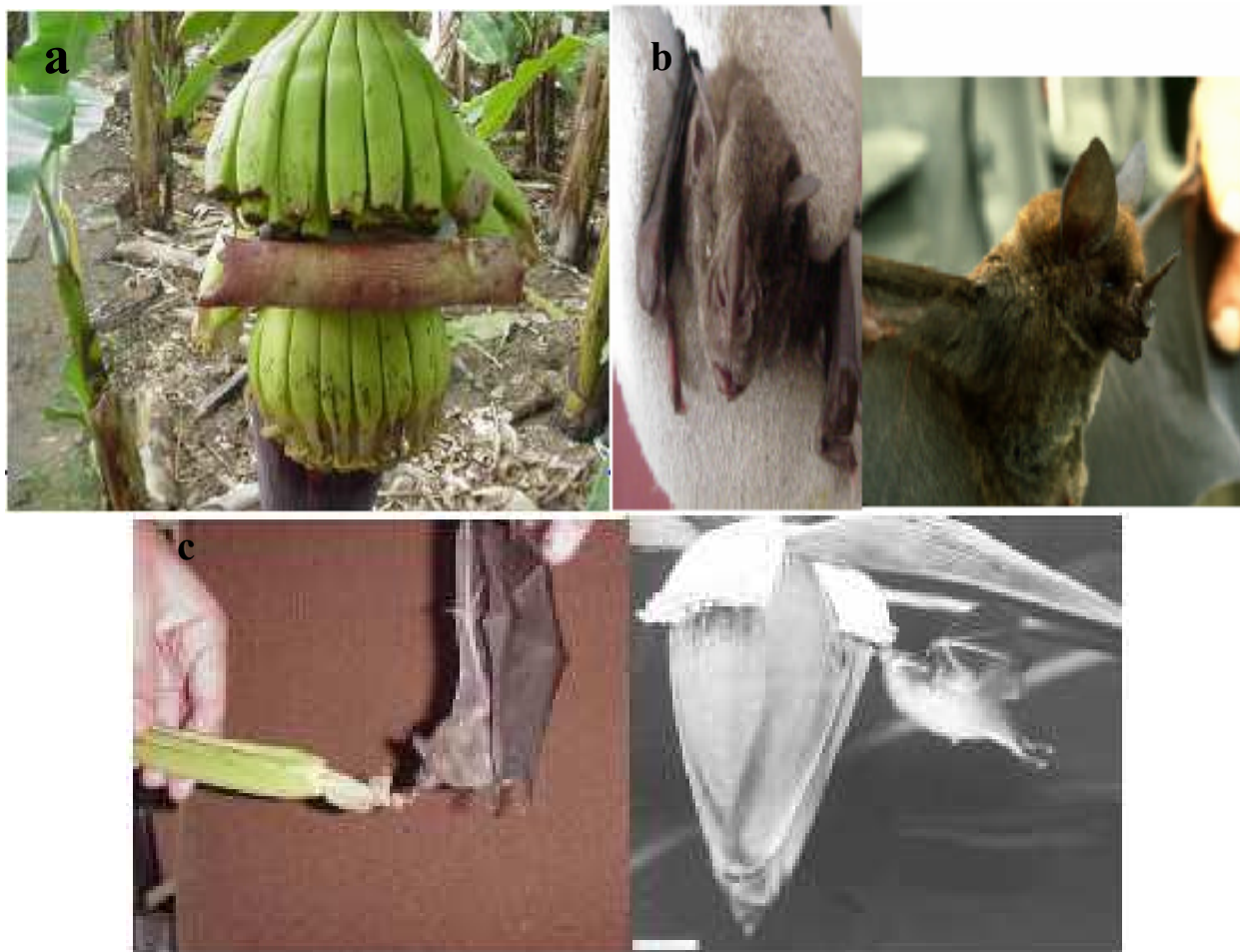


FIGURA 23. a. *Phyllostomus hastatu*. b. *Glossophaga soricina*. c. Daño de murciélago.

3.9.1.1 OBJETIVO

Establecer un procedimiento para el manejo integrado de los murciélagos (F. Phyllostomidae) en el cultivo del banano, con el propósito de evitar el daño de la fruta.

3.9.1.2 HERRAMIENTAS, EQUIPO Y MATERIALES

- ☐ Bolsas para protección de los racimos
- ☐ Escalera
- ☐ Formulario para la evaluación

3.9.1.3 RECURSOS HUMANOS

Muestreadores o plagueros

3.9.1.4 PROCEDIMIENTO

3.9.1.4.1 Monitoreo

Es conveniente comenzar con los monitoreos a partir de la semana 40 en el caso de Cobigua norte, pues por la experiencia se sabe que los daños comienzan en esta decena, principalmente a partir de la semana 45, generalizándose en la 48. En el resto de divisiones, el monitoreo iniciará también según el calendario de eventos de la plaga pero a la fecha no se tiene conocimiento registrado. El muestreo consiste en la revisión de racimos para observar si existen marcas en los dedos inferiores expuestos. Se divide la finca en bloques de 20 ha, en cada bloque se establece un punto de muestreo, y se revisa el cable del punto y los dos cables contiguos, tomando un total de 10 ha. Se toman dos racimos por hectárea que tengan al menos tres a cuatro manos expuestas, cuando algunas de ellas estén ubicadas en ángulo de 45° (Figura 24). En lugares en los que la aparición de la plaga es muy localizada, se revisarán dos racimos/ha. Se anotará el número de racimos y porcentaje de manos con daño. Si se encuentra 5% de manos dañadas, se debe comenzar con la protección de la fruta en el cable.



FIGURA 24. Racimo de 10 días con tres brácteas levantadas.

A partir de esta etapa pueden comenzarse los muestreos

3.9.1.4.2 Protección del racimo

Consiste básicamente en un embolso prematuro. Esto es cuando aún no se han abierto las brácteas y los dedos no están expuestos. Para lograrlo, deberá visitarse el área por lo menos dos veces por semana. La bolsa deberá amarrarse en su parte inferior. De esta manera el mamífero no puede llegar a alimentarse y posarse sobre los dedos.

3.9.1.4.3 Otras acciones

Establecer fuentes alternativas de alimentación. Una de las acciones es la siembra de especies nectaríferas que sean preferidas en lugar del cultivo, entre ellas: *Crescentia alata* (morro), *Ceiba pentandra* (ceiba), *Pachira aquatica* (zapotón), *Crateva tapia* (tortugo, manzanillo), *Ipomoea batatas* (camote), *Inga spp.* (cujes, cuamo, cuincuill, guano, shalum), *Hymenea curbaril* (cuapinol o guapinol), *Mucuna prurens* (picapica), *Mucuna argyrophylla* (ojo de venado). Es necesario saber cuáles de estas especies se adaptan a las condiciones de las fincas y evitar especies cuyos néctares sean venenosos para abejas y otros himenópteros benéficos, como *Sphatodea campanulata* (llama del bosque). También se pueden poner platos de miel y agua en las afueras

de los cables de las fincas o buscar otro tipo de solución atrayente para alejarlos de las flores del banano.

3.10 MANEJO INTEGRADO DE PICUDOS

3.10.1 INTRODUCCIÓN

Los picudos pertenecen a la familia Curculionidae. Su característica principal es la presencia de una prolongación del aparato bucal de los adultos, llamada proboscis y que es la que los identifica como picudos. En banano existen 28 especies plaga de este tipo de barrenadores, dentro de las cuales se han encontrado en la región principalmente tres: el picudo negro *Cosmopolites sordidus* Germar, picudo rayado *Metamasius hemipterus sericeus* Oliver y *Polytus* sp. Forman parte del grupo de plagas de barrenadores del cormo y pseudotallo. No existen variedades realmente resistentes a estas plagas. El más importante de ellos es el picudo negro. Los adultos (Figura 25) miden entre 11 y 14 mm de longitud, el tórax es más ancho que la cabeza, protegidos por un exoesqueleto duro y cuando son molestados se quedan inmóviles y encogen patas y antenas, como si estuvieran muertos. Son poco ágiles, casi no vuelan y viven principalmente en restos vegetales de donde se alimentan. Son de hábito gregario y de actividad nocturna. Pueden vivir hasta dos años, aunque no son muy prolíficos, pues una hembra normalmente pone entre 10 y 270 huevos. Estos son de color blanco, de 1.4 a 1.5 mm de longitud y son ovipositados individualmente en agujeros que la hembra hace con su proboscis principalmente en la corona del cormo, en tallos cortados o cerca de la base del pseudotallo. Dependiendo de las condiciones, el período de incubación puede durar entre 4 y 7 días. Las larvas, que pasan por 5 estadios y cuya longitud varía entre 1.5 mm hasta 1.4 cm. en el último instar, son ápodas, de cuerpo grueso, color blanco-crema y en forma de "C", con cabeza conspicua de color castaño oscuro. Se alimentan de los tejidos interiores del cormo, formando las típicas galerías de 8 mm de diámetro y más de 300 mm de longitud. Por lo tanto, ocasionan daño directo por la reducción en el transporte de

