

CAPÍTULO 10

Insectos y Acaros Dañinos a la Yuca y su Control¹

Anthony C. Bellotti*, Bernardo Arias V.** , Octavio Vargas H.*** ,
 Jesús A. Reyes Q.^ψ y José María Guerrero^{ψψ}

Introducción

La yuca (*Manihot esculenta* Crantz) es una de las principales fuentes de energía para millones de personas que viven en las zonas tropical y subtropical del mundo. En los últimos 26 años, varias organizaciones internacionales, como el CIAT, el IITA (en Nigeria), el CATIE (en Costa Rica), y muchos programas nacionales de investigación en América Latina (p. ej., los de Colombia, Brasil y Cuba), en Africa (p. ej., los de Camerún, Nigeria y Uganda) y en Asia (p. ej., los de India, Indonesia, China y Tailandia) han hecho un esfuerzo considerable para investigar el cultivo y el complejo de plagas asociadas con él (Bellotti et al., 1999; adaptado de Bellotti, 2000a).

La yuca es una especie originaria del neotrópico, lo mismo que su cultivo; sin embargo, el lugar exacto de origen es discutible (Allem, 1994; Renvoize, 1973). Esta es la razón, según Bellotti et al. (1994), de que una gran diversidad de artrópodos registrados ataquen el

cultivo en las Américas (Cuadro 10-1). Hay, en efecto, una gran variación genética en la planta hospedante que se une a la gran variabilidad de organismos que se alimentan de la planta o se encuentran en simbiosis con ella. De los 17 grupos generales de plagas descritos en el Cuadro 10-1, 35 se encuentran en América, 11 en Africa y 6 en Asia. Son aproximadamente 200 especies de artrópodos (Bellotti y Schoonhoven, 1978a; 1978b), muchas de las cuales son específicas de la yuca y están adaptadas, de diverso modo, a las defensas bioquímicas naturales de esta especie, que comprenden componentes laticíferos y cianogénicos (Bellotti y Riis, 1994; Bellotti, 2000b).

Un buen número de estas especies se consideran plagas menores y ocasionan pocas pérdidas en rendimiento o ninguna. Otras se clasifican como plagas mayores porque, al parecer, han coevolucionado con el cultivo y lo hacen su principal o único hospedero; estas plagas pueden causar daños severos al cultivo, que se manifiestan en pérdidas de rendimiento. Estas plagas mayores de la yuca son los ácaros, la “mosca blanca”, los trips, el gusano cachón, el piojo harinoso, las chinches de encaje, la chinche subterránea o de la viruela de la yuca, y los barrenadores del tallo. Otras plagas, como las escamas, el saltahojas, la chisa blanca, el gusano trozador, la hormiga cortadora de hojas, la mosca de la fruta, la mosca del cogollo y los comejenes pueden ocasionar daños esporádicos o localizados al cultivo. Estas se consideran plagas menores o generalistas, y pueden atacar el cultivo en forma oportunista, especialmente en períodos de sequía cuando la única fuente de alimento disponible es la yuca (Bellotti, 2000a).

1. Este documento contiene información publicada en las Memorias del XXVII Congreso de SOCOLEN.

* Ph.D., Entomología. Líder de la Unidad de Manejo Integrado de Plagas (MIP), Proyecto Yuca, CIAT, Cali, Colombia. E-mail: a.bellotti@cgiar.org

** M.Sc., Producción Vegetal, Asociado de Investigación de la Unidad de MIP, Proyecto Yuca, CIAT. E-mail: b.arias@hotmail.com

*** M.Sc., Entomología, FEDEARROZ (Carrera 100 no. 47-55), Bogotá, D.C. Colombia. Tel.: 1-2139850.

ψ M.Sc., Entomología, As de Biológicos, Palmira, Colombia. E-mail: jesus_antonior@hotmail.com

ψψ Asistente de Investigación, Taxonomía de Acaros Filófagos, Unidad de MIP, CIAT. E-mail: jmguerrero@hotmail.com

Cuadro 10-1. Distribución global de las plagas de artrópodos que tienen importancia para el cultivo de la yuca.

Plaga	Especies principales	Américas	Africa	Asia
Acaros	<i>Mononychellus tanajoa</i>	X	X	
	<i>Tetranychus urticae</i>	X		X
	<i>Oligonychus peruvianus</i>	X		
Piojos harinosos	<i>Phenacoccus manihoti</i>	X	X	
	<i>Phenacoccus herreni</i>	X		
Moscas blancas	<i>Aleurotrachelus socialis</i>	X		
	<i>Aleurothrixus aepim</i>	X		
	<i>Bemisia tabaci</i>	X	X	X
Gusano cachón	<i>B. tuberculata</i>	X		
	<i>Erinnyis ello</i>	X		
Chinche de encaje	<i>E. alope</i>	X		
	<i>Vatiga illudens</i>	X		
Chinche subterránea	<i>V. manihotae</i>	X		
	<i>Amblystira machalana</i>	X		
	<i>Cyrtomenus bergi</i>	X		
Trips	<i>Frankliniella williamsi</i>	X	X	
	<i>Scirtothrips manihoti</i>	X		
	<i>Corinotrips stenopterus</i>	X		
Insectos escamas	<i>Aonidomytilus albus</i>	X	X	X
Mosca de la fruta	<i>Anastrepha pickeli</i>	X		
	<i>A. manihoti</i>	X		
Mosca del cogollo	<i>Neosilba perezii</i>	X		
	<i>Silba pendula</i>	X		
Mosca de las agallas	<i>Jatrophobia (Eudiplosis) brasiliensis</i>	X		
Chizas o mojojey	<i>Leucopholis rorida</i>	X	X	X
	<i>Phyllophaga</i> spp.			
Comejenes	Otras			
	<i>Coptotermes</i> spp.	X	X	X
Barrenadores del tallo	<i>Heterotermes tenuis</i>	X		
	<i>Chilomima</i> spp.	X		
	<i>Coelostermus</i> spp.	X		
Hormigas cortadoras de hojas	<i>Lagochirus</i> spp.	X	X	X
	<i>Atta</i> spp.	X		
	<i>Acromyrmex</i> spp.	X		
Piojos harinosos de las raíces	<i>Pseudococcus mandioca</i>	X		
	<i>Stictococcus vayssierei</i>		X	
Saltahojas	<i>Zonocerus elegans</i>	X	X	
	<i>Z. variegatus</i>	X	X	
Total		35	11	6

FUENTE: Bellotti, 2000a; Arias y Bellotti, 2001.

Los insectos causan daño a la yuca reduciendo el área fotosintéticamente activa de la planta (las hojas), lo que disminuye a su vez el rendimiento; atacando los tallos, lo que debilita el soporte de la planta e inhibe el transporte de nutrientes; y atacando el material de plantación (‘siembra’), lo que disminuye la emisión de

brotos en las estacas (‘germinación’). Pueden atacar también las raíces y ocasionar pudriciones secundarias. Algunas plagas son vectoras y diseminadoras de enfermedades.

Las observaciones indican que las plagas que atacan la planta durante un período prolongado

—como ácaros, “mosca blanca”, trips, piojo harinoso, barrenadores del tallo, escamas y chinches de encaje— reducirán el rendimiento en mayor grado que los que causan defoliación y daños a algunas partes de la planta durante un período corto. Algunas plagas, como el gusano cachón, las hormigas cortadoras de hoja, la mosca de la fruta y la mosca del cogollo, permiten que la planta de yuca se recupere de un daño causado en corto tiempo, si éste no es repetitivo.

Complejo de Artrópodos Plaga de la Yuca

La yuca es una euforbiácea perenne y arbustiva cuyo desarrollo comercial tiene un ciclo largo, de 1 a 2 años. Es un cultivo de propagación vegetativa con una gran tolerancia de la sequía. Se siembra generalmente con otras especies ya sea como cultivo intercalado o en ciclos de cultivo escalonados, el sistema más común en los campos de los agricultores. Tales características agronómicas contribuyen, sin duda, a la diversidad de artrópodos plaga que se alimentan de este cultivo.

Este complejo de plagas, extendido en una amplia región de cultivo, destaca el cuidado que deben tener las medidas cuarentenarias para evitar la introducción de plagas en áreas libres de ellas (Frison y Feliu, 1991). La accidental introducción del ácaro verde de la yuca (*Mononychellus tanajoa* Bondar), AVY, y del piojo harinoso (*Phenacoccus manihoti* Mat. Ferr.) desde las Américas hasta Africa, ha causado considerables pérdidas a lo largo del cinturón yuquero y ha requerido un masivo esfuerzo de control biológico (Herren y Neuenschwander, 1991; Neuenschwander 1994a). En Asia, ninguna de las principales plagas de yuca se ha establecido y las plagas de artrópodos conocidas que se han observado no causan serias pérdidas en rendimiento (Maddison, 1979).

Las exploraciones recientes hechas en cultivos de yuca del neotrópico indican que el complejo de plagas de artrópodos no es geográficamente uniforme. Esta evidencia sugiere que el piojo harinoso (*P. herreni*), que ha causado daños considerables en el Nordeste del Brasil, fue introducido probablemente del Norte

de América del Sur (Venezuela o Colombia), donde las poblaciones de este piojo son controladas por enemigos naturales que no se encuentran en Brasil (Bellotti et al., 1994; Smith y Bellotti, 1996). *Phenacoccus manihoti* causa serios daños en Africa, pero se encontró sólo en Paraguay y en las áreas de Mato Grosso, en Brasil, y de Santa Cruz, en Bolivia (Lohr y Varela, 1990; adaptado de Bellotti, 2000a; 2000b).

Estudios hechos con AVY han demostrado el alto grado de polimorfismo y un gran complejo de especies del género *Mononychellus* en el norte de América del Sur, a diferencia de lo hallado en Brasil (Bellotti et al., 1994). Esta diversidad está asociada con la gran riqueza de especies de fitoseidos que controlan a *Mononychellus* spp. en cultivos de yuca (Bellotti et al., 1987; 1999; adaptado de Bellotti, 2000b).

Insectos que atacan el material de ‘siembra’

La plantación (‘siembra’) de estacas libres de insectos plaga y sin otros daños es importante para obtener un buen desarrollo de brotes (‘germinación’) y un establecimiento satisfactorio de las plantas jóvenes.

Escamas

Se han identificado diversas especies de escamas, insectos que atacan los tallos de yuca en muchas regiones productoras de yuca del mundo. La calidad del material de ‘siembra’ se puede reducir notablemente si las estacas están infestadas con los insectos denominados escamas.

- La escama blanca, *Aonidomytilus albus* (Cockerell). Puede reducir el desarrollo de brotes de 50% a 60%, según el grado de infestación. La inmersión de estacas infestadas en soluciones de insecticidas reduce la infestación, pero las muy infestadas germinan mal aun después de los tratamientos. En consecuencia, se recomienda no utilizar como material de propagación las estacas infestadas con escamas. *Aonidomytilus albus* ha sido hallada en la mayoría de las regiones productoras de yuca del mundo.

- La escama negra, *Saissetia miranda* (Cockerell y Parrot), y la escama gris, *Hemiberlesia diffinis* (Newstead) y *Ceroplastes* sp. Los individuos de estas escamas, y también los de *A. albus*, son poco notorios cuando las poblaciones son bajas o se hallan en cultivos jóvenes; se hacen notorios en cultivos viejos, donde se observan plantas aisladas o sectores de cultivo muy infestados, a partir de los cuales se pueden iniciar epizootias en un ciclo siguiente del cultivo si no se hace selección y tratamiento de las estacas. Se aconseja quemar los residuos de la cosecha de la yuca para evitar la resurgencia de estas plagas.

Mosca de la fruta

Se han identificado dos especies de mosca de la fruta: *Anastrepha manihoti* Costa Lima y *A. pickleii* Costa Lima, las cuales atacan la yuca en América. Las larvas de esta mosca hacen túneles ascendentes o descendentes en los tallos de la planta, formando galerías de color marrón en el área de la médula; esta acción causa la pudrición del tallo.

En las plantas maduras, los tallos afectados tienen la médula de color marrón claro a oscuro, con apariencia acuosa debido a la asociación existente entre esta plaga y una bacteria, *Erwinia carotovora*. La 'germinación' de las estacas obtenidas de estas plantas puede reducirse hasta un 16%, demorándose varias semanas. Esta plaga se describirá más detalladamente en la sección sobre insectos perforadores del tallo.

Barrenadores del tallo

En las estacas que se usan para plantación se han encontrado barrenadores del tallo, principalmente de los órdenes Lepidoptera y Coleoptera. La infestación ocurre, generalmente, cuando las plantas están en crecimiento y también durante el almacenamiento del material de siembra. Este se debe inspeccionar cuidadosamente antes de usarlo. Normalmente, estos insectos se detectan por la presencia de galerías y perforaciones en el tallo, acompañadas de exudados lechosos, aserrín (fino o grueso), residuos de tejidos protectores, chancros, tallos partidos y otros signos.

Insectos que dañan las estacas y las plántulas

Chisa blanca o mojoyoy

Con estos nombres (y también con el de mojoyoy) se denominan las larvas de los cucarrones (coleópteros). Son de color blanco con la cabeza café oscuro; tienen mandíbulas grandes y tres pares de patas en la zona torácica. El abdomen es prominente y de color oscuro. Generalmente se encuentran en el suelo o en la superficie de la materia orgánica en descomposición (troncos, hojas, etc.), adoptando una posición de "C" o media luna; miden unos 5 cm. Estas chisas son saprófitas.

Taxonomía y hábitos. Las chisas blancas que atacan la yuca se encuentran enterradas en el suelo y por hábito alimenticio son rizófagas, es decir, se alimentan de las raíces de las plantas. Suelen causar daño a las estacas plantadas, antes o después de que éstas emitan sus brotes ('germinación'). Es fácil encontrarlas entre los 15 y los 30 cm de profundidad; sin embargo, cuando la temperatura es alta y la humedad baja, tienden a enterrarse mucho más buscando un lugar más fresco y húmedo; esto hace más difícil su control (FIDAR, 1998).

Las chisas son una plaga de la yuca en todo el mundo y constituyen un problema grave en Indonesia. Las especies más importantes parecen ser *Leucopholis rorida* (Indonesia) y *Phillophaga* sp. (Colombia). Otras especies mencionadas en la literatura son: *Leucopholis rorida*, *Lepidiota stigma*, *Euchlora viridis*, *E. nigra*, *E. pulchripes*, *Anomala obsoleta*, *A. archaralis*, *Phillophaga* sp., *Heteronychus plebejus*, *Opatrum micans*, *Corphopilus margirellus*, *Dactylosternum* sp., *Inesida leprosa*, *Petrognatha gigas* y *Aternotomis virescens* (CIAT, 1976; Dulong, 1971; Leefmans, 1915).

Las chisas más frecuentes en Colombia pertenecen al orden Coleoptera, familia Melolonthidae, que tiene cuatro subfamilias: Cetoniinae, Melolonthinae, Dynastinae y Rutelinae. En los trabajos realizados por Victoria (1999) se encontró que los principales géneros de chisas rizófagas que atacan la yuca en el departamento del Cauca (Colombia) son: *Phillophaga* sp. (Melolonthinae), *Cyclocephala* sp. (Dynastinae) y *Anomala* sp. (Rutelinae).