nutrimentos, agua y compuestos orgánicos formados, lo que provoca una disminución en la tasa de crecimiento, desarrollo y producción de fruta. La mayoría de galerías se ubican en la periferia del cormo, inmediatamente abajo de la zona de mayor diámetro. Esto puede provocar un desprendimiento de raíces, ruptura del cormo y por lo tanto, volcamiento de plantas. El daño indirecto se hace por la penetración de plagas secundarias, incluyendo el picudo rayado, que es más voraz, además de hongos y bacterias. Algunos autores mencionan que un 25 % de daño en la periferia del cormo puede implicar 30 a 60 % de pérdida del rendimiento. El período de larva puede durar entre 22 a 110 días, y con temperaturas entre 18 y 25° C, de 29 a 52 días; también está determinada por la edad del cormo, pues cuando éstos son más tiernos, el período larval se acorta. La pupa es de color blanco y son visibles todas las extremidades y la forma que tendrá el adulto (pupa de tipo exaereta). Presenta un tamaño entre 11 y 14 mm, carece de cocón o cubierta protectora y se ubica en la zona periférica dentro del cormo. Esta etapa tiene una duración que varía entre 5 y 14 días. En total, el ciclo completo es de 40 a 69 días y pueden haber de 4 a 7 generaciones anuales. En algunos países el daño del picudo se considera mayor aún que el de nemátodos y constituye el insecto-plaga más importante del cultivo, y por lo tanto, hay que mantener un continuo monitoreo para evitar que se incremente a niveles de daño económico. Dentro de los enemigos naturales, se encuentran principalmente el hongo *Beauveria bassiana*, nematodos *Steinernema* y *Heterorhabditis*, y algunas cepas de la bacteria *Bacillus thuringiensis*. El picudo rayado, *M. hemipterus*, (Figura 26) se diferencia por la presencia de marcas color pardo-naranja a rojizas, en forma de “Y” en su parte dorsal. El resto del cuerpo es de color pardo oscuro a negro. Es mucho más activo que el anterior, vuela muy bien y puede encontrarse en la parte superior de pseudotallos cosechados (caballos) aunque su vida es menor, 2 a 3 meses. La hembra puede depositar hasta 500 huevos, prefiriendo tejidos en descomposición, heridas o daños de otros animales como sitio de postura. Los huevos eclosionan entre 4 y 14 días. La larva es blanca-amarillenta, con una curvatura muy acentuada en el abdomen y como se mencionó, es

más activa y voraz que la del picudo negro. Cuando madura, entre cuatro y siete semanas, forma un cocón o capullo con fibras de pseudotallo. En estado de pupa dura entre 10 y 24 días, y el adulto puede salir inmediatamente a comenzar su vida activa. Se ha visto en ocasiones daño en fruta producido por mordedura del adulto. *Polytus*, conocido también como pequeño barrenador del banano, puede encontrarse en rizomas podridos, en la parte superior de los mismos y en las vainas foliares. El adulto mide alrededor de 4 mm de longitud y 1.5 mm de ancho, y parece un picudo negro en miniatura. Puede causar daño principalmente en plantías, y se alimenta además de la parte aérea, encontrándose su daño en las vainas foliares.



FIGURA 25. Adultos de *C. sordidus*.



FIGURA 26. Larva y adulto de *Metamasius hemipterus*.

3.10.1.1 OBJETIVO

Monitorear las poblaciones de picudo para tomar decisiones de manejo integrado con las opciones que se mencionan en el documento.

3.10.1.2 HERRAMIENTAS, EQUIPO Y MATERIALES

- Secciones de pseudotallo
- Nematicidas-insecticidas
- Formulario de evaluación

3.10.1.3 RECURSOS HUMANOS

- Plagueros o muestreadores

3.10.1.4 PROCEDIMIENTO

3.10.1.4.1 Control de picudo en plantaciones establecidas

3.10.1.4.2 Monitoreo y control de adultos con secciones de pseudotallo (“galletas o discos”)

Se recomienda un muestreo general en áreas con problemas de plantas caídas y con mucha humedad o residuos de cosecha acumulados (caso típico de siembras en doble hilera o plantaciones donde el manejo agronómico es o ha sido deficiente), o en general donde se sospeche o se haya comprobado la presencia y daño del insecto. La trampa consiste en dos secciones de pseudotallo (caballo o troncón recién cosechado) de unos 10 cm de grosor, colocadas una sobre la otra y separadas por un pedazo de hoja. Se colocan cerca de la unidad de producción entre la madre y el hijo y hacia el centro de la “tapa” o lado del cable. Se recomiendan cuatro trampas por Ha para monitoreo y se revisan a los cinco días después de colocadas. Los picudos se cuentan y se eliminan. Si el número promedio de picudos encontrado por ha es superior a cinco se implementa un muestreo masivo para la reducción de adultos. Con este tipo de trampas también se pueden capturar las otras especies de picudos.

Para muestreo masivo, el número de trampas aumenta a 15 o más por ha. Cada semana (esto puede variar dependiendo de las condiciones ambientales), las trampas deberán ser

reemplazadas con secciones de pseudotallo nuevas. Observar el estado del tejido de la trampa para decidir el momento de cambiarlas.

Se pueden también utilizar las plantas recién cosechadas para construir trampas y aumentar el número de capturas. Las secciones del caballo cosechado se cortan longitudinalmente y se colocan con el corte hacia el suelo. Igualmente se debe estar visitando este material para contar y eliminar los insectos. En algunas ocasiones críticas se revisan todas las secciones cortadas de pseudotallos recién cosechados.

Estos muestreos deben acompañarse de un conteo de caídas, resiembras e información sobre condición del drenaje para relacionar con el número de picudos de los monitoreos e identificar mejor las áreas “calientes” (con altas poblaciones de picudos) que requieran otro tipo de manejo.

En lugares de alta infestación, puede usarse el método de Vilardebo para confirmar presencia de picudo, el cual consiste en hacer un corte tangencial (casi vertical) de dos cm. de espesor sobre la superficie del suelo a través de todo el rizoma del caballo o troncón recién cosechado. Esta es una forma rápida de observar el síntoma de daño y cuando la infestación es muy grande, pueden examinarse también los rizomas de plantas jóvenes. El método se basa en una escala de ocho niveles de 0 a 100, en donde 0 es ausencia de galerías, 5 presencia de trazas de galerías, 10 es infestación intermedia entre 5 y 20 %, 20 es presencia de galerías en aproximadamente un cuarto de la periferia del corno, 30 es entre 30 y 40% del área, 40 con alrededor del 50%, 50 con un 75% y 100, toda la periferia dañada.

3.10.1.4.3 Control químico

En condiciones de alta infestación y según criterio de la persona responsable del control de insectos en la Compañía, se puede realizar control químico específico. Para ello lo más usado son los nematicidas insecticidas: Vydate 24L y Furadan 10G aplicados alrededor de la unidad

experimental a 2.5 y 3.5 gramos de ingrediente activo por unidad, respectivamente. En las divisiones donde se realizan aplicaciones regulares de nematicida, las poblaciones de picudo se mantienen controladas si se realizan las otras prácticas básicas de cultivo.

3.10.1.4.4 Manejo de Picudo en siembras nuevas y renovaciones

Se han observado ataques severos de *Cosmopolites* y *Polytus* a plantas de meristemas utilizadas para siembras en áreas de renovación, por lo tanto en estas condiciones se recomienda un trapeo convencional previo a la siembra utilizando secciones de pseudotallo. Estos trampeos deberán mantenerse durante los primeros dos meses después de la siembra. Si se detectaran poblaciones importantes de insectos antes de la siembra, el insecticida-nematicida que debe ser colocado en las etapas iniciales del cultivo ayudará al control. El número de trampas para monitoreo y/o control será similar al descrito para plantaciones establecidas.

3.10.1.4.5 Otras recomendaciones

☐ Se recomienda picar bien los cormos de las plantas caídas viejas para acelerar la descomposición del tejido vegetal y así favorecer la muerte de las larvas y evitar la reinfección. En caso de altas infestaciones es recomendable picar también los restos de pseudotallo.

☐ No utilizar semilla de sitios con infestaciones altas de picudo. La semilla a utilizar debe ser revisada y no debe tener presencia del insecto. Si existe daño del mismo en la periferia del corno, debe ser eliminado con machete (“pelar semilla”) antes de utilizarlo para este propósito.

☐ Disminuir la humedad en las áreas afectadas por medio del drenaje y el control efectivo de malezas.

☐ Limpiar la base de la planta de residuos de cosecha: hojarasca u otro material en descomposición.

☐ Asegurar un adecuado sistema de apuntalamiento y buena nutrición de la planta.

3.10.1.4.6 Otros comentarios

- ☐ Estos monitoreos son ejecutados por los plagueros, quienes están bajo la responsabilidad del Departamento de Servicios Técnicos o de las fincas.
- ☐ Recordar que este insecto se asocia a áreas muy húmedas, con mucha maleza, con estrés y en general con deficiencias en el manejo agronómico.

3.11 MANEJO INTEGRADO DE INSECTOS RESPONSABLES DE LA FUMAGINA

3.11.1 INTRODUCCIÓN

Las cochinillas (F. Pseudococcidae), los áfidos (F. Aphididae), las moscas blancas (F. Aleyrodidae) y las escamas (F. Diaspididae), todos del orden Homóptera, se caracterizan por un aparato bucal tipo picador-succionador para alimentación exclusiva a base de líquidos, en este caso, savia de la planta. Tienen adaptaciones en su sistema digestivo que les permite eliminar rápidamente el exceso de agua y azúcares del alimento primario, aprovechando las otras sustancias nutritivas que posee dicha savia. Estas excreciones ricas en azúcares, llamadas por esto mielecillas, posibilitan el crecimiento de organismos como el hongo Capnodium que únicamente sobrevive en este sustrato y al reproducirse va formando una costra negra, conocida comúnmente como fumagina. En términos de calidad es importante cuando se encuentra presente en el racimo, pues puede llegar a cubrir los dedos los cuales son rechazados.

La cochinilla o chinche harinosa (Banana Mealybug en inglés), de la familia Pseudococcidae, ubicadas dentro de la superfamilia Coccoidea, sub-orden Sternorrhyncha y del orden Homóptera, agrupa varios géneros y especies que son polípagas, es decir, se alimentan de una gran cantidad de hospedantes. En banano, las principales son Planococcus citri Risso, Dysmicoccus brevipes Cokerell (Pseudococcus brevipes), Pseudococcus elisae Borchsenius, Dysmicoccus n.s. bispinosus Beardsley, Pseudococcus jackbeardsleyi Gimpel & Miller y otras

especies. Algunas especies de esta plaga pueden encontrarse en el suelo, alimentándose de raíces o parte basal del pseudotallo y rizoma, aunque se encuentra más en otras plantas hospedantes y bajo eventos de mucha humedad en el suelo, tienden a trasladarse hacia arriba para infestar el pseudotallo, follaje y la fruta. Existe una con un potencial de daño muy grande por su gran cantidad de hospedantes y su capacidad de infestar, se trata de la cochinilla rosada *Maconellicoccus hirsutus* (Green), que actualmente se encuentra en Belice, pero que es un peligro potencial para todos los países de la región. En general, el cuerpo de las cochinillas es ovalado y alargado. Son llamadas harinosas por las sustancias cerosas de color blanco o crema que estos insectos secretan de ciertas glándulas epiteliales a través de unos poros, y que se van depositando en su cuerpo como un mecanismo de protección. En algunas especies forman unas prolongaciones laterales que pueden ser en forma de filamento o cortas, lo que les da un aspecto muy característico (Figura 27a). La hembra pone sus huevos hasta por 12 días, produciendo entre 200 y 600 de ellos dependiendo de la especie. Pueden pasar en esa etapa entre 3 y 6 días. Normalmente son depositados en una estructura llamada ovisoco, cerca de la cual permanece la madre. Las primeras ninfas emergidas, conocidas como “crawlers” se mantienen ahí hasta que la mayoría o todos los huevos han eclosionado. Son muy activas en su alimentación y a diferencia de la hembra adulta se mueven relativamente rápido, caminando por toda la planta y llegando así al racimo. Por la estructura de su cuerpo, pueden ser además distribuidas por el viento, por el hombre -a través del contacto durante las labores agrícolas- u otros animales como hormigas (Figura 27b), que se alimentan de las mielecillas secretadas por los ostíolos de estos insectos y ocasionalmente de algunas de estas cochinillas. Esto le permite a la plaga su amplia y rápida distribución. Pasan por cinco estados ninfales, en los machos, el tercero de los instares inmaduros se conoce como “prepupa” y en su última fase inmadura forman una cápsula blanca, conocida como “pupa” en donde terminan de desarrollarse hasta el estado de adultos. A diferencia de las hembras, que sólo cambian básicamente en su tamaño, los machos presentan dos alas

funcionales, y vuelan activamente hacia las hembras para aparearse. No pueden alimentarse porque carecen de aparato bucal desarrollado por lo que viven poco tiempo y su función es únicamente de apareamiento. Se ha encontrado que las hembras pueden vivir más de 80 días, y en algunas especies ocurre una reproducción partenogénica –sin fecundación–, originando sólo hembras. Su ciclo de vida dura entre 50 y 81 días, con temperaturas entre 23 y 26° C, y si son menores, éste puede prolongarse; mientras que bajo condiciones favorables puede completarse en 38 días. La producción de mielecillas y el crecimiento posterior del hongo es la principal fuente de daño de estos organismos. Por su pequeño tamaño, en muchas ocasiones no se logra ver a los insectos y solamente se observa la capa del hongo, lo que hace pensar erróneamente que no hay plaga. Contrariamente se ha observado que excreciones de hembras adultas se secan muy rápidamente al exponerse a las condiciones ambientales, lo que explica por qué a veces hay una gran infestación de cochinillas pero no de fumagina. En el racimo, las cochinillas se encuentran en mayor número en tallo y manos de la parte superior del mismo (Figura 27c) y su cantidad se incrementa después de las cinco semanas de edad de la fruta, pues la bolsa le impide el paso y es la nueva generación de pequeñas ninfas la que atraviesa esa barrera y coloniza el pinzote. Tienen una gran cantidad de plantas hospedantes, entre las que destacan especímenes del género *Pipera*, conde *Syngonium podophyllum*, ciperáceas *Cyperus* sp. gramíneas como zacate plumilla *Leptochloa filiformis*, *Ixophorus unisetus*, *Panicum fasciculatum*, *Urera* sp. *Heliconia* sp. entre otras. Pueden permanecer en el suelo, alimentándose de las raíces de algunas de estas plantas y de banano, y pueden ser protegidas por algunas hormigas. Dentro de sus enemigos naturales, se observan principalmente depredadores neurópteros (F. Chrysopidae),



Foto 1. (a) Cochinilla hembra adulta; (b) hormiga con cochinilla; (c) insectos y fumagina en racimo

FIGURA 27. a. Cochinilla hembra adulta; b. Hormiga con cochinilla; c. insecto y fumagina.

Escarabajos de la familia Coccinellidae como *Pentilia* sp. y *Cryptolaemus* sp. y parasitoides de las familias Encyrtidae (Hymenoptera) como *Leptomastix dactylopii* y algunos dípteros. No son muy afectados por las condiciones ambientales, aunque ocurre mortalidad por lluvias fuertes.

Los áfidos o pulgones (aphids en inglés) se encuentran también dentro de los insectos con mayor facilidad de dispersión, debido a que algunos de sus adultos son muy móviles, tienen facilidad de dispersarse por viento, animales, herramientas, personas, etc. y poseen sistemas reproductivos variados y ciclos de vida cortos. Taxonómicamente se ubican también dentro del mismo orden Homóptera, suborden Sternorrhyncha, superfamilia aphidioidea, familia Aphididae, que presenta como característica típica de la familia unas estructuras en el abdomen conocidas como cornículos o sifones y también una cauda o cola en el extremo terminal. Pueden existir varias especies asociadas con el banano, como *Aphis gossypii* Glover, *Myzus persicae* (Sulzer), *Rhopalosiphum maidis* (Fitch) y *Pentalonia nigronervosa* Coquerel, esta última es la más común en el cultivo. El insecto de esta especie es de color pardo-púrpura brillante. Pasa por cuatro a cinco instares, el estadio adulto mide 1,4 mm, y presenta cornículos y antenas largas. Las hembras, que bajo condiciones tropicales son partenogénicas, pueden ser ápteras o aladas,

presentando en este caso venas alares bordeadas por un halo oscuro (Figura 28a) y también pueden ser ovíparos o vivíparos, produciendo un promedio de 14 crías. Su ciclo de vida es muy corto, completando una generación entre 5 y 15 días. Como hospedantes alternos se encuentran la malanga (Colocasia sp.) y el tiquisque (Xanthosoma sp.). El color de Aphis gossypii varía entre verde pálido y verde amarillento o negro-verdoso, cornículos más oscuros y los ojos rojos o negros; se alimenta de gran cantidad de especies vegetales y su ciclo de vida también es muy corto, los instares ninfales duran entre 1 y 3 días cada uno. Las hembras producen entre 8 y 22 crías, siendo principalmente vivíparas. Normalmente las adultas son ápteras (Figura 28c), pero bajo condiciones de presión de población, se producen individuos alados (Figura 28b). Las poblaciones de estos insectos pueden disminuirse por factores de mortalidad como lluvias fuertes y enemigos naturales, principalmente parasitoides himenópteros de las familias Aphelinidae y Braconidae; depredadores como coccinélidos, hemípteros como Geocoris (F. Lygaeidae), neurópteros como Chrysoperla sp. y moscas sírfidas y de la familia Cecidomyiidae, como Aphidoletes. Normalmente estas especies son polífagas, existiendo especies preferidas como Ixophorus unisetus (zacate amargo, zacate de leche) y Wedelia trilobata (flor amarilla). Por su rápida reproducción y distribución –también favorecida por las hormigas-, y su gran actividad de alimentación y excreción de sustancias azucaradas, puede observarse en poco tiempo la aparición de fumagina, lo que es el síntoma más conspicuo de daño y muy importante cuando éste se da en el racimo. Pueden también mostrar el síntoma conocido como roya café-oscura, que se encuentra en las coronas o cuellos de los bananos, y rara vez en la cáscara, y se caracteriza por un crecimiento costroso café-oscuro, que puede cubrir a veces toda la corona y es producto de las lesiones de los áfidos. Estos insectos también son comprobados vectores de varios tipos de virosis, lo que les da una importancia adicional como plaga. Adicionalmente, las hormigas que son atraídas y los protegen y dispersan, pueden establecer nidos en la base de los tallos, afectando el

vigor de los hijos, los cuales cuando están pequeños pueden ser cubiertos completamente con tierra, y al sacudirla, se observan los áfidos.



FIGURA 28. a. Hembra alada de *Pentalonia nigronervosa*, b. hembra alada c. hembra adulta áptera y d. colonia de *Aphis gossypii*.