El estudio de las plagas subterráneas de Colombia ha comprobado que las chisas son una plaga compleja por la abundancia de especies, la falta de especificidad por cultivo, y su acción temporal y localizada.

Victoria y Pardo (1999) usaron trampas de luz negra en varias localidades de los municipios de Caldon, Buenos Aires y Santander de Quilichao (departamento del Cauca) y recolectaron 21,739 ejemplares pertenecientes a 44 especies de las subfamilias Dynastinae, Rutelinae y Melolonthidae. La mayoría habían sido registradas ya por el interés económico que tienen para la región y otras partes del país. Las capturas pertenecían a los géneros *Aspidolea*, *Cyclocephala*, *Stenocrates*, *Ancognatha*, *Dyscinetus*, *Coelosis*, *Strategus*, *Podischnus*, *Golofa*, *Ligyris*, *Phyleurus*, *Plectris*, *Phyllophaga*, *Astaena*, *Chariodemia*, *Macrodactylus*, *Isonychus*, *Barybas*, *Pelidnota*, *Anomala* y *Leucotureus*.

El daño que causan las chisas consiste en la destrucción de la corteza de las estacas plantadas, que por ello se pudren y sus tejidos mueren. El ataque a las plantas jóvenes (1 a 3 meses) marchita las hojas; las plantas, repentinamente, mueren porque las larvas se alimentan de la corteza de la parte basal del tallo. Generalmente se alimentan bajo el suelo y forman túneles dentro de la estaca, impidiendo el paso de los nutrientes hacia la parte aérea de la planta; además, consumen las raíces en formación.

Biología. La biología de *L. rorida* se describió en Indonesia en relación con el cultivo de yuca. Los adultos son activos al inicio de las lluvias, pero el daño más severo ocurre, aproximadamente, de 4 a 6 meses después.

Las hembras inician la oviposición 9 días después del apareamiento y ovipositan profundamente en el suelo (50 a 60 cm); ponen hasta 37 huevos individuales de color blanco aperlado que eclosionan en 3 semanas. El estado larval tiene una duración cercana a los 10 meses y las larvas de 4 a 6 meses de edad son las más destructivas. Las larvas viven a una profundidad de 20 a 30 cm, donde se alimentan de raíces. Empupan a una profundidad aproximada de 50 cm. El estado de prepupa dura 14 días y el estado de pupa, aproximadamente, 22 días. Entre los demás hospedantes están el maíz, el arroz, los pastos y la batata.

Las chisas presentan metamorfosis completa: huevo, larva (chisa), prepupa y pupa. El estado de larva (chisa) presenta tres instares y su capacidad de alimentarse se incrementa a medida que se desarrollan, haciendo el mayor daño cuando están en el tercer estadio.

La duración del estado larval es de 3 a 4 meses hasta 9 meses según la especie. Los géneros de menor duración, entre los que atacan a la yuca, son *Anomala* y *Cyclocephala*, cuyo ciclo biológico es corto y hacen, por tanto, una aparición en los dos períodos lluviosos del año (marzo-abril y octubre-noviembre); este tipo de chisas son conocidas con el nombre de bivoltinas. Otros géneros poseen un ciclo biológico de mayor duración y sólo se presentan en un sólo período del año; se conocen como univoltinas. En este último grupo se encuentra el género *Phyllophaga*, el más importante en Colombia porque produce serios daños en el cultivo de la yuca.

Los ataques más frecuentes ocurren cuando la yuca se planta en un suelo que anteriormente tenía pastos o que era un campo enmalezado. Al momento de preparar el suelo se observan, generalmente, altas poblaciones de la larva.

Control biológico. Se han identificado varios parasitoides, predadores y entomopatógenos que atacan las chisas. Los más estudiados han sido estos últimos, entre los cuales se encuentran los hongos *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria basiana* y la bacteria *Bacillus popilliae*, que causa la enfermedad lechosa de las chisas. Los experimentos realizados por el CIAT (1974) indicaron que los hongos pueden ser un método efectivo de control.

Londoño (1999) indica que algunos enemigos naturales de las chisas, encontrados en el oriente antioqueño, son un control útil no sólo por su incidencia en condiciones naturales sino porque causan una mortalidad notable cuando se inoculan en el suelo. Entre ellos están *M. anisopliae*, *B. basiana*, *B. brogniartii* y *B. popilliae*, los cuales causan, en ambiente controlado, una mortalidad superior al 50%.

Londoño (1999) evaluó, en los insectarios, 36 aislamientos de microorganismos para el control de chisas, con buenos resultados. Entre ellos, los nemátodos *Steinernema carpocapsae*,

que causó un 90% de mortalidad, y *Heterorapditis* sp., que logró un 70%. Según Londoño y Ríos (1997), la mortalidad total de estos microorganismos probados es alta y llega en muchos casos al 100%.

Victoria y Pardo (1999) hizo un estudio de reconocimiento de enemigos naturales en varias localidades del departamento del Cauca y encontró los siguientes entomopatógenos asociados con las chisas: *M. anisopliae* en seis localidades, *B. basiana* en una localidad, *B. popilliae* en dos localidades y varios nemátodos en siete localidades.

Entre los insectos parasitoides y predadores, que no están bien estudiados, se encontraron los siguientes: dípteros de la familia Tachinidae en 10 localidades, dípteros de la familia Asilidae en una localidad, himenópteros no identificados en dos localidades, y un coleóptero elatérico (*Elaterida* pos *conoderis*) en cuatro localidades.

Control químico. Las chisas blancas se controlan efectivamente con Lorsban (30 a 40 kg/ha de p.c.) o con Carbofuran (3 a 4 g/planta de p.c.), aplicados bajo las estacas en el suelo. El tratamiento de inmersión de las estacas en soluciones de insecticidas no ha sido tan eficaz como el de las aplicaciones al suelo, que deben hacerse cuando éste se encuentre húmedo. Se emplea también el tratamiento de Carbofuran 4F líquido aplicado al suelo en la base de las plantas cuando están pequeñas.

Gusanos trozadores

Hay varias especies de gusanos trozadores que atacan la yuca y causan daño a las plantas de tres maneras:

- Trozadores de superficie. *Agrotis ipsilon*, que daña la plántula cerca de la superficie del suelo (sobre o bajo ella) y la troza dejándola doblada sobre el suelo. Estas larvas son de color gris oscuro con aspecto grasiento o de color marrón con rayas de colores claros.
- Trozadores trepadores. *Spodoptera eridania* y *S. sunia*, que trepan por los tallos de las plántulas, consumen algunas yemas y hojas y hacen finalmente cortes anulares en los tallos, que causan el marchitamiento y la muerte de las plantas. La larva bien

desarrollada es de color gris oscuro o casi negro y presenta bandas laterales amarillas o anaranjadas.

- Trozadores subterráneos. Permanecen en el suelo y se alimentan de las raíces y las partes subterráneas de los tallos causando pérdidas en el material de siembra. La pérdida de plantas jóvenes puede llegar al 50%; en este punto es necesario hacer una 'resiembra'.

La biología de las tres categorías de especies trozadoras que atacan la yuca es similar. Los huevos son ovipositados en masa en el envés de las hojas cercanas al suelo, eclosionan en 6 u 8 días y se desarrollan en un lapso de 20 a 30 días. El estado de pupa (8 a 11 días) ocurre en el suelo o bajo los residuos de las plantas. La oviposición se inicia, aproximadamente, una semana después de la emergencia de los adultos. Una generación dura cerca de 2 meses y, en condiciones ambientales favorables, puede haber varias generaciones en un año.

Control. Sus ataques son esporádicos y se presentan, generalmente, en focos o parches en el cultivo; ocurren con más frecuencia cuando la yuca sigue al maíz o al sorgo o cuando se siembra en lotes adyacentes a estos cultivos. Las estacas de mayor longitud (30 cm) permiten, cuando son atacadas, la recuperación de las plantas.

Estos insectos se pueden controlar efectivamente con cebos envenenados que se aplican por encima del suelo (10 kg de aserrín, 8 a 10 litros de agua, 500 g de azúcar o 1 litro de melaza, y 100 g de Trichlorform, para ¼ ó ½ ha). También se pueden controlar con aplicaciones de Lorsban alrededor de las estacas.

Grillos

Los grillos, *Gryllus assimilis* (grillo común) y *Grillotalpa* sp. (grillo topo), cortan los retoños jóvenes de las plantas después de su 'emergencia'. Causan también daño en la base de la planta y ésta queda más susceptible al volcamiento por el viento. Se controlan con los mismos productos recomendados para los insectos trozadores.

Termitas o comejenes

Atacan la yuca, principalmente, en las tierras bajas del trópico. Se han reportado como plaga en diversas regiones del mundo y, en primer lugar, en África. En Madagascar se han identificado las especies *Coptotermes voeltzkowi* y *C. paradoxis* de la familia Rhinotermitidae; éstas se alimentan del material de propagación, de las raíces engrosadas o de las plantas en crecimiento. El daño principal que causan parece ser la pérdida de estacas, porque afecta seriamente el establecimiento del cultivo, especialmente si hay períodos secos prolongados.

Se ha observado que dañan las raíces engrosadas que más tarde sufren pudrición. En Colombia, *Heterotermes tenuis* y *Coptotermes niger* se alimentan del material de propagación (estacas) de raíces o de plantas en crecimiento; éstas presentan luego partes en proceso de secamiento o de muerte si se añaden condiciones climáticas desfavorables, ciertos patógenos o estacas de mala calidad.

Control. Es necesario proteger las estacas al momento de establecer el cultivo para garantizar un buen desarrollo de brotes y una buena 'emergencia' de plantas. La protección consiste en tratamientos combinados de fungicida e insecticida, como Captán + Carbendazim (2 g de i.a./litro de agua) más una aplicación posterior de Lorsban en polvo, al suelo junto a las estacas (3 a 4 g por sitio o por estaca).

Insectos y ácaros que atacan el follaje

A. Cosumidores de follaje

Gusano cachón de la yuca

Erinnyis ello (L.), familia Sphingidae, es una de las plagas más importantes de la yuca en el neotrópico (Bellotti et al., 1992 a 1999). Tiene un amplio hábitat geográfico desde el sureste de Brasil, Argentina y Paraguay hasta la cuenca del Caribe y el sureste de los Estados Unidos.

La capacidad migratoria de *E. ello*, unida a su amplia adaptación climática y a su rango de hospederos, son probablemente la causa de su extensa distribución y de sus ataques esporádicos (Janzen, 1987). Otras especies del género *Erinnyis* se alimentan de la yuca. Las

subespecies de este insecto *E. ello encantado* y *E. alope*, otra especie estrechamente relacionada, han sido registradas en el neotrópico. El insecto no se ha reportado en África ni en Asia.

Biología y hábitos. Las larvas del gusano cachón se alimentan de hojas de yuca de todas las edades, de tallos tiernos y de brotes. Los ataques severos causan defoliación completa de la planta, pérdida del volumen de la raíz y baja calidad de ésta. Aunque la pérdida de rendimiento puede ser severa por la defoliación completa debida a uno o a varios ataques repetidos, la planta de yuca no muere. Los carbohidratos almacenados en las raíces permiten que la planta se recupere, especialmente si ocurren condiciones favorables en la época de lluvias del trópico. Los ataques repetidos son muy comunes cuando la aplicación de plaguicidas no se hace a tiempo, ya que no destruye las larvas de quinto instar y las prepupas, pero elimina los enemigos naturales del insecto (Braun et al., 1993). Las grandes plantaciones de yuca son propensas a ataques frecuentes y repetitivos de esta plaga.

La defoliación durante los meses iniciales de crecimiento del cultivo puede ocasionar pérdidas importantes en el rendimiento. Con estudios de simulación se han estimado estas pérdidas entre el 10% y el 64%, según la intensidad del ataque, el número de ataques de la plaga, y el ecosistema donde se desarrolle el cultivo (Arias y Bellotti, 1985b; CIAT, 1989). Los ataques fuertes causan la muerte de las plantas jóvenes cuando la plaga consume el 100% de las yemas; pueden ocurrir cuando hay explosiones de la plaga, el cultivo tiene de 1 a 2 meses de edad, y hay más de cuatro larvas por planta. Estos estudios indicaron que la defoliación de plantas jóvenes (hasta los 5 meses de edad) reduce más el rendimiento que la defoliación de plantas de más edad (6 a 10 meses).

Aunque cada larva puede consumir 1107 cm² de área foliar, se pueden tolerar poblaciones relativamente altas; en condiciones ambientales favorables se ha observado hasta un 80% de defoliación sin que se presenten reducciones en el rendimiento de raíces. De los 1107 cm² consumidos durante el período larval, alrededor del 75% se consume durante el quinto instar. A 15, 20, 25 y 30 °C, la duración media del estado larval es de 105, 52, 29 y 23 días, respectivamente, lo que indica que el pico de

actividad del gusano cachón puede ocurrir a bajas altitudes (< 1200 m) o durante el verano en el subtrópico (Bellotti y Arias, 1988).

Las larvas varían en color; los colores más comunes son amarillo, verde, negro (combinado con manchas pequeñas laterales de color blanco y rojo), gris oscuro, y canela; en algunos casos se ven larvas de color rosado. Las larvas recién eclosionadas miden entre 4 y 5 mm, maduran entre 12 y 15 días, y alcanzan una longitud aproximada de 10 a 12 cm en el quinto instar larval; descienden al suelo donde pasan al estado de pupa (cápsula quitinosa) que es de color marrón con rayas negras. Las pupas se ubican bajo los residuos desprendidos de las plantas.

El adulto emerge en unos 15 a 20 días. La emergencia de la plaga ocurre, generalmente, en las épocas de transición del invierno al verano y viceversa; estos brotes son irregulares y pueden pasar años sin que ocurran. Los adultos de *E. ello* son de hábito nocturno. La hembra es de color ceniza uniforme y los machos presentan una banda negra longitudinal en las alas anteriores. Los huevos son grandes (1.5 mm de diámetro) y su color puede ser verde oliva o amarillo; son puestos individualmente, de preferencia sobre el haz de las hojas de yuca; cuando hay explosiones de la plaga se pueden encontrar, además, en el envés, en los peciolo y en los tallos de la planta.

En jaulas de oviposición colocadas en el campo (25 °C y 80% H.R.), la hembra puede llegar a una longevidad de 19 días (promedio de 8.6 días) y el macho a un máximo de 15 días (promedio de 7 días).

El T_{50} (tiempo en que muere el 50% de la población) fue de 6.6 días. La oviposición diaria máxima de una hembra fue de 500 huevos, el período de preoviposición es de 2 a 4 días. Una hembra puede llegar a ovipositar en confinamiento, durante toda su vida, hasta 1,800 huevos; un promedio de 850 huevos cuando están en parejas individuales y 448 cuando están en grupos de parejas (CIAT 1978). Esta alta oviposición, combinada con el comportamiento migratorio de los adultos, contribuye al rápido fortalecimiento de las poblaciones del gusano cachón y a su aparición esporádica (Bellotti et al., 1992; Janzen, 1987).