MOSCA BLANCA

La plaga conocida como **mosca blanca**, pertenece a la familia Aleyrodidae del suborden Sternorrhyncha orden Homóptera, y por lo tanto, no es una mosca verdadera (Figura 29a). En las divisiones, la especie más común es *Aleurodicus dispersus* Russel. Al igual que las anteriores, es polífaga, encontrándose en más de 100 especies de hospedantes alternos, principalmente de hoja ancha. Existe un dimorfismo sexual entre los adultos, siendo la hembra más grande que el macho (2,28 mm y 1,74 mm, respectivamente). Ambos presentan un par de manchas de color gris pálido en las alas visibles (mesotorácicas). Son insectos muy activos y móviles, sobre todo por la mañana, por lo que pueden distribirse rápidamente. La cópula se realiza principalmente

en horas de la tarde. La hembra típicamente coloca los huevos en el envés de la hoja o en la fruta, en forma concéntrica o espiralada (Figura 29b), por lo que en algunas partes se le nombra mosca blanca espiral, aunque también puede ponerlos individualmente. En caso de que éstos no sean fecundados, sólo se tendrán machos; sin embargo, la mayoría son fecundados y producen prole de ambos sexos. Los huevos son alargados, blanquecinos al principio y se van oscureciendo a medida que se aproximan a su eclosión a los 9 a 11 días. Pasan por cuatro instares ninfales. El primero es conocido también como 'crawler' con una duración de 6 a 7 días, tiene patas y se dispersa a toda la hoja. Los otros instares tienen las patas atrofiadas y por lo tanto, son inmóviles o sésiles. El segundo tiene una duración de 4 a 5 días y el tercero de 5 a 7 días. Se caracterizan por la presencia de ceras y prolongaciones filamentosas muy típicas. La ninfa en su cuarta fase, conocida como pupa, produce una abundante secreción algodonosa blanca y cerosa que se distribuye por toda su región dorsal (Figura 29c) y dura en esta fase de 10 a 11 días. Se alimenta sólo al principio y después deja de hacerlo, preparándose para la fase madura. En total, bajo condiciones de temperatura entre 29 y 39° C, el ciclo de vida oscila entre 34 y 38 días y los adultos pueden vivir más de 30 días. Son afectados negativamente por temperaturas frías y lluvias fuertes. Sus poblaciones crecen más bajo condiciones secas y calientes. Los enemigos naturales tienen gran importancia en esta plaga, por lo que en su manejo debe de tomarse en cuenta este aspecto. Entre los principales controladores biológicos están parasitoides de los géneros Eretmocerus, Encarsiella y Encarsia (F. Aphelinidae), reconociéndose las ninfas parasitadas por su color más oscuro y un orificio de salida de forma circular, diferente del orificio en forma de "T" típico de la muda. También tienen entre sus enemigos, depredadores como neurópteros, avispa, arañas, ácaros de la familia Phytoseiidae y escarabajos coccinélidos (larvas y adultos) del género Delphastus. Al igual que las plagas anteriores, el daño es por succión y cuando las poblaciones aumentan pueden colonizar toda la hoja (Figura 29d), y se es evidente la presencia de fumagina en toda ella (Figura 29e). Se reporta

que por la presencia de este hongo se puede atrasar la cosecha hasta por 12 días y tener consecuencias sobre la formación de los dedos. Además, el hongo podría desarrollarse también sobre el racimo y afectar su calidad.

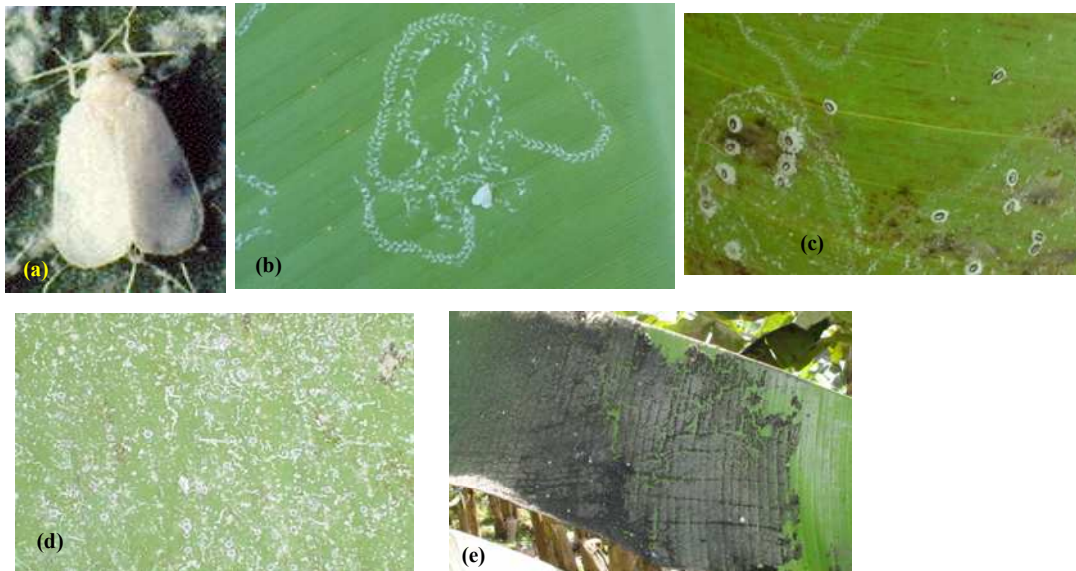


FIGURA 29. a. *Aleyrodicus dispersus*; b. adulto; c. hembra ovipositando; d. ninfa; e. fumagina provocada por excreciones azucares de los insectos.

ESCAMAS

Las **escamas** que atacan al banano pertenecen al tipo de escamas duras o de coraza (armored scales, en inglés), de la familia Diaspididae, ubicadas dentro de la gran superfamilia Coccoidea y en el mismo orden y suborden de las otras plagas mencionadas. Se ha considerado una plaga secundaria, pero de vez en cuando ocurre algún brote importante. Las especies normalmente encontradas son: *Diaspis boisduvalii* Sign. o escama de Boisduval (Figura 30a, b, c), *Aspidiotus destructor* Sign. o escama de los cocos (en inglés, coconut scale) (Figura 30d) y *Chrysomphalus aonidium* Linn. o escama roja de la Florida (Florida red scale en inglés) (Figura 30e y f), aunque pueden haber otras. Todas se caracterizan porque sobre su cuerpo se van acumulando ceras, exuvias y otras sustancias, y forman una cubierta o armadura que

aunque se deposita sobre el cuerpo, puede separarse de él. No se hará una descripción del ciclo de vida de cada una de estas especies, pero se mencionarán sus características más importantes: son insectos polífagos, del tipo eurímero, porque pueden alimentarse de varias partes de las plantas. Las hembras ponen sus huevos dentro de la cubierta o coraza que la rodea y su primer ínstar o ninfa 1 (crawler) es móvil y se aleja de la madre, buscando un lugar ideal en la hoja para alimentarse y permanecer sésil o inmóvil durante el resto de su desarrollo hasta su etapa adulta. A partir del segundo ínstar ninfal se observa dimorfismo sexual, normalmente las hembras presentan tres estadios y los machos cinco. Éstos no se alimentan en los últimos dos estadios. En su estado adulto, los machos poseen patas, son los únicos móviles y en algunas especies como *D. boisduvalii*, poseen un par de alas funcionales para vuelos muy cortos (Figura 30c), no se alimentan y viven unas cuantas horas, sólo para copular. La hembra en cambio, no varía mucho de su forma de ninfa, presenta patas atrofiadas y sólo se diferencia por su madurez sexual. Su reproducción generalmente es asexual, por partenogénesis. La duración del ciclo de vida depende de las condiciones, y en promedio oscila entre los 30 a 35 días y es similar en ambos sexos, a pesar de las diferencias en el número de estadios. La distribución de especies de escamas dentro de la planta puede variar, existiendo en ocasiones predominancia espacial o temporal de algunas especies. Por ejemplo, *A. destructor* (Figura 30d) es más activa en época lluviosa o lugares de más alta precipitación, en cambio *C. aonidium* y *D. boisduvalii* son problema en época seca. En su distribución en la planta, *D. boisduvalii* rara vez se encuentra alimentándose en la fruta, mientras que las otras dos especies son más comunes en esta parte de la planta, principalmente *A. destructor*. El daño, al igual que los otros homópteros, consiste en la succión de la savia, puede afectar la calidad de la fruta por la decoloración en el área ocupada por la escama, también expulsan sustancias azucaradas que se convierten en un medio de crecimiento para la fumagina. La especie más importante en el cultivo del banano es *D. boisduvalii*, que algunos llaman escama del banano. Son insectos de forma

circular a oval alargada y delgada, aplanada, de color blanco a amarillo claro, semitransparentes, y de 1.2 a 2.25 mm de diámetro. Con relación a enemigos naturales, existen principalmente coccinélidos como *Pentilia* sp., algunos trips depredadores y como parasitoides, algunas avispas de la familia Aphelinidae como *Aphytis melinus*.



FIGURA 30. Escamas. *Diaspis boisduvalii*: (a) colonia, (b) hembras adultas

3.11.1.1 OBJETIVO

Establecer un procedimiento de manejo integrado de los insectos asociados a la aparición de fumagina (cochinilla F. Pseudococcidae, áfidos *Pentalonia nigronervosa* y *Aphis gossypii*, mosca blanca *Aleurodicus dispersus* y escamas F. diaspididae) para evitar daño en la fruta.

3.11.1.2 HERRAMIENTAS, EQUIPO Y MATERIALES

- Cinta tratada 24" x 2" x 0.005" con 1% de chlorpirifos (corbata)
- Bolsas impregnadas con 1% de Chlorpirifos
- Escalera

- Lupa
- Saco para depositar la cinta tratada.
- Bomba de mochila
- Detergente y antiespumante
- Aceite agrícola
- Hisopo
- Equipo de protección recomendado

3.11.1.3 RECURSOS HUMANOS

- Plagueros o muestreadores

3.11.1.4 PROCEDIMIENTO

3.11.1.4.1 Monitoreo y decisión de control

3.11.1.4.2 Muestreo en campo

En áreas donde se observe la presencia de cochinilla o en áreas calientes según historial de aparición de la plaga, seleccionar dos plantas recién paridas/ha, con hijos de más de 1.5 m de altura. Los pseudotallos de ambos (madre e hijo) se dividirán en tres tercios: primero (inferior), segundo (medio) y tercero (alto) (Figura 31), y se revisarán para ver presencia de la plaga. Para el muestreo en racimo (sobre todo cuando no hay control con bolsa tratada o al menos con corbata), se seleccionarán dos racimos/ha de 3 y 7 semanas de edad fisiológica de la fruta (a partir del momento de aparición de la bellota, cuando se observa la punta de la misma emergiendo). En cada racimo y en cada mano del mismo se hará evaluación de presencia de

cochinilla y fumagina en la corona y en la inserción de los dedos a la misma (pedúnculo). La cochinilla será determinada en el pinzote desde la cicatriz de la placenta hasta la corona de la última mano. Para ello el pinzote se dividirá en una sección frontal y una trasera con el objetivo de cubrir toda su circunferencia. La sección frontal será la que se observa al colocarse frente a la segunda mano del racimo. Esta sección frontal se dividirá a la vez en sub-secciones delimitadas por las coronas de las manos segunda (desde la cicatriz de la placenta), quinta, octava y así sucesivamente. En cada una de esas sub-secciones se determinará el porcentaje de presencia de cochinilla. La sección trasera del pinzote será evidentemente la porción contraria a la frontal y las sub-secciones serán delimitadas por las coronas de las manos primera, cuarta, séptima, etc. La frecuencia del monitoreo será semanal.



FIGURA 31. División del pseudotallo para el muestreo de cochinilla.

3.11.1.4.3 Umbral de acción

Para el caso de cochinilla en pseudotallo, se considerará un nivel leve si los insectos se observan en el tercio inferior del pseudotallo (base), regular si la cochinilla se encuentra presente en el tercio medio del mismo y alto si se encuentra en la base de separación de los pseudopetiolos, o sea la parte superior del pseudotallo. La presencia regular o alta de insectos en el 10 % de los pseudotallos muestreados (madres e hijos) constituye el umbral de acción para la aplicación de medidas contra la plaga en este sitio. En el caso del racimo, será la presencia de un nivel 3 de la escala en cualquier sección del racimo en más de un racimo dentro del cable.

Los áfidos, los cuales normalmente aparecen a las tres semanas de edad del racimo y se colocan a lo largo del pinzote, serán registrados solamente como presencia (1) o ausencia (0) en cada sección del pinzote de cada racimo evaluado. La decisión de control en el caso de áfidos, será la presencia en el 30% de los pinzotes.

En el caso de mosca blanca, deberá observarse la población de insectos en la hoja. Se identificarán las ninfas parasitadas y no parasitadas. Si el porcentaje de parasitoidismo es mayor del 75%, no será necesario aplicar medidas de control. Sin embargo, la presencia de fumagina constituye el principal umbral de acción contra la plaga.

3.11.1.4.4 Medidas de control

3.11.1.4.4.1 Uso de corbata con bolsa sin insecticida

Para cochinilla, la corbata deberá ser colocada inmediatamente después de alcanzar el umbral de acción (a las 4 semanas de edad fisiológica del racimo). Para la colocación de la misma, seguir el siguiente procedimiento:

- a. Levantar la bolsa que cubre el racimo.
- b. Colocar la corbata en el pinzote, haciendo un nudo en la parte superior al dedo espuela, debajo de la mano apical o última mano.
- c. La corbata no deberá tocar la fruta.
- d. Bajar la bolsa que cubra totalmente el racimo, incluyendo la corbata. Si la bolsa no cubre la corbata, los gases del insecticida se perderán.
- e. Dependiendo del grado de infestación, una corbata adicional, colocada cuatro semanas después de esa primera corbata podría ser necesaria. La misma debe colocarse como se indicó en el punto b. La primera corbata se deja amarrada para supervisión de la práctica.

NOTA: en el caso de infestación con áfidos o alta infestación de cochinilla, el procedimiento de colocación es el mismo, pero las corbatas se deben colocar a las 3 y 7 semanas de edad del racimo (edad fisiológica). La razón es que los áfidos atacan la fruta a edad más temprana.

Se hará un nuevo muestreo 3 semanas después de colocar la primera corbata, para evaluar eficacia de la acción y/o decidir la aplicación de una corbata adicional. Una vez controlado el problema se podrá tomar la decisión de suspender el uso de la corbata. En este caso es estrictamente necesario mantener el monitoreo de la plaga muestreando semanalmente 5 racimos de 3 semanas de edad por ha.

3.11.1.4.4.2 Uso de bolsa tratada con chlorpyrifos

Bajo condiciones de alta infestación de cochinilla, se utiliza la bolsa tratada con chlorpyrifos, la cual debe ser colocada a las dos semanas de edad fisiológica. Se deberán de tomar todas las medidas de protección personal recomendadas. Después de evaluar la eficacia de la corbata y si el nivel de infestación se ha mantenido o aumentado, se comenzará con el uso de la bolsa

tratada. También se implantará esta práctica bajo condiciones especiales en las que el nivel de infestación del primer monitoreo sea mayor a cuatro. Si los muestreos de racimo en campo, los perfiles del mismo en la empacadora y las observaciones de insectos en la planta de banano indican poca o nula presencia del insecto, puede prescindirse del uso de esta bolsa y reiniciar con bolsa sin tratar con o sin corbata (dependiendo también de la presencia de áfidos). Esto sobre el entendido que los monitoreos de campo se continuarán para prever cualquier incremento de poblaciones de plaga que amerite el uso de la bolsa con insecticida.

3.11.1.4.4.3 Desburille, desguasque, sibaque o desconche

Consiste en la eliminación de los pecíolos de hojas secas alrededor del pseudotallo y sirve para exponer los insectos que se refugian ahí a la desecación y al ataque de enemigos naturales. Además, aumenta la eficacia del control con detergente. Deberá comenzarse cuando se alcance el umbral de acción. Bajo condiciones de presencia constante del insecto, ésta práctica se hará periódicamente al momento de la deshija. Bajo dichas condiciones, el refrescamiento del caballo es igualmente recomendado.

3.11.1.4.4.4 Aplicación de detergente a hojas y pseudotallo

Bajo condiciones de muy alta infestación de cochinilla (nivel de infestación 5 en el primer monitoreo del pinzote o nivel de insectos alto en la parte superior del pseudotallo de madre o hijo) y presencia de mosca blanca acompañada de fumagina, se realizarán, bajo supervisión, aplicaciones de detergente al pseudotallo (8 g de detergente/L) y/o a las hojas, con bomba de espalda o bomba estacionaria, debiendo tener cuidado de no mojar el racimo. El uso de lanzas o prolongaciones de las varillas de aplicación de las bombas es recomendado para poder aplicar las bases de los pecíolos de las hojas donde se concentran grandes cantidades de estos

insectos. También será necesario el uso de antiespumantes (dosis comerciales según etiqueta) para evitar pérdida del detergente por espuma.

3.11.1.4.4.5 Control mecánico

Consiste en el uso de un “hisopo” (vara que puede ser de bambú con una porción de saco de polipropileno o esponja amarrada en la punta), para barrer, destruir o eliminar escamas y cochinillas adheridas al pseudotallo y base de los pecíolos. Este se puede impregnar con solución jabonosa al 0.8% o aceite en emulsión al 10% para aumentar las posibilidades de matar estos insectos. Esta labor podría hacerse cada cuatro semanas mientras haya ataque. Si el ataque es muy generalizado, dar prioridad a plantas recién paridas. Sin embargo, debe evitarse llegar a esta situación a través de observaciones de focos y acción inmediata sobre los mismos.

3.11.1.4.4.6 Otras recomendaciones a implementar

- Mantener un adecuado control de malezas, pues como se menciona, estos insectos son polívoros y se asocian con muchas especies de malezas que les sirven de hospedantes, lo que posibilitará su rápida distribución en toda la plantación.
- Eliminar puentes: hojas en contacto con el racimo, que de todas formas se debe hacer por razones de calidad de racimo. Varios de estos insectos a pesar de no tener alas, caminan relativamente rápido y pueden infestar la fruta desde otras partes de la planta en contacto con ella.
- Desvío de racimos que estén en contacto con el pseudotallo. Puede hacerse el garrobo que consiste en amarrar el racimo con un mecate, hilo, pita o piola a nivel del pinzote sobre el dedo espuela y sujetarlo a otra planta.

3.11.1.4.4.7 Otros comentarios

- Es de suma importancia que la cinta tratada no esté en contacto con la fruta. Si esto ocurre podría haber acumulación de residuos en la fruta.
- Al subir y bajar la bolsa durante la operación, tener cuidado de no causar daño a la fruta.
- No olvidar el uso del equipo de protección personal cuando se usa material tratado con insecticida (bolsa o corbata). Este equipo consiste en sombrero, guantes, mascarilla, camisa de manga larga, pantalón y botas.
- En general, estas plagas adquieren mayor importancia durante la época seca o períodos prolongados sin lluvias dentro de la época lluviosa.
- Las poblaciones más altas se observan en áreas más sombreadas (áreas frondosas).
- Estar alerta después de aplicaciones de nematocida que puede ser otro factor que contribuya al desarrollo de plagas en ciertos casos y áreas específicas.
- Establecer un calendario de eventos en las fincas o zonas normalmente atacadas por la plaga, para adelantarse a posibles problemas. Esto permitirá también establecer épocas de reducción en la intensidad de los monitoreos, manejando más racionalmente el costo de estas actividades.