Las hembras y los machos se diferencian, en el estado pupal, por la posición de la apertura genital. La apertura genital del macho (gonoporo) se encuentra localizada en el noveno segmento abdominal (que es abultado) quedando libre el octavo segmento; la apertura genital de la hembra es lisa y llega a ocupar el octavo segmento que se ve como una "V". La relación de sexos es, aproximadamente, de una hembra por un macho.

La gran habilidad de vuelo y la capacidad migratoria de este insecto, combinada con su amplia adaptación climática y su extenso rango de hospederos (Janzen, 1986; 1987) hace difícil, a menudo, la tarea de lograr un control efectivo. Los plaguicidas ejercen un control adecuado si las poblaciones del gusano cachón se detectan y se tratan durante los tres primeros instares; pues bien, los agricultores reaccionan a un ataque de esta plaga haciendo excesivas aplicaciones de insecticidas fuera de tiempo, lo que desencadena ataques más severos (Laberry, 1997). Una población de larvas de cuarto y quinto instar no sólo es más difícil de controlar sino que su presencia tolerada es antieconómica por la considerable defoliación que ellas causan.

Los plaguicidas aplicados también afectan las poblaciones de enemigos naturales, propiciando ataques más frecuentes (Urías-López et al., 1987). Hay un complejo de enemigos naturales asociado con *E. ello*; ahora bien, su efectividad es muy reducida, probablemente, a causa del comportamiento migratorio de los adultos del insecto. Una migración masiva de adultos causa un rápido desequilibrio entre la plaga y sus enemigos naturales puesto que aquellos ponen un considerable número de huevos en poco tiempo en los campos cultivados con yuca (más de 600/planta); las poblaciones de enemigos naturales serán, por tanto, muy bajas para poder evitar una explosión de larvas del gusano cachón y, por ende, una severa defoliación del cultivo.

Debido a que su tasa de reproducción es limitada, los parásitos y predadores no pueden recuperarse suficientemente rápido para suprimir las dramáticas explosiones del gusano cachón (Bellotti et al., 1992). Por esta razón, se pueden presentar 2 ó 3 ataques sucesivos si estas explosiones no se detectan oportunamente.

Las prácticas de cultivo adecuadas (control de malezas y buena preparación del terreno) pueden reducir las poblaciones de adultos y pupas de esta plaga.

Control biológico con parasitoides y predadores. La clave para que los agentes de control biológico sean efectivos es la habilidad para sincronizar la liberación de un gran número de predadores o parásitos durante estadios tempranos del insecto, de preferencia como huevos o en los instares larvales primero a tercero.

Especies. Se han identificado más de 40 especies de parásitos, predadores y patógenos de huevos, larvas y estados pupales del gusano cachón de la yuca (Bellotti et al., 1999).

- Hay ocho especies de microhimenópteros de las familias Trichogrammatidae, Scelionidae y Encyrtidae, que parasitan los huevos de *E. ello*, por ejemplo: *Trichogramma minutim*, *Trichogramma* spp., *Telenomus sphingis*, *T. dilophonotae*, *Ooencyrtus* sp. y *O. submetalicus* (CIAT, 1989). Algunas especies de *Trichogramma* y de *Telenomus* se han reportado como parásitos del 94% al 99% de estos huevos (Bellotti y Schoonhoven, 1978a).
- Entre los dípteros parasitoides de las larvas de este insecto están las moscas de la familia Tachinidae (*Thysanomia* sp.), de la Sarcophagidae (*Sarcophaga* sp., *Oxisarcodexia innota*), y de la Drinidae (*Drino macarensis*). Entre los himenópteros están las avispa de la familia Ichneumonidae (*Cryptophion* sp.) y de la Braconidae (en especial, las especies del género *Cotesia* (= *Apanteles*) como *Cotesia americana* y *C. Congregatus*) (Bellotti et al., 1992; 1994a; 1994b).
- Los predadores de huevos más comunes son *Chrysoperla* spp. y *Chrysopa* sp. Otros predadores importantes de larvas son las avispas (Hymenoptera: Vespidae) del género *Polistes* (como la *Polistes erythrocephalus*). Las chinches *Podisus nigrispinus*, *P. obscurus*, *Alceorrhinchus grandis* Hemiptera: Pentatomidae) y varias especies de arañas de las familias Tomicidae y Salticidae (Bellotti et al., 1992).

Seguimiento. La eficacia de los parásitos y predadores está limitada por su escasa respuesta funcional durante una explosión del gusano cachón, que es de corta duración (15 días). Ahora bien, para el éxito del control es necesario hacer seguimiento ('monitoreo') de poblaciones del gusano cachón en el campo para detectar adultos inmigrantes o larvas en instares tempranos. Esta tarea requiere de trampas con lámparas de luz negra (tipo BL o BLB, Ref. T20T12BLT), las cuales atraen adultos en vuelo o permiten reconocer la presencia de huevos o larvas (CIAT, 1983; 1989).

Estas trampas de luz no son un método de control sino una herramienta para conocer la fluctuación (mayor o menor abundancia) de las poblaciones de adultos de *E. ello*; estos datos permiten planificar mejor la aplicación de las diferentes técnicas que se emplean en el manejo de la plaga. En observaciones preliminares se capturaron 3094 adultos en una noche, la mayor parte entre las 12 p.m. y las 2 a.m. Esta información es muy útil en sitios donde no hay energía eléctrica porque en ellos harán funcionar las trampas empleando baterías o motores movidos con combustible solamente a esas horas. La dificultad de sincronizar una liberación masiva de parásitos y predadores cuando ocurra un pico en la población de la plaga señala la necesidad de un plaguicida biológico barato y almacenable.

Control biológico con microorganismos. El control microbiano con aspersiones del *Bacillus thuringiensis* en dosis de 2 a 3 g de p.c. por litro de agua provee un control efectivo, cuya eficacia aumenta cuando la larva está en los tres primeros instares (Arias y Bellotti, 1977; Herrera, 1999).

El CIAT encontró en 1973 un virus en las colonias de *E. ello* que ataca las larvas del insecto. El virus fue identificado en la Universidad de California, en Berkeley, Estados Unidos, por Gerard M. Thomas, como un baculovirus y fue reconfirmado por él mismo en 1974 y en 1977.

A partir de entonces, el CIAT desarrolló métodos sencillos de evaluación y encontró que este virus (baculovirus de *E. ello*) resultó ser un medio biológico muy efectivo y eficaz para el

control de la plaga; en la actualidad, este es el producto bandera para el control del gusano cachón porque se aplica en forma convencional y, además, porque puede almacenarse durante varios años sin que se altere significativamente su patogenicidad.

El compuesto viral fue desarrollado y se aplicó por primera vez a nivel comercial (en grandes extensiones de cultivo) en Brasil, cuando la población de las larvas estaba en los primeros instares; el resultado fue un control completo. Posteriormente, en Venezuela el virus reemplazó el uso de insecticidas en las grandes plantaciones (7000 ha) de yuca donde el gusano cachón es endémico; se aplicaron 70 ml/ha a larvas de primero y segundo instar, y el control resultante fue del 100%. El costo directo de almacenamiento, aplicación, procesamiento y recolección de larvas fue de U\$4/ha (CIAT, 1995; Laberry, 1997).

Hay también hongos entomopatógenos. La recolección de insectos afectados por éstos en los cultivos de yuca fue baja: de cinco zonas evaluadas sólo se recolectaron en una. Una cepa de *B. bassiana* fue la que causó mayor mortalidad a *E. ello* (31.6% a 87.5%) en condiciones de laboratorio, siendo más susceptible el tercer instar. La acción del hongo no es transmitida de una generación a otra. Se aplicó entonces una mezcla de dos cepas, *B. bassiana* y *M. anisopliae*, a larvas de tercer instar y se logró un 90% de mortalidad sin que se presentara antagonismo; las larvas muertas exhibieron la sintomatología típica de cada cepa individual (Múnera et al., 1999).

Se identificó también un hongo que ataca las pupas del insecto. Se trata de un ascomiceto del género *Cordyceps* sp., que resultó ser muy agresivo en forma natural. En 1978 se controló con este hongo una tercera explosión del gusano cachón en el departamento del Quindío. Sólo en ese ambiente ha sido encontrado el hongo. *Cordyceps* sp. se pudo reproducir fácilmente en PDA y, aplicado a pupas en el laboratorio, logró un control cercano al 100%.

Control por métodos mecánicos. La recolección manual de larvas y pupas es muy efectiva para reducir las poblaciones del gusano cachón en plantaciones pequeñas. Esta práctica es más aplicable en campos donde apenas se inician los ataques del insecto. Cuando se

practican labores de desyerba del cultivo, basta sacar las pupas a la superficie del suelo donde mueren por exposición a la radiación solar o son destruidas con el azadón o el palín de desyerba.

Gusano tigre de la yuca

Esta plaga (*Phoenicoprocta sanguinea* WLK) es esporádica en el cultivo de la yuca y, generalmente, no causa una defoliación importante en la planta. Se ha reportado en Colombia, Ecuador, México, Brasil y Surinam.

Phoenicoprocta sanguinea pertenece a la familia Amatidae o Ctenuchidae. Se conoce como insecto tigre y se encuentra en los cultivos de yuca de manera constante, aunque se le atribuye poca importancia económica. Se considera plaga potencial del cultivo.

Biología y hábitos. Los adultos de esta especie son mariposas de hábito diurno, pequeñas y vistosas, cuyas alas expandidas miden 30 mm de longitud y el cuerpo, aproximadamente, 12 mm. Las hembras tienen las alas anteriores de color negro y las posteriores, más pequeñas, con áreas transparentes. Sólo en el abdomen presentan manchas azules metálicas en el centro de cada segmento abdominal. Los machos tienen en el cuerpo coloraciones metálicas azules, rojas y amarillas sobre fondo negro. Las alas son transparentes (rasgo típico de esta familia), tanto las anteriores como las posteriores. El macho es más vistoso que la hembra: en el abdomen tiene mechones rojos laterales, separados por manchas azules centrales, y en el tórax mechones laterales amarillos. La cabeza es azul y los ojos negros.

La hembra coloca los huevos en el envés de las hojas, de preferencia en el tercio superior de las plantas. Los huevos son semiesféricos, de color crema hialino y miden, aproximadamente, 1 mm de diámetro; quedan puestos individualmente, y se forman a veces grupos de 2, 4 y más huevos (hasta 17). El tiempo de incubación de los huevos va de 4 a 5 días. El número de huevos puestos por una hembra en un período de 14 días es de 192.

Las larvas de *P. sanguinea* pasan por cinco instares larvales cuya duración va de 10 a 14 días; en este tiempo pasa por una gran diversidad de coloraciones que hacen contrastar

un instar con otro. Las larvas se cubren con vellosidades cuya cantidad y coloración varían en los distintos instares; en el primer instar son de una coloración habano amarillenta, casi translúcidas, pasan luego por el café y el gris hasta adquirir el rojo en el quinto instar.

El primer instar se alimenta del tejido inferior del limbo de la hoja, en forma circular, dejando la película superior intacta; ésta se seca y cae más tarde, y se forman así perforaciones circulares —se ven a menudo en las plantaciones maduras— que pueden unirse cuando hay muchas larvas alimentándose de la misma hoja. En los instares más avanzados, las larvas consumen la hoja uniformemente dejando únicamente las nervaduras; esta acción la convierte en plaga potencial de este cultivo.

La evaluación del consumo de área foliar de *P. sanguinea* indica que puede consumir, en promedio, 78.5 cm² de lámina durante su ciclo de vida, es decir, 14 veces menos que la consumida por *E. ello* (Arias y Bellotti, 1983). Las larvas miden de 2.6 mm (el mínimo en el primer instar) hasta 21 mm de longitud (el máximo en el quinto instar) (Arias y Bellotti, 1983).

Después del quinto instar larval, el insecto pasa a un estado de prepupa que ocurre en el suelo y dura de 1 a 2 días; enseguida empupa entre los desechos del suelo formando un capullo con las setas del cuerpo. El estado de pupa dura de 12 a 16 días; la pupa es de coloración café y mide, aproximadamente, de 1.5 a 2.0 cm de longitud y de 0.5 a 0.7 cm de ancho.

El ciclo de vida del insecto (26 °C y 70% H.R.), desde huevo hasta adulto, tuvo una duración promedio de 41.2 días (Arias y Bellotti, 1983).

Control biológico. *Phoenicoprocta sanguinea* es una plaga que, hasta el momento, no requiere de plaguicidas para su control porque no ha presentado brotes de importancia económica. Esto se debe, posiblemente, a los agentes de control biológico que la mantienen en niveles moderados y bajos en el campo.

- Los huevos de *P. sanguinea* son parasitados por *Trichogramma* sp. De cada huevo emergen, como mínimo, cinco avispitas y, como máximo, ocho; la relación de sexos

(hembras:machos) es de 0.5:1 la mínima, y de 5:1 la máxima.

En Ecuador se ha observado una avispa negra, aún sin identificar, parasitando los huevos de *P. sanguinea* (Arias y Guerrero, comunicación personal).

- Las larvas también son parasitadas por una avispa del género *Apanteles* (= *Cotesia*), la cual emerge cuando la larva de la plaga se encuentra en prepupa. Por esta razón, los puparios de *Apanteles* sp. se observan dentro del capullo formado por la larva. De estos puparios o cocones emergen, como mínimo, 6 avispitas y, como máximo, 36 avispitas de *Apanteles* sp., cuya relación de sexos (hembras:machos) varió de 1:1 a 23:1.

Cuando se halla en estado de pupa, se ha observado una avispa en actitud de parásito, posiblemente de la familia Ichneumonidae; la avispa no ha sido plenamente identificada (Arias y Bellotti, 1983).

Hormiga cortadora de hojas

En América se han reportado varias especies de hormigas (*Atta* sp. y *Acromyrmex* sp.) que se alimentan de la planta de yuca. El ataque al cultivo de una alta población de hormigas obreras concluye con la defoliación de las plantas. Las hormigas hacen cortes semicirculares en las hojas y en ataques severos también cortan las yemas. Llevan las partes cortadas al hormiguero, bajo la superficie del suelo, donde las mastican y forman una pasta; sobre ésta crece el hongo *Rhizites gongylophora*.

El daño al cultivo se manifiesta, generalmente, en parches en que las plantas aparecen defoliadas como cuando son atacadas por el gusano cachón. Se diferencia de este último por la presencia de cortes semicirculares y por la observación de caminos que conducen a los hormigueros, que pueden estar lejos del sitio en que se hizo el daño. No se conoce su efecto en el rendimiento.

Control. El medio más efectivo de control son los insecticidas. Los hormigueros, que se observan fácilmente por los montones de tierra alrededor de sus orificios de entrada, se pueden destruir fumigándolos con humos de disulfuro de carbono y azufre.