3.12 MANEJO INTEGRADO DE ACAROS DEL FOLLAJE

3.12.1 INTRODUCCIÓN

Los ácaros o arañas rojas (red mites en inglés) pertenecen a la clase acari, diferente de los insectos, y más emparentados con las arañas. Presentan cuatro pares de patas, carecen de antenas, su cuerpo se divide sólo en dos partes: gnatosoma (cefalotórax) y abdomen. El aparato bucal está constituido por quelas o quelíceros en lugar de mandíbulas, no tienen alas y su metamorfosis es incompleta: huevo, ninfa y adulto. En banano se pueden encontrar especies del género *Tetranychus* (*T. urticae* Koch, *T. desertorum* Banks, *T. gloveri* Banks, *T. lombi* Pritchard y

Baker, y *T. abacae* McGregor) y del género *Oligonychus*. Son animales gregarios y se pueden encontrar en grandes colonias en todas sus etapas de desarrollo. Los adultos son de color rojizo, verduzco o amarillento y de forma ovoide, con patas blancas (Figura 32a) entre 0.6 y 1 mm de longitud. Las hembras presentan numerosas cerdas y ponen huevos aproximadamente durante 17 días, con un promedio de seis diarios. Estos son esféricos, blancuzcos con ligeras manchas grisáceas (Figura 32b). Su eclosión a partir de la postura puede durar entre 3 y 9 días. Los estadios inmaduros normalmente son tres: el primero llamado larva, que dura de 3 a 5 días, el segundo se conoce como protoninfa y dura entre 2 y 5 días y en el tercero, llamado deutoninfa con una duración entre 3 y 4 días para convertirse en adulto. Cuando la población es muy numerosa, forman una telaraña alrededor del área infestada. Su daño principal consiste en pequeñas mordeduras, visibles en la planta por un color bronceado a pardo rojizo en las hojas (Figura 33). En situaciones de alta infestación, a medida que avanza el daño se presenta amarillamiento y después necrosis de hojas, las cuales pueden secarse y caerse (Figura 33). Por lo tanto, la fotosíntesis y la producción de fruta son afectadas.

Dentro de los enemigos naturales de este animal existen principalmente ácaros de la familia Phytoseiidae, como *Amblyseius sundi* y *Phytoseiulus macropilis*. Insectos como los escarabajos de los géneros *Oligota* y *Stethorus* (F. Coccinellidae), thrips *Scolllothrips pallidus* (F. Thripidae), dípteros como *Artronodax* (F. Cecidomyiidae) y varios neurópteros, como *Chrysopa*.

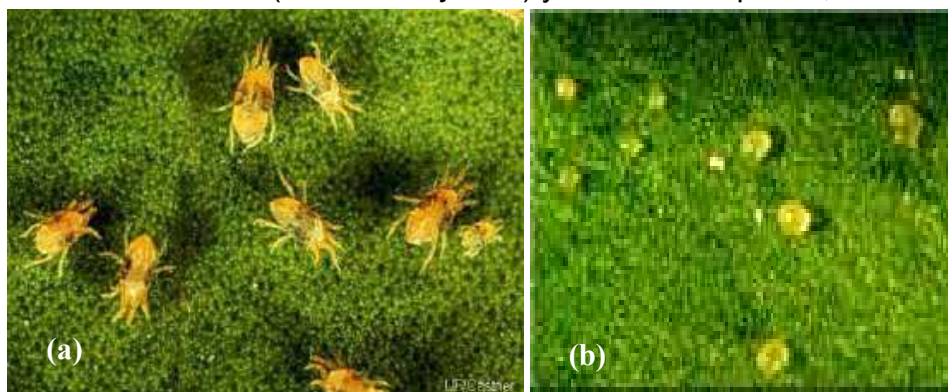


FIGURA 32. Acaros. a. Adultos y ninfas; b. Huevos.



FIGURA 33. Bronceado en hoja.



FIGURA 34. a. Daño de ácaros con amarillamiento y necrosis; b. Planta severamente dañada.

3.12.1.1 OBJETIVO

El manejo integrado de ácaros del follaje *Tetranychus* sp. *Oligonychus* sp. para evitar daño foliar y su efecto sobre productividad.

3.12.1.2 MATERIALES

- Chuza
- Lupa
- Thiovit o Elosal (azufre micronizado)
- Bomba aspersora de motor
- Equipo de protección
- Formulario de evaluación

3.12.1.3 RECURSOS HUMANOS

- Muestreadores o plagueros

3.12.1.4 PROCEDIMIENTO

3.12.1.4.1 Monitoreo de ácaros

Los supervisores de área serán los responsables directos de alertar o comunicar a los muestreadores o plagueros y al Departamento de Servicios Técnicos de la división sobre cualquier indicio de aparición de ácaros, que se manifiesta inicialmente como bronceado (Figura 34).

Las áreas susceptibles al ataque de esta plaga incluyen: plantaciones relativamente abiertas por problemas de vigor de población relacionados a condiciones de suelo (usualmente en suelos arenosos) o por ser siembras nuevas; áreas con plantaciones cercanas de algodón y maíz, o contiguas a caminos donde hay mucho polvo (el polvo que se acumula en la hoja dificulta la acción de los depredadores), zonas sin control de malas hierbas, especialmente hoja ancha. En

general, lugares con historial de problemas de ácaros, o después de aplicaciones de nematicidas. Aunque el monitoreo no debe limitarse a esos sitios, se debe dar prioridad a los mismos.

En plantaciones establecidas con historial de problemas de ácaros (Urabá, Cobigua), el programa de muestreos se comenzará cuatro semanas después de la aplicación de nematicidas o cuando el calendario de eventos de aparición de la plaga lo indique. Se debe prestar mayor atención a la plaga durante épocas de sequía. En el caso de áreas de siembra nueva, el monitoreo se debe realizar desde el inicio de la siembra y luego cada dos semanas.

Si no se tiene información sobre el momento de aparición de la plaga, los monitoreos deberán comenzarse cuando se observe bronceado en el envés asociado a estos ácaros en un mínimo del 20% de las plantas dentro de un área específica (puede ser un parche dentro de un cable). De esta manera se podría atacar el foco de infestación antes que se extienda. El control debe hacerse cuando se encuentre en promedio más de un ácaro adulto por cm^2 (este umbral podría cambiar bajo condiciones específicas que deben ser evaluadas localmente). Si el nivel de población de la plaga es menor, se recomienda continuar con los muestreos semanalmente. En general, el monitoreo debe hacerse cada dos semanas o semanal si se notan aumentos en las poblaciones.

Seguir los pasos descritos a continuación:

- a. Inspeccionar dos plantas por parir por Ha
- b. Tomar los siguientes datos en cada planta:
número total de hojas

número de hojas con bronceado en el envés

número de hojas con amarillamiento

número de hojas con necrosis

- c. Utilizando una “chuza”, cortar 20-30 cm. de la porción basal de la segunda hoja. El corte se hace en el lado izquierdo de la hoja al observarla desde abajo. Utilizar una lupa (10-15x de aumento) para hacer cinco lecturas del número de ácaros adultos y huevos en el envés de la porción cortada. Si no se tiene una lupa cuadrada de dimensiones conocidas, cada lectura será realizada utilizando un marco de 2cm * 2cm (4 cm²) y contando los ácaros dentro de éste. Los puntos de lectura se colocan de manera equidistante y en zig-zag sobre la porción de la hoja para que se cubra toda la superficie de la misma.

Tomar los siguientes datos:

número de huevos en las cinco lecturas

número de adultos en las cinco lecturas (los que tienen 4 pares de patas)

número de depredadores (principalmente coccinélidos negros y rojos,

neuropteros –león de áfidos-, arañas)

Los datos se transforman a individuos por cm², dividiendo el número de adultos por el área revisada en las cinco lecturas.

3.12.1.4.2 Decisión de control químico

Se recomienda el uso de azufre micronizado a razón de 2.0 Kg de ingrediente activo por Ha en 150-200 litros de agua. Aplicar con bomba de motor dirigido al envés de las hojas. Es importante

supervisar la operación en lo referente a calidad de la mezcla, dosis adecuada y forma correcta de aspersión.

Utilizar equipo de protección recomendado en la etiqueta del producto (guantes, mascarilla, gafas, camisa manga larga, pantalón, botas de hule, etc.). Muestrear una semana después de la aplicación para verificar eficacia de la aplicación y tomar decisión de controles adicionales. Se recomienda como mejor opción la formulación WG de Thiovit, con un tamaño de partícula promedio de 4 μ , no menor de 1 μ y que al menos el 83% de éstas varíen entre 1 y 8 μ .

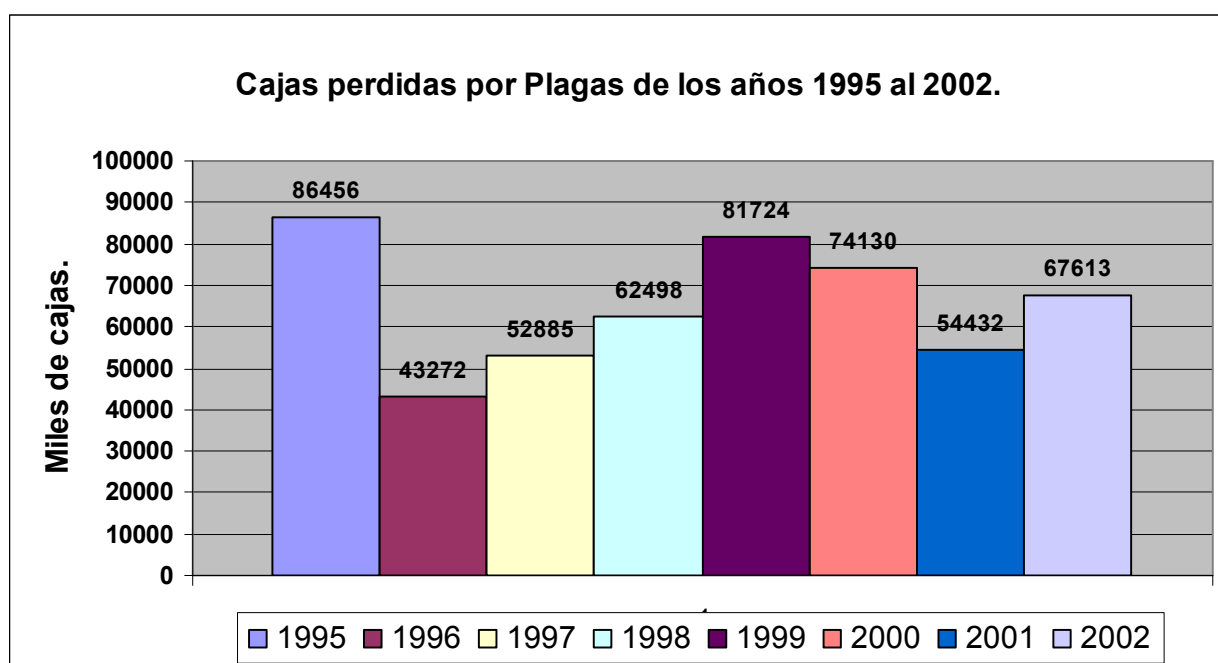
3.12.1.4.3 Otras recomendaciones y comentarios