- El Lorsban, aplicado periódicamente en las bocas de los nidos con una insufladora, es efectivo para reducir las poblaciones de hormigas.
- Un control económico y ecológico es atacar el hongo que sirve de alimento a la reina; para lograrlo, se intenta cambiar el pH del hormiguero aplicando periódicamente cal en las entradas y en el interior del hormiguero con una insufladora (Guillermo Sotelo, comunicación personal).
- Se puede aplicar también una mezcla de cal con Lorsban en la proporción 2:3, la cual atacará tanto al hongo como a las hormigas.

Una práctica importante de manejo del cultivo es determinar la época de los vuelos nupciales de las reinas y capturarlas cuando inician la construcción de los nidos; ésta se reconoce por los pequeños orificios abiertos en el suelo que tienen alrededor la tierra removida por la reina al iniciar la nueva colonia. En algunas localidades del departamento del Cauca se ha enseñado a jóvenes escolares a reconocer estos nidos pequeños y se les paga según al número de reinas recolectadas. En algunas zonas indígenas, estas reinas se recolectan para consumirlas como alimento.

B. Chupadores de follaje

Acaros plaga de la yuca

Los ácaros son una plaga universal de las plantas de yuca que causan serias pérdidas en los cultivos de América y de África (Herren y Neuenschwander, 1991; Bellotti et al., 1999). Se han reportado más de 40 especies que se alimentan del follaje de la yuca (Byrne et al., 1983), de las cuales las más frecuentes son *Mononychellus tanajoa* (sin.: *M. progresivus*), *M. caribbeanae*, *Tetranychus cinnabarinus* y *T. urticae* (registrado también como *T. bimaculatus* y *T. telarius*) (Bellotti, 2000a; 2000b).

El cultivo de la yuca es el principal hospedante del complejo de especies de *Mononychellus*; el complejo de especies de *Tetranychus* tiene, en cambio, un amplio rango de hospedantes. Hay otras especies de ácaros (p. ej., *Oligonychus peruvianus*, *O. biharensis*, *Eutetranychus banksi* y *M. mcgregori*) que tienen poca importancia económica porque se

alimentan del follaje de yuca esporádicamente (Byrne et al., 1983; adaptado de Bellotti, 2000b). En casi todas las regiones productoras de yuca del mundo, los ácaros atacan con frecuencia el cultivo durante la época seca y le causan daños graves.

El ácaro *Tetranychus urticae* es universal y se considera plaga importante en algunas áreas de Asia. La distribución de *O. peruvianus* se limita a América y África Oriental y aún no se ha reportado en Asia. Si las condiciones ambientales son óptimas, los ácaros se encuentran en gran número en el envés de las hojas de la yuca.

Acaro verde de la yuca (AVY)

Mononychellus tanajoa Bondar. Aunque esta especie es nativa de América, ha causado una considerable reducción en el rendimiento del cultivo en varias partes de África Oriental después de su introducción a esa región y de su diseminación a otras áreas del continente.

El ácaro *Mononychellus tanajoa* (AVY) se encuentra, generalmente, alrededor de los puntos de crecimiento de las plantas, en las yemas, en las hojas jóvenes y en los tallos; las partes media y baja de la planta son menos afectadas por esta especie. En ataques severos, los retoños pierden su color verde, y las hojas presentan puntos amarillos distribuidos uniformemente en la superficie, adquieren una apariencia moteada y bronceada en forma de mosaico, disminuyen de tamaño y se deforman (Byrne et al., 1983).

Los tallos se escarifican, se tornan ásperos y de color marrón y, en ocasiones, sufren muerte descendente, o sea, necrosamiento progresivo desde la parte superior de la planta hasta la inferior. Los puntos terminales toman forma de lanceta por la ausencia de hojas y por la apariencia suberizada. Puede ocurrir un rebrote, pero si las lluvias son escasas, el nuevo brote de hojas podría ser atacado también (Yaninek y Animashaun, 1987).

El retorno de las lluvias permite a las variedades tolerantes recuperar el follaje. Una característica importante del ácaro *Mononychellus* es que no produce telarañas para dispersarse de una planta a otra. El cuerpo de este ácaro es de color verde uniforme.

Otros ácaros (verde con mancha y rojo)

Tetranychus urticae Koch. El daño ocasionado por este ácaro aparece primero en las hojas intermedias y bajas de la planta. Se observa inicialmente un amarillamiento en el área de convergencia de las nervaduras centrales de los folíolos de las hojas debida a la concentración de la población de ácaros en esa área; más tarde, esos puntos amarillos se extienden a lo largo de las nervaduras centrales y llegan a esparcirse por toda la hoja que toma entonces un color marrón rojizo o herrumbroso. Las primeras hojas afectadas son las basales. Las hojas muy infestadas se secan y caen. En condiciones normales, las plantas se ven verdes en la parte superior y afectadas o defoliadas en las partes media y baja. En condiciones de sequía severa, este ácaro puede invadir las plantas y matarlas, si la variedad es susceptible.

Esta especie produce telarañas para movilizarse de una parte a otra de la planta o entre plantas vecinas. El cuerpo de estos ácaros es de color verde, como el de *M. tanajoa*, pero se diferencia de él en que es un poco más grande y presentan una mancha oscura a cada lado del cuerpo al observarlos en el microscopio.

El ácaro *Tetranychus cinnabarinus* produce síntomas similares a los de *T. urticae*. El cuerpo de este ácaro tiene coloración roja.

Acaro plano de la yuca

Con este nombre se denomina una especie de ácaro:

Oligonychus peruvianus (McGregor). La presencia de este ácaro en la planta se manifiesta en las manchas blancas pequeñas que son telarañas que la hembra construye sobre el envés de las hojas, comúnmente a lo largo de las nervaduras (centrales, secundarias, terciarias y las de los márgenes foliares). La oviposición ocurre bajo las telarañas, donde se alimentan y desarrollan los estados inmaduros del ácaro. En el estado adulto, los ácaros abandonan las telarañas para formar nuevas colonias. En cada telaraña se encuentran entre 5 y 10 ácaros. En el haz de las hojas se forman pequeñas áreas necrosadas —irregulares y de color pardo— que corresponden a la actividad alimentaria de cada una de las colonias desde el

envés. La formación de estas colonias se inicia, generalmente, en las partes media y baja de la planta; cuando las condiciones ambientales las favorecen y si la variedad de yuca es susceptible, la planta puede ser invadida totalmente.

Pérdidas

El AVY es la especie de ácaro más importante. Se han reportado las pérdidas que causa en los cultivos de yuca en las Américas y en Africa (Herren y Neuenschwander, 1991; Bellotti et al., 1999), especialmente en la época seca de los trópicos bajos (Braun et al., 1989; Yaninek y Animashaun, 1987). Nyiira (1972) reportó reducciones del rendimiento hasta del 40% en Africa, debidas a *M. tanajoa*. En estudios realizados en Venezuela se calculó una reducción del rendimiento de 30% a 40% debida a este ácaro (Doreste; Bellotti, 2000a).

En ensayos de campo con cultivos jóvenes, se observó una reducción de 21%, 25% y 53% durante 3, 4 y 6 meses de ataque, respectivamente (Bellotti et al., 1983c). En condiciones de campo, una población alta del ácaro causó un 15% de reducción del rendimiento en un material resistente y un 73% o más de pérdida en un material susceptible; 67% del material usado para 'siembra' (estacas) resultó afectado (Byrne et al., 1982; 1983; adaptado de Bellotti, 2000a; 2000b).

El ácaro *M. tanajoa* fue originalmente encontrado en el nordeste de Brasil, en 1938. Apareció por primera vez en Africa (en Uganda) en 1971; en 1985 se había dispersado por todo el cinturón yuquero en 27 países (Yaninek, 1988) causando pérdidas en el campo, que iban de 13% a 80% (Yaninek y Herren, 1988; Herren y Neuenschwander, 1991; Skovgard et al., 1993; adaptado de Bellotti, 2000b).

Control

Las investigaciones sobre el control de *M. tanajoa* han tenido en cuenta dos direcciones principales: la resistencia de la planta hospedante (RPH) y el control biológico. Estas dos estrategias complementarias ayudan a reducir las poblaciones del AVY y, por ende, su nivel de daño económico. El uso continuo de acaricidas no es una opción económica para agricultores de bajos ingresos; además, no se

recomiendan estos productos porque causan efectos adversos en los enemigos naturales de la plaga (Bellotti, 2000b).

Resistencia de la planta hospedera (RPH).

Dos centros internacionales de investigación (el CIAT y el IITA) han hecho trabajos importantes en mejoramiento de la yuca, lo mismo que varios programas nacionales de investigación (p. ej., el Centro Nacional de Pesquisa en Mandioca y Fruticultura (CNPMP, coordinado por la Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, EMBRAPA)); todos han tratado de desarrollar híbridos con resistencia al AVY (Byrne et al., 1983; Bellotti et al., 1987; Hershey, 1987). Aproximadamente, 5000 variedades de yuca que se encuentran en el banco de germoplasma del CIAT se han evaluado respecto a su resistencia al AVY y a los otros ácaros mencionados; los resultados indican que hay bajos niveles de resistencia o tolerancia al género *Tetranychus* y niveles moderados de resistencia a los géneros *Mononychellus* y *Oligonychus*. Aproximadamente, el 6% (300 variedades) han sido halladas con un nivel bajo o moderado de resistencia (CIAT, 1999). Este trabajo básico ha permitido que variedades de moderado nivel de resistencia hayan sido desarrolladas y liberadas para los agricultores (Arias y Guerrero, 2000).

Las investigaciones de resistencia a este ácaro que hace el CIAT se realizan tradicionalmente en dos sitios:

- CIAT-Palmira, situada en zona andina intermedia de 1000 msnm de altitud media, donde la población del ácaro es moderada (Arias y Guerrero, 2000).
- Pivijay (Magdalena), en la costa atlántica colombiana, situada en las tierras bajas del trópico, con una época seca prolongada (4 a 6 meses), donde la población del ácaro es alta (Arias y Guerrero, 2000).

Se han encontrado cultivares con un nivel de resistencia de bajo a moderado, que reciben calificaciones entre 0 y 3.5 por nivel de daño en una escala de 0 a 6 (Arias y Guerrero, 2000).

De las 300 variedades seleccionadas como promisorias por su resistencia de muchos años (2 a 7 ciclos del cultivo), 72 han mantenido una calificación, por nivel de daño, menor de 3.0 (CIAT, 1999). La mayoría de estas variedades

fueron recolectadas en Brasil, Colombia, Venezuela, Perú y Ecuador. Algunos de estos materiales son híbridos (Arias y Guerrero, 2000).

Algunos mecanismos de resistencia al ácaro han sido interpretados como antixenosis (o sea, preferencia o no preferencia) o antibiosis (Byrne et al., 1982). Los ácaros que se alimentan de variedades susceptibles tienen una fecundidad alta, una aceptabilidad alta en la planta, corto tiempo de desarrollo, largo período de vida como adultos y baja mortalidad de larvas y ninfas; los que se alimentan de material resistente, en cambio, no se comportan así (Byrne et al., 1983). Los que se alimentan de variedades resistentes tienen alta mortalidad, largo período de desarrollo, menos oviposición y está en períodos cortos. En recientes estudios de laboratorio, *M. tanaoia* muestra una fuerte preferencia hacia la oviposición en variedades susceptibles. Cuando se compararon las variedades resistentes MECU 72, MPER 611 y ECU 64 con la susceptible CMC 40 (MCOL 1468) en prueba de libre elección, la preferencia fue del 95%, 91% y 88%, respectivamente, por la variedad susceptible (Arias y Guerrero, 2000).

Control biológico. Los estudios hechos en muchos campos de yuca y los datos experimentales indican que, aunque el AVY está presente en las tierras bajas del neotrópico, rara vez sus ataques causan pérdidas significativas, excepto en algunas zonas de Brasil. Desde 1983 hasta 1990, se hicieron evaluaciones del complejo de enemigos naturales del ácaro verde en 2400 sitios de 14 países de las Américas (Bellotti et al., 1987; Byrne et al., 1983). Este trabajo es un progreso en la identificación del complejo de ácaros asociados con la plaga.

En el CIAT hay una colección de referencia de los predadores, que consta de ácaros fitófagos encontrados en yuca (Cuadro 10-2). Se escogieron varias zonas de recolección que tenían similitud ecológica con los sitios de África y Brasil en que había problemas de ácaros. De las 87 especies recolectadas y almacenadas, 25 son nuevas o no se habían registrado antes y el 76% (66 especies) fueron recolectadas en cultivos de yuca. Se está preparando una clave taxonómica de especies de fitoseidos asociados con la yuca como parte de un proyecto colaborativo con varios colegas brasileños. La colección CIAT-Brasil es de referencia, tiene una base de datos y puede ser usada fácilmente para

Cuadro 10-2. Aspectos biológicos y ecológicos de fitoseidos que son predadores de los ácaros plaga de la yuca.^a

Especie de fitoseidos	No. de colonias entre 1986-99	Humedad relativa	Consumo de huevos de <i>M.t.</i> (24 h)	Tiempo de desarrollo (días)		Fecundidad		Longevidad (hembras)		Hembras (%)	
				<i>M.t.</i>	<i>T.u.</i>	<i>M.t.</i>	<i>T.u.</i>	<i>M.c.</i>	<i>T.u.</i>	<i>M.c.</i>	<i>M.t.</i>
<i>Typhlodromalus manihoti</i>	31	+	68	4.9	4.1	5.5	14.2	—	3.5	74	88
<i>T. aripo</i>	9	+				6.8		13.0	13.0	20.9	
<i>T. tenuiscutis</i>	7	+	45.4	5.8	5.8	5.7	32.0	2.5	16.1	16.1	75
<i>T. rapax</i>	1			5.0	5.4	5.8	6.0	12.0	19.4	78	62
<i>Neoseiulus idaeus</i>	20	+++	26.8	4.6	4.6	5.1	13.8	32.3	12.5	27.8	73
<i>N. californicus</i>	5	++	26.5	4.7	4.4	7.7	34.8	43.7	23.4	70	79
<i>N. anonyms</i>	4			4.7	5.1	5.2	14.5	34.4	27.7	39.1	58
<i>Galenidromus helveolus</i>	5	+		7.4	7.0		18.7	8.0	23.0	19.0	66
<i>G. amectens</i>	6	++	17.8	5.7	6.1		22.4	19.0	31.0	27.7	74
<i>Euseius concordis</i>	1		5.7	5.0		12.7				75	70

a. Humedad relativa: + = 75%; ++ = 60%; +++ = 40% a 50%; *M.t.* = *Mononychellus tanajoa*; *T.u.* = *Tetranychus urticae*; *M.c.* = *Mononychellus caribbeanae*.

descripción o redesccripción de especies; en ella pueden encontrarse tipos y paratipos de ácaros.

De las 66 especies de fitoseidos recolectados en plantas de yuca, 13 especies son las más comunes. *Typhlodromalus manihoti*, la especie que se colectó con más frecuencia, se encontró en más del 50% de los campos muestreados. La siguen *Neoseiulus idaeus*, *T. aripo*, *Galendromus annectens*, *Euseius concordis* y *E. ho*. Los fitoseidos *T. aripo* y *N. idaeus* están desempeñando un rol promisorio en el control de *M. tanajoa* en Africa (Yaninek et al., 1991; 1993).

En las exploraciones se hallaron otros insectos predadores del AVY, especialmente el estafilínido *Oligota minuta* y el coccinélido *Stethorus* sp. Los fitoseidos y otros predadores fueron estudiados cuidadosamente en el laboratorio y en el campo (Cuadro 10-2) y se comprobado que los ácaros fitoseidos son más eficientes que los insectos predadores (Byrne et al., 1983).

Los resultados de esos estudios mostraron que la densidad del AVY fue más alta en el nordeste de Brasil que en Colombia y que la diversidad de especies de fitoseidos fue considerablemente más alta en Colombia que en Brasil. De los campos evaluados en Colombia, en el 92% no había infestación del ácaro plaga o era muy baja la densidad (menos de 25 ácaros/hoja); en los cultivos de Brasil, en cambio, en el 12% no había infestación y en el 25% la densidad del AVY era intermedia o alta (Bellotti et al., 1994).

Los resultados de los experimentos de campo hechos en Colombia (Braun et al., 1989) demostraron la importancia del efecto logrado por las diversas especies de fitoseidos asociados al AVY. En Colombia, la producción de raíces frescas y de raíces secas se redujo en 33% cuando se eliminaron los enemigos naturales de los ácaros; las aplicaciones de acaricidas, en cambio, no incrementaron la producción, lo que indica que el control biológico era bueno.

Desde 1984, numerosas especies de fitoseidos han sido enviadas a Africa desde Colombia y Brasil. De las especies liberadas masivamente, ninguna de las procedentes de Colombia se estableció, pero tres especies de

Brasil (*Typhlodromalus manihoti*, *T. aripo* y *N. idaeus*) lograron establecerse (Bellotti et al., 1999; Yaninek et al., 1991; 1993). De las tres, *T. aripo* parece ser la más promisorio: se dispersó rápidamente y se encuentra hoy en más de 14 países. Las evaluaciones de campo indican que *T. aripo* reduce la población del AVY en un porcentaje que va de 35% a 60% e incrementa la producción de materia fresca de 30% a 37%.

Neozygites cf. floridana, un hongo patógeno (Zygomycetes: Entomophthorales), causa mortalidad en las poblaciones del ácaro de manera irregular o periódica en Colombia y en el nordeste de Brasil (Delalibera et al., 1992). Este patógeno fue hallado en muchos campos de yuca en varias regiones del neotrópico. Algunas cepas son específicas del género *Mononychellus* (de Moraes et al., 1990). También fue encontrado en el AVY en Africa, aunque no se han observado epizootias (Yaninek et al., 1996), lo que indica que la cepa de Brasil puede ser más virulenta que la de Africa. Se emplean actualmente técnicas moleculares para identificar taxonómicamente las cepas y se están desarrollando metodologías in vitro para producir el patógeno. Este hongo, que parece ser muy promisorio para el control biológico del AVY, se está evaluando también en Africa.

“Moscas blancas” de la yuca

Las moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) se alimentan directamente de la planta de yuca y sirven de vectores de los virus que la atacan. Causan, por tanto, daños significativos a este cultivo en los agroecosistemas de América, Africa y, en menor grado, de Asia. El complejo de moscas blancas del neotrópico es grande y están registradas 11 especies relacionadas con la yuca:

Aleurotrachelus socialis Bondar, *Trialeurodes variabilis* Quaintance, *Bemisia tuberculata* Bondar, *Aleurothrixus aepim* Goldi, *Bemisia tabaci* Gennadius, *B. argentifolii*, *Trialeurodes abutiloneus*, *Aleurodicus dispersus*, *Paraleyrodus* sp., *Aleuronudus* sp. y *Tetraleurodes* sp. (Bellotti et al., 1994; 1999; Castillo, 1996; França et al., 1996).

Aleurotrachelus socialis es la especie predominante en la zona norte de América del Sur, donde causa considerables daños al cultivo;

se encuentra también en Brasil, aunque en menor número (Farias, 1994). Se han registrado pequeñas poblaciones de *B. tuberculata* y *T. variabilis* en Brasil, Colombia, Venezuela y otros países (Farias, 1990; Bellotti et al., 1999). La mosca blanca espiralada (*A. dispersus*) causa un daño de apariencia vistosa a la yuca en el oeste de África (Neuenschwander, 1994b; D'Almeida et al., 1998). En Colombia se han encontrado poblaciones bajas de esta especie en cultivos de yuca de la costa atlántica y del Valle del Cauca, así como en algunas provincias de Ecuador (Bernardo Arias y José María Guerrero, comunicación personal); también de *Bemisia afer* en Kenia (Munthali, 1992) y en Costa de Marfil (Bellotti, 2000a; 2000b).

Biología y hábitos. La especie *B. tabaci*, que está distribuida por todo el trópico, se alimenta de plantas de yuca en África y en diversas regiones de Asia, incluyendo India (Lal y Pillai, 1981) y Malaysia. Antes de 1990, los biotipos de *B. tabaci* hallados en América no se alimentaban de yuca. Se sabe que estas moscas blancas son transmisoras de virus que causan en la yuca las siguientes enfermedades:

- El mosaico africano de la yuca (ACMD), que proviene de varios geminivirus transmitidos por *B. tabaci* (Tresh et al., 1994; adaptado de Bellotti, 2000a).
- El cuero de sapo, que afecta la yuca en el neotrópico, tiene como vector a *B. tuberculata* (Angel et al., 1990; adaptado de Bellotti, 2000a).

Se ha especulado que la ausencia del ACMD en América puede estar relacionada con la inhabilidad de su vector, *B. tabaci*, para colonizar la yuca. A principios de los 90, un nuevo biotipo (el B) de *B. tabaci*, considerado como una especie separada (*B. argentifolii*) por algunos, fue encontrado en el neotrópico alimentándose de yuca. Se cree que el ACMD es actualmente una amenaza seria para la producción de yuca en el neotrópico, dado que los cultivares más tradicionales de esta región son altamente susceptibles a la enfermedad. Además, el complejo de biotipos de *B. tabaci* es vector de varios virus que afectan especies cultivadas, a menudo, en asociación con yuca o cerca de este cultivo. La posibilidad de que la enfermedad viral circule entre esas especies o de que aparezcan nuevos virus representa una

amenaza potencial para la yuca (Bellotti, 2000a; 2000b).

Las hembras de *A. socialis* ovipositan huevos individuales, que tienen forma de banano, sobre el envés de las hojas apicales. El tiempo de incubación de los huevos es de unos 10 días y el insecto pasa por tres instares ninfales y una fase de pupa (4o. instar) antes de alcanzar el estado adulto. Durante el tercer instar, el cuerpo cambia del color crema al negro y se rodea de una capa blanca cerosa. Las pupas de color negro hacen esta especie fácil de distinguir de otras especies de mosca blanca que se alimentan de yuca. El tiempo de desarrollo del huevo al adulto de *A. socialis* en una incubadora es de 32 días (28 ± 1 °C, 70% H.R.) (Arias, 1995). Los estudios de oviposición de las hembras de *A. socialis* indican que una hembra llega a colocar, aproximadamente, hasta 224 huevos (CIAT, 2000; adaptado de Bellotti, 2000b).

Los estudios hechos sobre *T. variabilis* indicaron que las hembras ovipositan, en promedio, 161 huevos que tienen un 62% de supervivencia (desde el huevo hasta el adulto). Los huevos tienen forma de bala y los coloca la hembra verticalmente, tal como hacen *B. tuberculata* y *B. tabaci*. La longevidad promedio de las hembras fue de 19.2 días y la del macho de 8.8 días. Las pupas de las dos últimas especies son de forma oblonga y tienen, normalmente, un color verde pálido; por consiguiente, deben diferenciarse a nivel de microscopía, teniendo en cuenta además algunas características morfológicas propias de cada especie.

Las poblaciones altas de *T. variabilis* se asocian, generalmente, con la época lluviosa cuando las plantas están más vigorosas. El nivel de las poblaciones puede depender más de las condiciones fisiológicas de la planta que del clima.

Daño y pérdidas. Las moscas blancas causan daño directo a las hojas mediante su actividad de alimentación. Tanto los adultos como los estados inmaduros de *A. socialis* son activos y dañinos. Se alimentan del floema y las hembras lo hacen aun durante la cópula y la oviposición; este hábito produce clorosis y 'encartuchamiento' de las hojas del cogollo. En las variedades susceptibles, las hojas del tercio medio de las plantas, donde se encuentran las

ninfas, se reducen en tamaño y presentan un amarillamiento desde los bordes hacia el centro, junto con áreas corrugadas más verdes que otras, dando así una apariencia de mosaico. En general, estas hojas se tornan amarillas, se necrosan, y, finalmente, se desprenden, según la intensidad del ataque, cubiertas por un crecimiento fungoso negro que se conoce como fumagina (Arias, 1995). Cuando los ataques se inician en edad temprana y duran hasta etapas muy avanzadas del período vegetativo de la planta, y cuando las variedades son susceptibles, las plantas se tornan raquíticas y sus tallos delgados sufren volcamiento; se producen entonces tallos de rebrote que son apetecidos por los adultos de la plaga. De este modo, la plaga consigue afectar la producción del material de siembra, el rendimiento del cultivo y la calidad de las raíces cosechadas (Arias, 1995).

Poblaciones. La investigación que se ha hecho en el neotrópico se ha concentrado en *A. socialis* y en *A. aepim*. Las poblaciones de ambas especies aumentan durante la época seca, pero pueden presentarse durante todo el ciclo del cultivo (Farias et al., 1991; Gold et al., 1991). Se ha observado, en el departamento del Tolima, que durante las épocas de verano la población de *A. socialis* se incrementa y la de *T. variabilis* disminuye. En las épocas lluviosas ocurre lo contrario: la población de *T. variabilis* es alta y la de *A. socialis* baja (CIAT, 1986; adaptado de Bellotti, 2000a; 2000b).

En los últimos 5 años de la década del 90 y en el primero del 2000, la población de *A. socialis* se ha elevado mucho y se ha vuelto endémica en los departamentos de Cauca y Valle del Cauca, causando efectos graves en la economía de los agricultores de esas zonas. Las poblaciones de esta mosca blanca se han mantenido constantes tanto en épocas secas como en épocas de lluvias. Al parecer, los días lluviosos alternados con días de sol fuerte y de alta temperatura favorecen y estimulan la incidencia de esta plaga, e impiden, incluso, la presencia de otras plagas (Bernardo Arias y Anthony Bellotti, observación personal). Algunos investigadores han observado que un ataque prolongado de esta plaga a un cultivo puede afectar la capacidad de emisión de brotes ('brotación') de las estacas provenientes de esas plantas (Gustavo Jaramillo, comunicación personal).

Son corrientes las pérdidas de producción causadas por *A. socialis* y *A. aepim*. Hay correlación entre la duración del ataque de la mosca blanca y las pérdidas en producción de raíces de yuca. Ataques de *A. socialis* de 1, 6 y 11 meses de duración resultaron en 5%, 42% y 79%, respectivamente, de pérdida en el rendimiento de raíces, en ensayos de campo del CNIA-Nataima de CORPOICA, en Tolima, Colombia (Bellotti et al., 1983c; 1999; Vargas y Bellotti, 1981).

Control. La resistencia varietal (RPH) y el control biológico son los métodos cuya aceptación ha aumentado para complementar las prácticas de control de plagas; con ellas se reduce la contaminación ambiental y otras desventajas que presenta el excesivo uso de plaguicidas químicos. Inicialmente, las investigaciones sobre el control de la mosca blanca en cultivos de yuca en el neotrópico hicieron énfasis en sus actividades RPH y en las prácticas del cultivo. Más recientemente se ha trabajado mucho en la identificación de enemigos naturales y en la evaluación de su acción en un contexto de manejo integrado de plagas (MIP) (Bellotti, 2000b).

Control con manejo del cultivo. Los sistemas tradicionales de cultivar la yuca intercalándola muchas veces con otros cultivos han demostrado ser una práctica que reduce la población de plagas (Leihner, 1983).

- La asociación de yuca con caupí reduce la población de huevos de *A. socialis* y *T. variabilis* si comparamos ésta con la del monocultivo (Gold et al., 1990); estos efectos fueron residuales y persistieron hasta 6 meses después de la cosecha. Las pérdidas en producción de la asociación yuca/maíz, del monocultivo de yuca y de una mezcla de sistemas de cultivos fueron, aproximadamente, de 60%; en el sistema yuca/frijol, las pérdidas en producción fueron sólo del 12% (Gold et al., 1989a). La asociación con maíz no redujo la población de huevos (Gold, 1993), lo que indica que esta técnica tiene éxito cuando depende de las especies intercaladas; aunque esto limita la efectividad y la aceptación de la práctica por los agricultores, representa una reducción de la población de plagas entre los pequeños agricultores (Bellotti, 2000b).

- En el control agronómico, el manejo de fechas de plantación tiene un papel importante en la disminución de la incidencia de esta plaga. Si se planta en la época de lluvias adecuada, el cultivo puede estar libre de la plaga, o soportar sólo pequeñas poblaciones de ésta, en los primeros 2 a 3 meses del período vegetativo, que son muy importantes para el desarrollo del cultivo. Asimismo, el control de malezas y la fertilización (cuando sea necesaria) evitarán, si son oportunos, la competencia de otras plantas y darán un vigor inicial a las plantas que les permitirán soportar los ataques de este insecto (Arias, 1995).
- Las trampas amarillas se usan como práctica de control físico, en diferentes cultivos por diferentes investigadores; éstos han encontrado que las “moscas blancas” son atraídas por superficies que reflejen el color amarillo en un rango de 500 a 700 nm (Berlinger, citado por Arias, 1995).

Control por resistencia varietal (RPH). La resistencia varietal ofrece una opción estable, de bajo costo y de larga duración para mantener controladas las poblaciones de mosca blanca. La resistencia a la mosca blanca es rara en los cultivos, aunque han sido identificadas buenas fuentes de resistencia y se están desarrollando híbridos resistentes altamente productivos. Los estudios sobre RPH iniciados en el CIAT hace más de 15 años han permitido evaluar sistemáticamente más de 6000 variedades de yuca del banco de germoplasma de yuca respecto a la resistencia a la mosca blanca (CIAT, 1999), especialmente a *A. socialis*. En Brasil se han hecho investigaciones con *A. aepim* (Farias, 1990a, citado en Arias y Guerrero, 2000).

Se han identificado diversas fuentes de resistencia a *A. socialis*. El clon MECU 72 ha manifestado en forma congruente un alto nivel de resistencia. Otras variedades presentaron resistencia entre moderada y alta, incluida MECU 64, MPER 335, MPER 415, MPER 317, MPER 216, MPER 221, MPER 265, MPER 266 y MPER 365. Partiendo de estos resultados, la resistencia a *A. socialis* parece estar concentrada en el germoplasma originario de Ecuador y Perú, pero es necesario hacer más investigaciones en el futuro. MECU 72 y MBRA 12 (clones agronómicamente deseables y con tolerancia de

campo a la mosca blanca) fueron utilizados en un programa de mejoramiento para aumentar la producción y la resistencia de los clones que no mostraron diferencia significativa en la producción al comparar parcelas tratadas con insecticida y parcelas sin tratar (CIAT, 1992; Bellotti et al., 1999).