Asegurar control de malezas, sobre todo hoja ancha para disminuir posibilidades de hospedantes de ácaros

- No aplicar azufre o reducir dosis hasta 1.5 Kg de i.a. por ha, cuando las temperaturas son muy altas para que no ocurra toxicidad. Aplicar en horas frescas.
- Bajo condiciones de lluvia, el ataque de ácaros disminuye.
- Estar alerta después de aplicaciones de nematicida.
- Estos monitoreos son ejecutados por los plagueros, quienes están bajo la responsabilidad del Departamento de servicios técnicos o de las fincas.
- **Se deberá establecer un calendario de eventos y mapas de identificación de áreas por nivel de daño, para poder prevenir o atacar más oportunamente el problema a menor costo.**

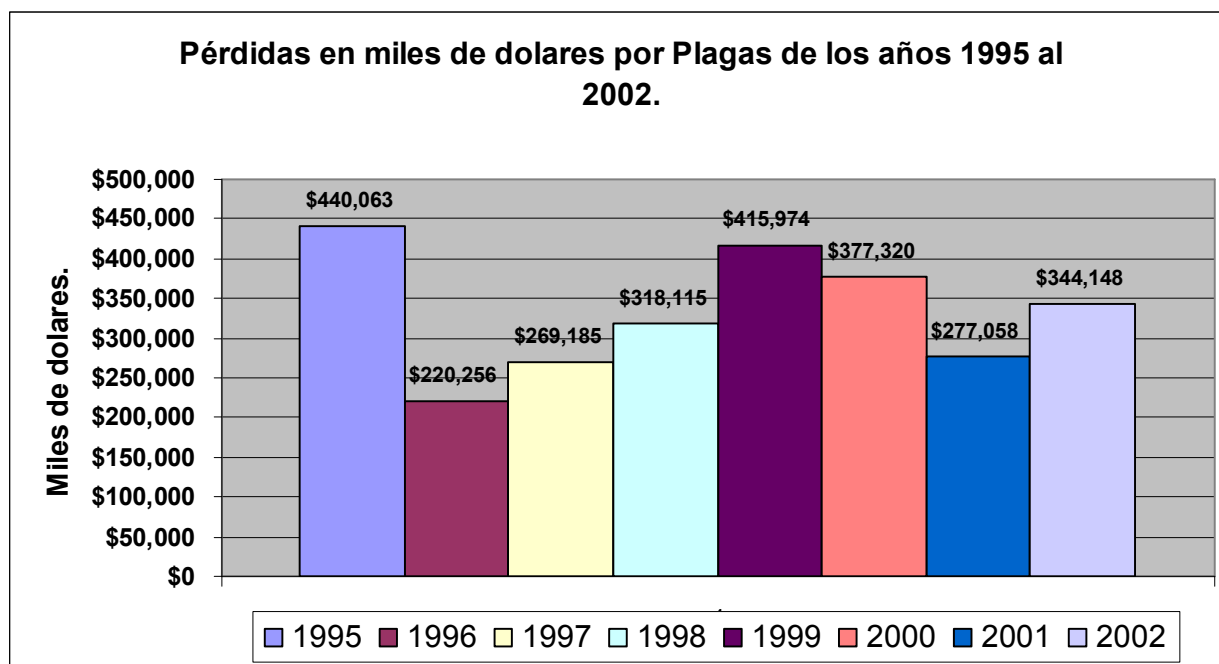
4. DESCRIPCIÓN DE LAS PÉRDIDAS CAUSADAS POR LAS DIFERENTES PLAGAS QUE ATACAN AL CULTIVO DEL BANANO (*Musa* sp.)

Las plagas de banano en el área norte de Guatemala, especialmente en las fincas de COBIGUA S.A ubicada en el ramal de Entre Ríos, del Departamento de Puerto Barrios. El impacto económico debido a la pérdida de productividad causada a las diferentes especies que dañan el racimo y al tallo, cada año se hace la necesidad de conocer más al detalle el comportamiento y su ciclo biológico de especies de insectos para determinar su manejo integrado y hacerlo amigable al medio ambiente y al hombre. Las pérdidas ocasionadas desde los años 1995 al 2002 oscila desde 43,272 cajas a 86,456 cajas, para un total de pérdida acumulada durante estos años de 523,010 cajas.



Gráfica No.35. Cajas perdidas no producidas causada por las diferentes especies que hacen daño al cultivo de banano.

La pérdida económica causada por las plagas de banano en las fincas de Codigua S.A. Oscilan desde los años 1995 al 2002. desde valores de \$ 220,256 hasta el mayor impacto sufrido en los años 1995 con pérdidas de \$ 440,063 y 1999 con \$ 415,974 dólares.



Gráfica No.36. Pérdida económica en miles de dólares por plagas en el cultivo de los años de 1995 al 2002.

Son numerosos los insectos asociados al cultivo de banano que pueden llegar a causar pérdidas económicas cuando el incremento de su presencia y adquieren el estatus de plaga. Normalmente las poblaciones altas son provocadas por distorsión de la relación entre la plaga y su enemigo natural, asociados generalmente a desequilibrios ecológicos por cambios climáticos o a una mala práctica de manejo, las cuales en general, afectan negativamente a sus controladores biológicos.

En general, el uso de una sola estrategia de combate no ha logrado los resultados esperados. Por lo tanto, el Manejo Integrado de Plagas (MIP) es la solución más viable y, debe ser considerado como una prioridad para los productores de Banano.

5. CONCLUSIÓN

5.1 Las principales plagas que han impactado económicamente pérdidas en la productividad en la agroindustria bananera de Codigua y reduciendo la calidad de la materia prima para obtener un mejor aprovechamiento de la fruta, las principales plagas que atacan a la planta se encuentran Ceramidea (*Antichloris viridis*), Trips de los géneros principales *Chaetanaphorthrips* y *Frankliniella*, dentro de los defoliadores se encuentran *Opsiphanes*, *Caligo* y *Acharia*; escarabajo o (*Colaseis* sp.); mosca guarera (*Remetia illuscens*); abeja conga (*Trigona* sp.); gusano canasta, cesto o de bolsa (*Oiketecus kirbyi*); murciélagos, picudos del banano con tres especies principales (*Cosmopolitas sordidus*), (*Metamasius hemipterus*) y (*politos* sp.); insectos responsables de la fumagina se encuentran la cochinilla de la familia Pseudococcidae, los áfidos de la familia Aphididae y de las escamas de la familia Diaspididae; así como los ácaros de los géneros *Tetranychus* y *Oligonychus*.

5.2 Para el Manejo integrado de las plagas, Codigua ha combinado una serie de tácticas compatibles para reducir las poblaciones de organismos plaga a niveles o umbrales que no cause pérdidas económicas importantes, con efectos mínimos sobre el ambiente y la salud humana. Es de vital importancia para favorecer la conservación de los enemigos naturales de las plagas y por lo tanto darle un aspecto más perdurable al equilibrio entre éstos. En el MIP se adoptó tres aspectos necesarios: Identificación y conocimiento de la plaga (Biología, ecología, daño y enemigos naturales), Sistema de inspección y muestreo de la plaga, uso de criterios para el manejo (umbrales y niveles), y selección de tácticas de manejo.

6. RECOMENDACIÓN

Para evitar que un organismo se convierta en plaga que cause daños económicos, es importante implementar un buen programa de Manejo Integrado de Plagas en banano para lograr efectivos controles de los insectos, debido al desarrollo de umbrales de acción y mantener un programa de muestreos que permita predecir los incrementos poblacionales, lo que posibilite determinar el grado de infestación o densidad de poblacional y asociar el daño que puede producirse en el cultivo y que mediante el uso de plagueros permita establecer también mapas y calendarios de eventos, con lo que podrá tenerse un manejo eficaz y económico de la misma.