Los estudios de invernadero y de campo mostraron que *A. socialis*, cuando se alimentó sobre variedades resistentes, tuvo menos oviposición, períodos de desarrollo más largos, tamaño reducido y mayor mortalidad que las que se alimentaron de clones susceptibles. Los instares ninfales de *A. socialis*, cuando se alimentaron en MECU 72, presentaron 72.5% de mortalidad en los primeros instares (CIAT, 1994; Arias, 1995) (Figura 10-1). Las progenies (CG489-34, CG489-4, CG489-31, CG489-23) seleccionadas de un cruce de MECU 72 y MBRA 12 tuvieron niveles moderados de resistencia a la mosca blanca. Tres de estos híbridos son actualmente evaluados para ser entregados a los productores colombianos en el departamento de Tolima, Colombia (Arias y Guerrero, 2000).

La evaluación de la resistencia a poblaciones naturales de *A. socialis* se ha hecho en el campo en dos lugares de Colombia:

- En Nataima, Tolima, en cooperación con la Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (CORPOICA). Las poblaciones de *A. socialis* que se encuentran en Nataima han estado en niveles que van de moderado a alto en los últimos 15 años; es posible, por tanto, hacer allí investigaciones durante un tiempo largo (Arias y Guerrero, 2000).
- En CIAT-Palmira, Valle del Cauca. Inicialmente, la población de *A. socialis* fue baja; sin embargo, desde 1994 se ha incrementado y es actualmente más alta que en Tolima. No se entiende este repentino incremento de la población de *A. socialis*, pero es evidente la dinámica de la irrupción de esta plaga en un cultivo que ha soportado antes sus ataques (Arias y Guerrero, 2000).

Actualmente se investiga en el CIAT para identificar marcadores ligados a genes que confieren resistencia al ataque de *A. socialis*, con el fin de entender la genética de la resistencia de la yuca a la mosca blanca y anticiparse a la

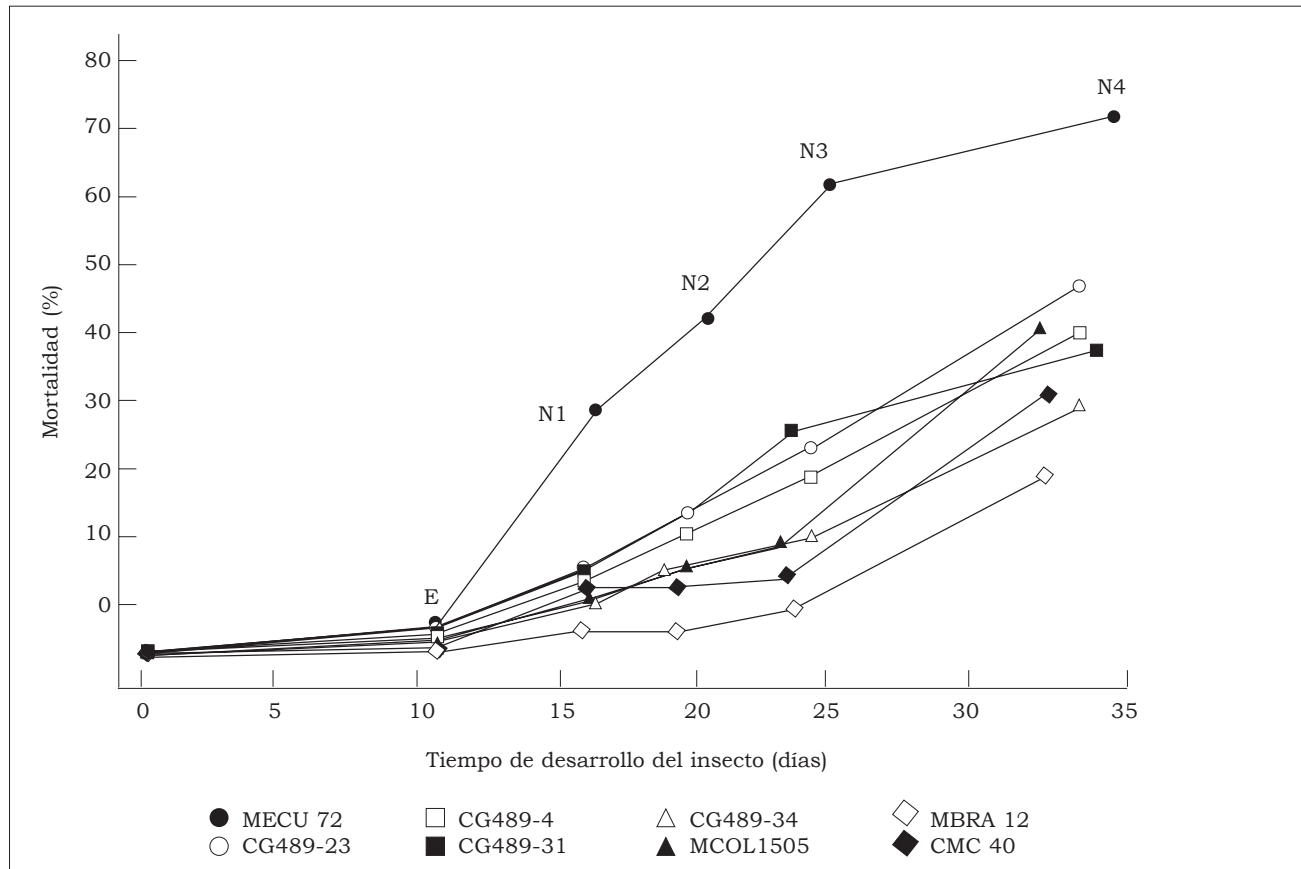


Figura 10-1. Mortalidad de *Aleurotrachelus socialis* respecto a su estado de desarrollo, en clones de yuca resistentes y susceptibles a la plaga. E = eclosión, N1 = ninfa 1, N2 = ninfa 2, N3 = ninfa 3, N4 = ninfa 4.

evaluación. Se han obtenido recientemente progenies de yuca a partir de cruzamientos entre variedades resistentes (CG489-34) y susceptibles (MCOL 2026) para hacer con ellas las investigaciones dichas (Arias y Guerrero, 2000).

Se aplican técnicas para la determinación del polimorfismo del ADN, tales como la amplificación de la longitud polimórfica de los fragmentos (AFLP) de ADN y la repetición de secuencias simples (SSR). Otras técnicas se han empleado también para el análisis de grupos segregantes BSA (Bulk Segregant Analysis), para hallar ligamientos de los marcadores respecto a la resistencia y asociarlos en el mapa genético de la yuca, y para clonar finalmente genes de resistencia (E. Barrera, comunicación personal; adaptada en Arias y Guerrero, 2000).

Se ha identificado la co-segregación de los marcadores obtenidos por AFLP y la resistencia a *A. socialis*, la cual se utiliza actualmente para

generar marcadores de secuencias repetidas caracterizadas (SCARs). Los marcadores basados en la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) pueden servir de base para la construcción del mapa genético molecular de la yuca con marcadores ligados a la resistencia de la yuca a la mosca blanca *A. socialis* (Arias y Guerrero, 2000).

Control biológico. En exploraciones realizadas en años recientes en el neotrópico —especialmente en Colombia, Venezuela, Ecuador y Brasil— se han identificado bastantes enemigos naturales asociados con el complejo de la mosca blanca que ataca la yuca. Faltan conocimientos sobre el complejo de enemigos naturales asociados con las diferentes especies de mosca blanca y esto ha limitado la determinación de su efectividad y, por ende, de su uso en los programas de control biológico. Existe un conjunto de parasitoides, pero se sabe poco sobre su nivel de parasitismo, sus tasas de parasitismo por especie de mosca, el hospedero

específico que eligen, y su efecto en la regulación de poblaciones de la mosca blanca.

Desde 1994, los investigadores del CIAT han hecho exploraciones para identificar enemigos naturales en el norte de América del Sur. El grupo más representativo es el de los parasitoides microhimenópteros (Castillo, 1996; Evans y Castillo, 1998). Hay abundancia de estas especies en Colombia. Los géneros *Encarsia*, *Eretmocerus* y *Amitus* son los que más frecuentemente se asocian con *A. socialis*, *B. tuberculata* y *T. variabilis* (Castillo, 1996). Se recolectaron más de 10 especies, algunas de ellas sin registrar. Tres de las especies de *Encarsia* fueron identificadas como *E. hispida*, *E. pergandiella* y *E. bellottii* (Evans y Castillo, 1998). Ninguna de las de *Eretmocerus* y sólo una de *Amitus* (*A. macgowni*) han sido identificadas. La especies predominantes fueron *E. hispida*, *Amitus* sp. y *Eretmocerus* sp. Los niveles más altos de parasitismo observados en *A. socialis*, *B. tuberculata* y *T. variabilis* fueron 15.3%, 13.9% y 12.1%, respectivamente, y variaron según la región geográfica (Castillo, 1996). El parasitismo fue mayor en la región andina que en la zona costera y en las regiones planas del oriente de Colombia.

En estudios recientes hechos en Colombia (1997-99), se halló que *Encarsia* era el género más frecuentemente recolectado en la región andina y que *Eretmocerus* lo era en las bajas altitudes de la costa caribe (CIAT, 1999). Las especies de parasitoides asociados con cada especie de mosca blanca pueden estar influenciadas por la región geográfica. En el Valle del Cauca (1000 msnm), el 99.6% del parasitismo de *A. socialis* se debió a *Encarsia* y el 0.4% a *Eretmocerus*. El complejo de especies de parasitoides más numeroso se halló asociado con *B. tuberculata*.

Los estudios hechos en el invernadero con *E. hispida* como parásito de *A. socialis* muestran que el tercer instar de la mosca blanca es el preferido. La tasa de parasitismo alcanzado fue 75.3% en el tercer instar y 15.6%, 44.7% y 43.1% en el primero, segundo y cuarto instar, respectivamente. La tasa promedio de parasitismo fue de 45% y su punto máximo ocurrió entre las 72 y las 96 horas después de la exposición (CIAT, 1999; Ortega, 2000). *Encarsia hispida* es el parasitoide que se observa con más frecuencia cuando la población de *A. socialis* es

alta; sin embargo, su efectividad para regular poblaciones de la mosca blanca en el campo no se conoce.

La forma en que las variedades resistentes a *A. socialis* influyen en el comportamiento de los parasitoides también ha sido evaluada. La supervivencia de *E. hispida* no fue afectada negativamente por los genotipos resistentes de yuca. Sin embargo, se observó que emergieron menos parasitoides de las pupas de *A. socialis* cuyas larvas se habían alimentado antes de la variedad resistente MECU 72 que de las pupas en que las larvas se alimentaron de la variedad susceptible CMC40 (CIAT, 1999).

Durante el mes de diciembre del 2000 y en los 3 primeros meses del 2001, se observó en la estación experimental de CIAT-Palmira un número considerable de parasitoides *Amitus macgowni* en poblaciones altas de *A. socialis*. Se capturaron entre 20 y 80 ejemplares por hoja y más de 2500 ejemplares en una hora (Bernardo Arias, comunicación personal).

Se han ensayado en el laboratorio tres hongos entomopatógenos que atacan la mosca blanca a nivel mundial: *Beauveria bassiana*, *Verticillium lecanii* y *Metarhizium anisopliae*. Aunque estos hongos no se han encontrado en Colombia como parásitos naturales, se observó que *B. bassiana* causaba una mortalidad de 28%, 55% y 39% en ninfas de *A. socialis* de I, II y III instar, respectivamente; el segundo instar fue el más susceptible en condiciones de laboratorio. *Beauveria bassiana* y *M. anisopliae* causaron en la plaga una mortalidad de 18.1% y 18.8%, respectivamente, cuando se aplicaron en la mañana, y de 12.4% y 5.7% cuando se aplicaron en la tarde (Sánchez y Bellotti, 1997).

Chinches de encaje

Las chinches de encaje (Hemiptera: Tingidae) atacan la yuca en varios países de América del Sur y de América Central. Estas chinches son una plaga en el neotrópico y no han sido registradas en África ni en Asia. Froeschner (1993) ha identificado varias especies, de las cuales las más importantes para la yuca son *Vatiga illudens*, *V. manihotae* y *Amblystira machalana*. *Vatiga manihotae* se ha encontrado principalmente en Colombia y Venezuela; también se halla en Cuba, Trinidad, Perú, Ecuador, Paraguay, Argentina y Brasil. *Vatiga*

illudens predomina en Brasil, pero se encuentra también en la región del Caribe. La chinche de encaje negro, *A. machalana*, causa daños a la yuca en Colombia, Venezuela y Ecuador (Bellotti et al., 1999; adaptado de Bellotti, 2000a).

Vatiga illudens y V. manihotae. Estas dos especies atacan la yuca, principalmente durante la época seca, y su ataque se agrava con las sequías prolongadas. Los adultos del género *Vatiga* son de color gris y miden aproximadamente 3 mm de longitud por 1 mm de ancho. La duración promedio del ciclo de vida de *V. illudens* es de 75.5 días. La hembra puede poner, en promedio, 61.2 huevos que inserta en el tejido foliar, de preferencia junto a las nervaduras centrales y en el sitio en que éstas convergen cerca del peciolo; son, por ello, imperceptibles. La ninfa es blanca y un poco más pequeña que el adulto; tanto adultos como ninfas se encuentran en grandes cantidades sobre el envés de las hojas.

Las poblaciones suelen concentrarse sobre las hojas basales e intermedias pero llegan, cuando el ataque es grave, hasta las apicales. Los daños causados en las hojas son similares a los que hacen los ácaros; se manifiestan como manchas blancas pequeñas (puntuaciones semejantes a estrellas) y dan una apariencia blanquizca a la hoja cuando se unen; más tarde adquieren un tono marrón-rojizo (Bellotti, 2000a).

Este daño se diferencia del que hacen los ácaros por la presencia de puntos negros en el envés de las hojas, que son los excrementos de la chinche. El follaje dañado puede conducir a una considerable reducción de la tasa de fotosíntesis y puede resultar en la caída de las hojas basales (Bellotti, 2000a).

Amblystira machalana. Esta plaga induce una sintomatología similar a la que produce *Vatiga* spp. Los adultos y las ninfas de esta especie presentan una coloración negra. La hembra pone los huevos sobre el envés de las hojas; son blancos al comienzo, pero en poco tiempo se tornan rojos o anaranjados. El ciclo de vida de *A. machalana* tiene una duración promedio de 42.5 días; la hembra puede poner, en promedio, 93 huevos (Arias y Bellotti, 2001). En el banco de germoplasma del CIAT en el campo se han presentado brotes fuertes de *Amblystira machalana* en épocas húmedas. Esta

especie se presenta también en zonas húmedas de Ecuador (Bernardo Arias y José María Guerrero, comunicación personal), a diferencia de *V. illudens* y *V. manihoti*, más comunes en la época seca.

En ensayos de campo hechos en el CIAT con poblaciones naturales de *A. machalana* se registraron pérdidas del 39%, a diferencia de los bloques de plantas tratadas con plaguicidas (CIAT, 1990). Es difícil encontrar en la literatura información sobre las pérdidas en rendimiento que causan *V. illudens* y *V. manihotae*. Ahora bien, hay poblaciones de *V. illudens* en Brasil que son endémicas y parece que están reduciendo el rendimiento, especialmente en el campo Cerrado central y, más recientemente, en el sur de Brasil. Sobre los daños actuales y potenciales de esta plaga hay poca información en la literatura y se necesita en esto más trabajo de investigación (Bellotti, 2000a; 2000b).

Control. El control de las chinches de encaje parece ser difícil. Se han encontrado muy pocos enemigos naturales (Bellotti et al., 1999). El uso continuo de insecticidas es costoso y puede destruir los enemigos naturales de las otras plagas. Estudios preliminares y evaluaciones hechas en el banco de germoplasma de yuca del CIAT indican que es posible disponer de resistencia varietal, pero que hace falta bastante investigación para desarrollar esa tecnología (CIAT, 1990; adaptado de Bellotti, 2000b).

En el CIAT-Palmira se ha observado un hemíptero de la familia Reduviidae (*Zellus nugax*) predando las ninfas y los adultos de las especies de *Vatiga* mencionadas; llega a consumir, durante todo su ciclo biológico, 475 individuos de chinche de encaje, en promedio. Hay también varias especies de arañas que se alimentan de estos insectos, pero hasta el momento no se ha medido su potencial como predadores.

C. Insectos raspadores

Trips

Se han identificado varias especies de trips que atacan la yuca: *Frankliniella williamsi* Hood, *Scyrtotrips manihoti*, *Corynotrips stenopterus* y *Caliotrips masculinus*. Todas pertenecen a la familia Thripidae. Los trips son una plaga de cuidado en América Central y en América del Sur; también se han reportado en África.

Frankliniella williamsi y Scyrtotrips manihoti. Estas dos son las especies más importantes por el daño que causan a las yemas terminales, es decir, rompen la dominancia apical de las plantas. En ambas especies, el cuerpo del adulto tiene una coloración amarilla uniforme con diferencias microscópicas. Cuando estos trips atacan la planta, las hojas no se desarrollan normalmente; los folíolos se deforman y se presentan manchas amarillas cloróticas o desgarramientos pequeños e irregulares. El daño que causa el aparato bucal raspador-chupador de los trips a las hojas en expansión causa en ellas una deformación y distorsión que llega a la ausencia de lóbulos foliares completos. Las nuevas hojas son pequeñas con hendiduras profundas que van del borde de los folíolos hasta las nervaduras centrales.

En los tallos y pecíolos aparece un tejido de color marrón, que corresponde a la cicatrización o suberización (tejido corchoso) de las heridas causadas en el tallo por los insectos al raspar; además, los entrenudos se acortan. Los puntos terminales de crecimiento pueden morir y esto induce el crecimiento de yemas laterales; éstas pueden sufrir también el ataque de la plaga, lo que da a la planta la apariencia de una escoba de bruja y la deja enana. Este ataque es más frecuente durante los períodos secos y las plantas afectadas se pueden recuperar con la llegada de la época lluviosa.

Corinotrips stenopterus y Caliotrips masculinus. Estas dos especies de trips se consideran de menor importancia porque prefieren las hojas intermedias y bajas de la planta, no rompen la dominancia apical y, por consiguiente, permiten que la planta se desarrolle bien. Si el ataque es fuerte, las hojas se ven llenas de pequeñas heridas suberizadas en el limbo que desmejoran el aspecto general de las plantas.

Corinotrips stenopterus es de color amarillo y presenta manchas negras en los dos últimos segmentos abdominales; esto lo distingue fácilmente en el campo. *Caliotrips masculinus* tiene el cuerpo negro. Se encuentra en las hojas expandidas de las plantas jóvenes, especialmente en los invernaderos o casas de malla; rara vez se observa en los cultivos. El tamaño de estos trips es, en general, de 1.0 a 1.5 mm de longitud y menos de 1.0 mm de ancho.

En el CIAT se estudió la reducción del rendimiento debida al ataque de los trips. Los resultados indicaron que los trips pueden ocasionar una pérdida en rendimiento del 15% al 20%, que está de acuerdo con la literatura sobre el tema. Sin embargo, las observaciones hechas con variedades altamente susceptibles (p. ej., Chiroza gallinaza) en ambientes cálidos (norte de los departamentos de Cauca y Valle del Cauca) indican que el ataque de los trips puede impedir el desarrollo de las plantas; si a esto se suma una invasión de malezas, las plantas mueren (Bernardo Arias, comunicación personal).

Algunas especies de trips logran su desarrollo completo en un lapso de 15 a 30 días pasando por cuatro instares, dos de los cuales transcurren en el suelo donde no toman alimento. En un año se producen de cinco a ocho generaciones (Metcalf y Flint, 1972, citados por Tejada, 1975).

Control mediante resistencia varietal. El mejor método de control son las variedades resistentes, fácilmente disponibles. El banco de germoplasma de yuca del CIAT cuenta con altos niveles de resistencia a esta plaga. Actualmente, más del 30% de las variedades e híbridos son altamente resistentes al ataque de trips, y un alto porcentaje presenta síntomas del daño que son de poca importancia (CIAT, 1974; Schoonhoven, 1974; adaptado de Arias y Guerrero, 2000).

La resistencia de la yuca a los trips se basa en la velloidad de las yemas foliares. Si aumenta la pubescencia de las hojas antes de que se expandan, se incrementa la resistencia a los trips (*F. williamsi*). Esta resistencia es de tipo mecánico (Schoonhoven, 1974; adaptado de Arias y Guerrero, 2000).

La yuca es un cultivo que se planta principalmente en zonas marginales, donde suelen presentarse períodos prolongados de sequía y suelos deficientes (factores abióticos) y muchas plagas y enfermedades (factores bióticos), y en las condiciones socioeconómicas difíciles de los agricultores de esas zonas. Es importante que, cuando se planea una plantación de yuca, se elijan variedades resistentes o tolerantes a la mayoría de estos factores bióticos; de este modo no hay necesidad de recurrir, desde los primeros meses del cultivo,

a la aplicación de plaguicidas ni de aceptar la pérdida de rendimiento de las raíces debida a las plagas y enfermedades.

Piojos harinosos de la yuca

Más de 15 especies de piojo harinoso se alimentan de plantas de yuca en Africa y América del Sur. *Phenacoccus herreni*, *P. manihoti*, *P. maderensis*, *Ferrisia virgata* y *Pseudococcus mandio* están en las Américas (Bellotti et al., 1983b; Williams y Granara, 1992). Solamente *P. herreni* y *P. manihoti* son de origen tropical y tienen importancia económica.

Phenacoccus manihoti fue introducido en Africa a comienzos de los años 70 y se diseminó rápidamente causando pérdidas considerables en el rendimiento del cultivo. Esto motivó el desarrollo de un programa exitoso de control biológico (Herren y Neuenschwander, 1991). En las Américas, *P. manihoti* se encuentra en Paraguay, en ciertas áreas de Bolivia y en el estado de Mato Grosso en Brasil, sin causar ningún daño económico (Lohr y Varela, 1990). *Phenacoccus herreni* se ha dispersado por la parte norte de América del Sur y en el nordeste de Brasil, donde hay altas poblaciones del insecto que pueden causar pérdidas considerables (Bellotti, 2000a; 2000b).

Biología y hábitos. El daño causado por ambas especies es similar: la alimentación de las ninfas y los adultos causa amarillamiento y encrespamiento de las hojas y una formación de roseta en los puntos de crecimiento. Las poblaciones altas causan necrosis de tejidos, defoliación, distorsión del tallo y muerte de los cogollos. Se observó también en plantas infestadas una reducción de la tasa fotosintética y de la transpiración y eficiencia del mesófilo, además de incrementos moderados en el déficit de presión de agua, del CO₂ interno y de la temperatura de la hoja (CIAT, 1992; adaptado de Bellotti, 2000a; 2000b).

Phenacoccus manihoti es partenogenético, pero los machos de *P. herreni* son necesarios para la reproducción de esta especie. Las hembras de *P. herreni* depositan ovisacos que contienen varios cientos de huevos sobre el envés de las hojas, alrededor de la yema apical. Los huevos eclosionan en un lapso de 6 a 8 días y el insecto pasa por cuatro instares ninfales; el cuarto instar es el adulto. Los machos tienen cuatro

instares, además del estado adulto. El tercero y el cuarto instar ocurren en un capullo del cual emergen los adultos alados. Los adultos macho viven sólo unos 2 a 4 días. El promedio del ciclo de vida de la hembra es de 49.5 días y el del macho, de 29.5 días. La temperatura óptima para el desarrollo de la hembra es de 25 a 30 °C (Herrera et al., 1989; adaptado de Bellotti, 2000a; 2000b).

Phenacoccus herreni presenta picos de población alta durante la época seca. El comienzo de las lluvias reduce esas poblaciones y permite la recuperación del cultivo (Herrera et al., 1989). La investigación reciente indica que, cuando el suministro de agua es limitado, las hojas de la yuca incrementan la concentración de algunos metabolitos, los cuales podrían favorecer el crecimiento del piojo y reducir la efectividad del parasitoide (CIAT, 1999; Polanía et al., 1999; Calatayud et al., 2000). Estos resultados ayudarían a explicar el rápido crecimiento de la población del piojo harinoso durante la estación seca (Bellotti, 2000a; 2000b).

Control por resistencia varietal. Se ha trabajado arduamente para identificar la resistencia de la yuca al piojo harinoso.

Se evaluaron más de 3000 cultivares del banco de germoplasma del CIAT. Se identificaron solamente bajos niveles de resistencia o tolerancia a la plaga (Porter, 1988). Los estudios de resistencia hechos en el IITA, en Africa, y en el ORSTOM (IRD) han obtenido resultados similares.

Niveles parciales, o un nivel de bajo a débil, han sido registrados en la evaluación del germoplasma con *P. manihoti* (Le Ru y Calatayud, 1994; Neuenschwander, 1994a). Esto sugiere, sin embargo, que un nivel bajo de resistencia podría permitir un aumento en el uso de enemigos naturales en los programas de control biológico (Bellotti, 2000b).

Control biológico. El manejo del piojo harinoso es un ejemplo bien documentado de control biológico clásico, especialmente en Africa, donde *P. manihoti* se controla exitosamente gracias a la introducción, desde el neotrópico, del parasitoide *Apoanagyrus lopezi*. *Phenacoccus herreni* se ha dispersado por el norte de América del Sur, pero solamente en el

nordeste de Brasil ha causado pérdidas graves en rendimiento; este piojo puede ser una especie exótica en esa región que viene, probablemente, del norte de América del Sur (Williams y Granara, 1992; adaptado de Bellotti, 2000b).

Especies. Se han identificado numerosas especies de parásitos, predadores y entomopatógenos de *P. herreni* neotrópico. Muchos de ellos son predadores generalistas que se alimentan de numerosas especies de piojos harinosos. Sin embargo, varios parasitoides muestran preferencia por *P. herreni*. Entre los parasitoides del norte de América del Sur están los siguientes:

Acerophagus coccois, *Apoanagyrus diversicornis*, *A. elegeri*, *Anagyrus putonophilu*, *A. insolitus* y *Aenasius vexans*.

Se ha hallado que los tres encirtidos (*A. diversicornis*, *A. coccois* y *A. vexans*) son parasitoides efectivos en el control de *P. herreni* (Van Driesche et al., 1988; 1990).

Aenasius vexans y *A. diversicornis* muestran una preferencia notoria por *P. herreni*, aunque los estudios de laboratorio indican que también parasitan otras especies de piojos (Bellotti et al., 1983b; Bellotti et al., 1994; Bertschy et al., 1997). El parasitoide *A. coccois* mostró igual preferencia por ambos, *P. herreni* y *P. maderensis*. Los tres parasitoides fueron atraídos por las infestaciones de *P. herreni* (Bertschy et al., 1997). Los estudios comparativos de los ciclos de vida de los tres parasitoides muestran que cada uno podría completar dos ciclos por cada ciclo de *P. herreni*, una relación favorable para control biológico.

Apoanagyrus diversicornis prefiere las ninfas de tercer instar, mientras que *A. coccois*, que es mucho más pequeño, puede parasitar capullos de machos, de hembras adultas y de ninfas de segundo instar con igual frecuencia. La oviposición de *A. diversicornis* causó el 13% de mortalidad de las ninfas de tercer instar (Van Driesche et al., 1990). *Aenasius vexans* prefiere el segundo y el tercer instar y las hembras adultas, con igual frecuencia (CIAT, 1990).

Los estudios de campo que se hicieron con poblaciones naturales de *A. diversicornis* y *A. coccois* revelaron un porcentaje de

parasitismo cuando se establecieron plantas trampa como hospederos de *P. herreni* alrededor del cultivo de yuca (Van Driesche et al., 1988). La mortalidad de *P. herreni*, que se calculó en 55%, se debió a la acción combinada de los dos parasitoides (Van Driesche et al., 1990).

Transferencia. El trabajo combinado del CIAT y de EMBRAPA logró que *A. diversicornis*, *A. coccois* y *A. vexans* fueran exportados del CIAT y liberados en el nordeste de Brasil, principalmente en los estados de Bahía y Pernambuco, desde 1994 a 1996. Antes de esta introducción, los científicos de EMBRAPA habían hecho reconocimientos en el campo para medir el daño de la plaga y recolectar enemigos naturales. A finales de 1996, más de 35,000 individuos de las tres especies de parasitoides habían sido liberados. En Bahía, *A. diversicornis* se dispersó hasta 130 km en 6 meses, hasta 234 km en 14 meses y hasta 304 km en 21 meses, después de la liberación. En el mismo estado, *A. coccois* también se estableció y fue recuperado en gran número a distancias menores que 180 km respecto al sitio de liberación, 9 meses después. Finalmente, *A. vexans* fue constantemente recapturado en el sitio de su liberación, en Pernambuco, y se dispersó solamente 40 km en 5 meses (Bento et al., 1999).

Los autores observaron más tarde que las poblaciones de piojo harinoso se han reducido considerablemente en esa región y que el cultivo de yuca ha retornado a áreas que habían sido abandonadas a causa de las infestaciones de *P. herreni*.

D. Insectos perforadores del tallo

Mosca del cogollo

El daño ocasionado por la mosca del cogollo (*Silba pendula*, *Carpolonchaea chalybea*) se puede observar en casi todas las regiones productoras de yuca de América. Esta plaga no se ha reportado en Africa ni en Asia.

Daño. El daño ocasionado por la larva de la mosca del cogollo se manifiesta por la presencia de un exudado blanco que fluye del punto de crecimiento; éste muere, generalmente, a causa de este daño. Posteriormente, el exudado toma una coloración que va del café claro al negro que se debe a la oxidación del látex; éste se ha

secado cuando el terminal muere. En la parte interna de un cogollo atacado se encuentran varias larvas que perforan los primeros 5 a 7 cm del tejido del punto terminal de la planta; de ahí viene el nombre de mosca del cogollo.