7. BIBLIOGRAFÍA

1. Bargallo, S; Cravedi, P; Pasqualini, E; Patti, I. 1997. Aphids of the principal fruit-bearing crops. Trad. by HLG Stroyan. Milán, Italia, BAYER. 89 p.
2. Beardsley, JW. 1970. *Aspidiotus destructor signoret*, an armored scale pest new to the Hawaiian islands. Proc. Hawaii. Entomol. Soc. 20, p. 505-508.
3. Beardsley, JW; Gonzalez, RH. 1975. The biology and ecology of armored scales. Annual Review of Entomology 20, p. 47-73.
4. Belalcázar C, S; Merchán V, VM; Mayorga P, M; Londoño Z, ME; Pulido F, JI; León M, G; García R, F; Valencia M, JA. 1999. Gusano canasta. *In* Plagas y enfermedades del plátano. Eds. SL Belalcázar, JC Toro y R Jaramillo. Bogotá, Colombia. ICA, p. 78–79.
5. Borror, DJ; Triplehorn, CA; Johnson, NF. 1989. An introduction to the study of insects. 6 ed. Holt. Philadelphia, US. Rinehart & Winston. 875 p.
6. Briceño V, AJ. 1976. Ciclo de vida de *Opsiphanes tamarindi* Felder (Lepidoptera – Brassolidae). *In* Encuentro Venezolano de Entomología (1976, VE). Memorias. Maracay, Venezuela. 11 p.
7. _____. 1994. Manejo integrado del gusano verde del plátano *Opsiphanes tamarindi* Felder (Lepidoptera – Brassolidae). *In* Reunión ACORBAT (11, 1994, EC). Memorias. Guayaquil, Ecuador. p. 377-384.
8. Castrillón, C; Herrera, JG. 1980. Los picudos negro y rayado del plátano y banano. Ica-Infoma, Separata. 4 p.
9. Cubillo S, D; Laprade, S; Vargas, R. 2001. Manual técnico para el manejo integrado de insectos plaga en el cultivo del banano. San José, Costa Rica, CORBANA, Dirección de Investigaciones. 73 p.
10. Davis, DR. 1964. Bagworm moths of the western hemisphere. Washington, D.C. US, Smithsonian Institution, United States National Museum, Bulletin 244, 233 p.
11. Espinoza R, HH. 1996. Biología, hábitos y manejo de ceramidia, *Antichloris viridis* (Lepidoptera: Arctiidae). Puerto Armuelles, Panamá, Chiquita Brands Int. 5 p.
12. _____. 1996. Biología y hábitos de *Colaseis ostmark* Blake (Coleoptera: Chrysomelidae). Puerto Armuelles, Panamá. Chiquita Brands Int. 12 p.
13. Flynn, J. 1954. A report on the life history of the banana flower thrips *Frankliniella parvula* Hood in Panamá. Changuinola, Panamá, Chiquita Brands Int., Division of Tropical Research. 3 p.

14. _____. 1954. The life history of the banana red rust thrips *Scirtothrips signipennis* Bagnal in Panamá. Changuinola, Panamá, Chiquita Brands Int., Division of Tropical Research. 10 p.
15. Harrison, J. 1959. Notes on the life history and habits of *Ceramidia butleri* Möschler, a pest of bananas (Lepidoptera: Syntomidae). Annals of the Entomological Society of America 52:351-354.
16. Janzen, DH. 1983. *Trigona fulviventris* (abeja atarrá, abeja jicote, culo de vaca, *Trigona*, *Stingless* bee). *In* Costa Rica Natural History. Chicago, Ill, US, The University of Chicago Press. p. 770–773.
17. Jordán Soto, PE. 1983. Life cycle of *Colaspis*. La Lima, Honduras, Chiquita Brands Int., Division of Tropical Research. p. 1–2.
18. King, ABS; Saunders, JL. 1985. Las plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central. Londres, Inglaterra, ODA. 218 p.
19. León M, G; García R, F; Valencia M, JA. 1999. Morrocoyito. *In* Plagas y enfermedades del plátano. Eds. SL Belalcázar, JC. Toro y R. Jaramillo. Bogotá, Colombia, ICA. p. 68–71.
20. _____. 1999. Toño o mapaitero, *Trigona* sp. *In* Plagas y enfermedades del plátano. Eds. SL Belalcázar, JC Toro y R Jaramillo. Bogotá, Colombia, ICA. p. 87.
21. León Q, M; Henao O, A; Pinilla G, CH; González A, FL. 2002. Aportes al conocimiento de la ceramidia en Urabá – Antioquia. 2 ed. Colombia, C.I. UNIBAN, Oficina de Comunicaciones. 63 p.
22. Metcalf, CL; Flint, WP. 1970. Insectos destructivos e insectos útiles: sus costumbres y su control. México, D.F., CECOSA. 1208 p.
23. Norales L, RI. 2001. Evaluación de la incidencia y la severidad de scarring provocado por el murciélago en tres fincas durante dos semanas (49 y 50) en Megahil. Guatemala, COBIGUA. 18 p.
24. Ochoa, R; Aguilar, H; Vargas, C. 1991. Ácaros fitófagos de América Central: guía ilustrada. Turrialba, Costa Rica, CATIE. 251 p. (Serie Técnica. Manual Técnico no. 6).
25. Ostmark, HE. 1967. The effects of defoliation by *Ceramidia butleri* (Möschler): III percentage of leaf area lost from *Ceramidia* – defoliated Valery plants. La Lima, Honduras, United Fruit Company. 16 p.
26. _____. 1974. Economic insect pests of bananas. La Lima, Honduras, United Fruit Company, Division of Tropical Research. p. 161-176.
27. _____. 1974. Insect pests of banana in Tadeco plantations. La Lima, Honduras, United Fruit Company, Division of Tropical Research. 44 p.

28. _____. 1989. Banano. *In* Manejo integrado de plagas insectiles en la agricultura: estado actual y futuro. Eds. KL Andrews y JR Quezada. Honduras, Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Departamento de Protección Vegetal. p. 445-470.
29. Padmanaban, B; Kandasamy, M; Sathiamoorthy, S. 2001. Pequeño barrenador del banano: *Polytus mellerborgii* Boheman (Dryophthoridae: Curculionoidea). *In* Nuevas plagas del banano reportadas en Tamil Nadu, India. India, National Research Centre for Bannana. p. 43-44.
30. Pasberg Gauhl, C. 2000. El speckling del fruto del banano en zona atlántica de Costa Rica. San José, Costa Rica, BASF. 27 p.
31. Rodríguez, G; Salguero, E. 2000. Análisis del daño causado al banano por murciélagos en la región de Entre Ríos, Izabal. Guatemala. 22 p.
32. Rosero, A. 1987. Banano y plátano: enfermedades y plagas, guía práctica. Medellín, Colombia, Edinalco. 68 p.
33. Sponagel, KW; Díaz, FJ; Cribas, A. 1995. El picudo negro del plátano *Cosmopolites sordidus*. un insecto plaga importante en cultivos del género *Musa* sp. y su estatus de peste en Honduras. La Lima, Cortés, Honduras, Fundación Hondureña de Investigación Agrícola. 38 p.
34. Stephens, C. 1962. *Oiketicus kirbyi* (Lepidoptera: Psychidae). a pest of bananas in Costa Rica. J. Econ. Entomology 55:381-386.
35. Trafton, M. 1940. Caterpillar pests of the banana: their characteristics and recommendations for their control. Puerto Armuelles, Panamá, Chiriqui Land Company. 20 p.
36. United Fruit Company, HN. 1961. Aphid surveys. Department of Research Annual Report, p. 119.
37. _____. 1961. Parasites and predators of banana insect pests. Department of Research Annual Report, p. 119-123.
38. _____. 1961. Studies on red rust thrips. Department of Research Annual Report, p. 105-117.
39. _____. 1966. Ant asociated subterranean mealybug. Annual Research Report. Division of Tropical Research, p. 127.
40. _____. 1966. Bagworm (*Oiketicus kirbyi*). Annual Research Report. Division of Tropical Research, p. 121.
41. _____. 1966. Marks on bananas caused by fly oviposition. Department of Research Annual Report, p. 127-129.

43. _____. 1966. Saddleback caterpillar (*Sibine apicalis*) scars fruits in Changuinola, Panamá. Department of Research Annual Report, p. 124.
44. _____. 1966. Studies on red rust. Department of Research Annual Report. Division of Tropical Research, p 105-114.
45. _____. 1966. Studies on the ceramidia leaf-feeding caterpillar. Department of Research Annual Report, p. 83-105.
46. _____. 1967. Ceramidia leaf-feeding caterpillar. Department of Research Annual Report, p. 105-109.
47. _____. 1967. The banana Mealybug (*Pseucococcus* sp). Department of Research Annual Report, p. 118-125.
48. _____. 1968. Bagworm studies. Department of Research Annual Report, p. 137–150.
49. _____. 1968. Mealybugs studies. Department of Research Annual Report, p. 154-158.
50. _____. 1969. Caligo epidemic controlled by stink bug. Department of Research Annual Report, p. 122–123.
51. _____. 1970. Bat habitats discover in Changuinola. Department of Research Annual Report. p. 143-145.
52. _____. 1970. Morroco bee nest examined. Department of Research Annual Report, p. 134-140.
53. _____. 1970. Natural control agents on 3 *Sibine* species identified. Department of Research Annual Report, p. 134-140.
54. _____. 1977. Caligo. Departament of Research. In Annual Research Report. p. 191–198.
55. _____. 1977. *Colaspis* beetles. Annual Research Report, p. 199–204.
56. _____. 1977. *Metamasius* fruit damage. Annual Research Report. p. 328 –332.
57. _____. 1977. Stratiomyid peel-scarring fly abundant in Changuinola, Panamá. Annual Research Report, p. 123.
58. _____. 1983. Biology and ecology of caligo memnon. Tropical Research Annual Report, p. 129- 147.
59. _____. 1983. Life cycle of *Colaspis* sp. Tropical Research Annual Report, p. 147-155.
60. Uquillas, CM. 2002. Caracterización de *Pyroderces* sp. (Lepidoptera: cosmopterigidae) en banano en Ecuador. *In* Reunión ACORBAT (15, 2002, CO). Memorias. Cartagena de Indias, Colombia. p. 296–300.

61. _____. 2002. Ciclo de vida del lepidoptero (*Opsiphanes tamarindi*) criado en laboratorio y el consumo de follaje en sus diversos instares. *In* Reunión ACORBAT (15, 2002, CO). Memorias. Cartagena de Indias, Colombia. p. 296–300.