El ataque de esta plaga retarda el crecimiento de la planta y rompe la dominancia apical; esto último estimula el desarrollo de las yemas laterales, que también pueden sufrir el ataque de esta mosca. En algunos casos, muere solamente una parte de la yema apical y el retoño continúa su crecimiento. Las plantas más jóvenes son las más susceptibles al ataque y los ataques repetidos pueden llevar al enanismo de la planta. En brotes graves de la plaga, se ha reportado hasta un 86% de plantas afectadas.

En estudios de simulación del daño se cortó el 50% y el 100% de los retoños de plantas en edades de 2 a 5 meses y de 6 a 9 meses; la variedad de ramificación tardía MECU 150 fue más susceptible que la llanera en los primeros meses del cultivo (2 a 5 meses) y su rendimiento se redujo en un 30%. La remoción de los retoños en edades de 6 a 9 meses no afectó el rendimiento de ninguna de las variedades. Otros ensayos que simulaban el daño (Arias y Bellotti, 1982) en la variedad MCOL 22, indicaron que no hay reducción del rendimiento de raíces por el ataque de la mosca del cogollo. Sin embargo, un ataque durante los primeros 3 meses de edad del cultivo disminuye, de 51% a 71%, la calidad óptima de las estacas que se producen como material de 'siembra'.

Biología y hábitos. La mosca adulta es de color negro con visos azules metálicos. La hembra oviposita entre las hojas que aún no han iniciado su expansión y en los puntos de crecimiento, perforando una cavidad pequeña en el tejido vegetal con el ovipositor. Se han observado hasta 22 huevos en un retoño, aunque el promedio es de 3 a 8 huevos por retoño. Los huevos tienen forma de granitos de arroz microscópicos y eclosionan a los 4 días de la oviposición. Las larvas jóvenes construyen luego túneles en el cogollo de la planta, lo que impide la apertura de las hojas meristemáticas; aparece entonces el exudado lechoso y el punto de crecimiento muere. En el punto terminal afectado se pueden observar varias larvas blanquecinas. La fase larval tiene una duración aproximada de 23 días; las larvas empupan en el

suelo y la mosca adulta emerge, en promedio, 26 días después. Esta mosca es más activa en los días soleados y se ha observado que afecta los cultivos de yuca cuando éstos están asociados con plátano o con especies arbóreas que den alguna sombra.

Los ataques de esta plaga pueden ocurrir durante todo el año, aunque en muchas áreas no estacionales se presentan con frecuencia al inicio de la época lluviosa. En la estación CIAT-Palmira, el tiempo seco favoreció el desarrollo de las poblaciones de la mosca del cogollo.

Los ensayos en que se destruye el 100% de los cogollos no han arrojado pérdidas del rendimiento; además, la dinámica de las poblaciones de esta plaga no ha sido aún estudiada en detalle; por estas razones, la mosca del cogollo se considera una plaga secundaria.

Control. Puesto que los ataques de esta plaga no se extienden a todo el cultivo y que no se reduce significativamente la producción de raíces, los pocos cogollos afectados que se encuentren pueden eliminarse a mano, lo que evitará la aplicación innecesaria de productos químicos.

Se recomienda aplicar un insecticida sistémico organofosforado cuando el ataque de la mosca ocurre temprano, el 100% de los cogollos ha sido afectado y la población del insecto es alta. Un cebo efectivo que se asperja sobre las plantas para controlar los adultos es una mezcla de un insecticida y una solución de azúcar. Se recomienda también el uso de trampas que tengan frutas descompuestas, caseína o levadura, como atrayentes, y un insecticida como control.

Mosca de la fruta

En Colombia se han identificado dos especies de mosca de la fruta —*Anastrepha manihoti* Costa Lima y *Anastrepha pickeli* Costa Lima (Diptera: Tephritidae)— que atacan la yuca en América. Esta observación es la primera que se hace sobre el ataque de esta plaga al fruto de la yuca, que no causa pérdidas considerables desde el punto de vista económico. En Colombia, Venezuela y América Central las moscas de la fruta han causado daños graves en los tallos de la yuca.

Biología y hábitos. El adulto es una mosca de color café amarillento de unos 10 mm de largo, con alas transparentes adornadas con bandas de color café amarillento que le dan una apariencia vistosa. El abdomen de la hembra presenta una prolongación notoria que corresponde al ovipositor; en el macho, el abdomen es más redondeado.

Cuando la oviposición tuvo lugar en el fruto, la larva lo perfora luego destruyendo la semilla en desarrollo. El fruto infestado pierde su color verde, se ablanda, se marchita y se torna finalmente negra (CIAT, 1976). El daño en el fruto tiene mucha importancia en los programas de fitomejoramiento porque pueden perderse las semillas provenientes de cruzamientos o hibridaciones.

Cuando no encuentra frutos en la planta de yuca, la hembra adulta de esta mosca busca un tejido tierno para depositar sus huevos; éste se encuentra en los tallos de las plantas jóvenes o en los puntos terminales de las plantas adultas. Los huevos quedan insertados en el tejido y se pueden reconocer por la presencia de una pequeña pestaña (sifón respiratorio) de color blanquecino que sobresale del tejido del tallo. El tejido vegetal alrededor del huevo se descompone y se vuelve negruzco. Las larvas que emergen de estos huevos son de color blanquecino; comienzan pronto su acción barrenadora, en sentido ascendente o descendente, formando galerías de color marrón en la médula del tallo y ocasionando una pudrición dentro de éstos. En algunos casos muere el cogollo. Cuando la larva llega al estado de prepupa, hace un orificio en el tallo y lo abandona para ir a empupar en el suelo (Vidal y Marín, 1974). Por estos orificios sale látex, que chorrea a lo largo del tallo.

El ciclo de vida total de la mosca de la fruta *A. pickeli* tiene una duración promedio de 39.5 días.

Daño. El daño que hacen las moscas de *Anastrepha* spp. está asociado con la pudrición causada por la bacteria *Erwinia carotovora* pv. *carotovora* (Matos, 1977); la bacteria penetra en la planta al momento de la oviposición o cuando las larvas salen a empupar. Junto con esta bacteria se encuentran algunos patógenos secundarios.

La asociación entre la mosca de la fruta y la bacteria no se ha entendido plenamente. Al parecer, la bacteria se encuentra en el tallo donde puede vivir epífitamente. Lo más probable es que la mosca no transporte la bacteria; la larva, en cambio, al excavar en condiciones de alta humedad, abre una herida en el tejido caulinar que facilita a la bacteria su penetración en el tallo. En condiciones favorables de precipitación y humedad, los tallos atacados se pudren (CIAT, 1976). La pudrición del tallo no favorece la larva: al inspeccionar los tallos podridos se encontró que un 40% de las larvas habían muerto. Por consiguiente, el incremento en la población de este insecto puede atribuirse, en su mayor parte, a la infestación del fruto de la yuca o de otros hospedantes alternos y no tanto a la infestación del tallo (Bellotti y Schoonhoven, 1978c).

En los tallos afectados, la región medular podrida tiene un color café o marrón que va de claro a oscuro. Las estacas obtenidas de estos tallos pueden perder hasta un 16% de su capacidad de rebrote ('brotación') y se demoran varias semanas en emitir brotes.

Control. En el establecimiento del cultivo es necesario seleccionar las estacas y plantar sólo las que tengan la médula sana (de color blanco).

Los daños más serios coinciden con la época lluviosa, tiempo en que la planta se puede recuperar rápidamente evitando así quizás el empleo de medidas de control.

El braconido *Opius* sp. parasita las larvas que están en los frutos hasta un nivel de 16%; sin embargo, no se lo ha encontrado parasitando las larvas en el tallo.

Las trampas McPhair, que contienen maíz hidrolizado al 2%, capturaron más adultos de la mosca de la fruta, en plantas aún en desarrollo, que otras soluciones ensayadas.

El control químico sería una alternativa cuando la población de adultos es muy alta en los primeros 3 a 4 meses de edad del cultivo. Fenthion o Dimetoato pueden controlar bien esta plaga en dosis de 2 a 3 ml p.c./lt de agua. Para no contaminar mucho el ambiente, se sugiere hacer el control químico en un área mínima del terreno de cultivo en la que pueden obtenerse

las estacas necesarias para la plantación del ciclo siguiente.

E. Insectos barrenadores del tallo

Un complejo de artrópodos barrenadores, que incluye especies de coleópteros y de lepidópteros, se alimenta dentro del tallo de la yuca y causa daños considerables al cultivo. Los barrenadores son mucho más importantes en el neotrópico, especialmente en Colombia, Venezuela y Brasil, que en otros lugares del planeta.

Los barrenadores del tallo más importantes pertenecen a los órdenes Coleoptera y Lepidoptera; son altamente específicos respecto a su hospedante y se ha reportado que sólo unos pocos se alimentan de hospedantes alternos.

Numerosas especies de insectos se alimentan de los tallos y ramas de la planta de yuca y le causan daños; aunque su distribución es mundial, tienen mayor importancia en América, especialmente en Brasil. Algunos de estos barrenadores hacen daños esporádicos o localizados o se encuentran principalmente en plantas adultas, y ninguno se puede considerar plaga universal. Las siguientes especies son ejemplos:

- El escarabajo de antenas largas (*Lagochirus* spp.) se ha dispersado por todo el mundo, pero no causa daños severos en el campo.
- Siete especies de *Coelosternus* (Coleoptera: Curculionidae) se han reportado por la reducción que causan al rendimiento de la yuca y a la calidad del material de plantación, en Brasil; los daños son, generalmente, esporádicos y no representan un efecto significativo en el rendimiento (Bellotti y Schoonhoven, 1978a; 1978b).
- Varios lepidópteros y coleópteros atacan la yuca en África y la especie *Coelosternus manihoti* se considera plaga en ese continente.
- Siete especies de *Coelosternus* atacan la yuca en América.

A continuación se presentarán en detalle las especies dañinas de *Coelosternus*, *Lagochirus araneiformis* y *Chilomima clarkei*.

Coelosternus spp.

Las larvas de este insecto (Coleoptera: Curculionidae) varían de tamaño y de forma, según la especie. Algunas miden hasta 30 mm de longitud. Son, generalmente, de colores blanco, amarillo o canela y se las encuentra formando túneles en las partes aéreas de las plantas. Los tallos y las ramas de la planta de yuca se pueden romper o se reducen a aserrín si son de una variedad susceptible. Durante los períodos secos, las ramas pierden sus hojas y pueden morir. Si la infestación es grave, las plantas de corta edad pueden morir. En las ramas infestadas, o en el suelo debajo de las plantas, se pueden encontrar desechos excretados y residuos del aserrín expulsado por las larvas.

La hembra de *Coelosternus* spp. puede ovipositar en varias partes de la planta de yuca, aunque prefiere las partes tiernas. Se halló que *C. alterans* oviposita cerca de los extremos quebrados o cortados de las ramas o debajo de la corteza, en cavidades perforadas con la proboscis. La oviposición de *C. granicollis* comienza 3 días después del apareamiento; la hembra penetra en el tallo y oviposita varios huevos blancos.

Las larvas de *C. alterans* miden, totalmente desarrolladas, 16 mm de longitud y, como máximo, 4 mm de ancho; las de *C. tardipes* miden 9 x 2.5 mm. La mayor parte de estas larvas son curvas, su cuerpo es de color blanco o marrón rojizo y sus mandíbulas negras. De *C. rugicollis* sólo se encuentra una larva en cada tallo, en tanto que de las otras especies se pueden observar varias por tallo. La fase larval dura de 30 a 69 días. Las larvas bien desarrolladas de todas las especies empupan dentro de una celda construida en la médula del tallo. La pupa se sostiene en su celda porque uno de sus extremos se sujeta, con sustancias que excreta la larva, de la perforación hecha en el tallo; la fase de pupa dura aproximadamente 1 mes.

El adulto es un picudo, es decir, tiene una probosis larga; después de emerger de la pupa, permanece en la celda durante varios días antes de abandonar el tallo. El tamaño de los adultos va de 6 mm de longitud (*C. granicollis*) a 12 mm (*C. alternus* y *C. rugicollis*). Su color es marrón (de claro a oscuro) y se ven casi totalmente cubiertos

con escamas amarillentas. Son activos durante todo el año, pero esa actividad puede disminuir en algunos sitios durante los meses más frescos.

Lagochirus araneiformis

Este insecto (Coleoptera: Cerambycidae) se ha encontrado en diversidad de sitios, como Estados Unidos, el Caribe, América Central y América del Sur, Indias Occidentales e Indonesia. En Colombia se halló en la mayoría de las regiones yuqueras y se cree que es el cerambícido más abundante de las zonas cacaoteras del país (Gallego, citado por Villegas, 1984). Entre sus plantas hospedantes, además del cacao (*Theobroma cacao*), está una planta ornamental conocida como yuquillo o papayuelo (*Cnidioscolus aconitifolius*).

Biología y hábitos. Los adultos de este insecto tienen las antenas más largas que el cuerpo; su cabeza, ancha y acanalada, sobresale entre los tubérculos antenales, que distan uno de otro. El cuerpo de *L. araneiformis* está cubierto por una pubescencia corta, de color castaño claro, y tiene manchas debidas a una pubescencia más oscura o blancuzca. Los élitros presentan hombros redondeados que se oscurecen en la base y cada uno tiene dos costillas espinosas cortas. Se perciben también dos manchas en los élitros: una más o menos triangular en su punto medio con la base en el margen; otra lateral, más oscura, situada a cada lado por el sector donde se une al cuerpo el tercer par de patas.

La hembra del insecto tiene una longitud promedio, de su cuerpo, de 1.64 cm y una anchura de 0.69 cm; las dimensiones del macho son similares: 1.60 cm de largo por 0.72 cm de ancho, en promedio. Las piezas bucales son de tipo masticador y las antenas son filiformes con 11 segmentos de color castaño claro. Estas permiten también diferenciar el sexo, lo mismo que en las pupas.

La hembra adulta oviposita en los tallos y ramas, aproximadamente a 2.5 mm por debajo de la corteza. Abre primero con sus mandíbulas una pequeña perforación, de un diámetro aproximado de 0.72 mm, en la corteza de las yemas y entrenudos, y deposita en ella el huevo en posición horizontal u oblicua; las posturas son individuales y pocas veces se observan

grupos de dos huevos colocados a una profundidad 1.02 mm, en promedio. En promedio, el período de preoviposición es de 9.7 días y el de oviposición de 28.8 días (rango: de 13 a 62); durante este último, la hembra pone 150 huevos, en promedio (rango: de 87 a 202). Su hábito de oviposición es, de preferencia, nocturno, aunque pone 10.2% de los huevos durante el día (Villegas, 1984).

El huevo de *L. araneiformis* recién puesto es de color blanco crema y al segundo día se torna amarillo; cuando está próximo a eclosionar se observa en uno de sus extremos una mancha de color café oscuro que corresponde a las mandíbulas de la larva. El huevo es de forma elíptica, de consistencia dura, y tiene 0.76 mm y 2.04 mm de diámetro ecuatorial y polar, respectivamente. El período de incubación del huevo es de 3.13 días, en promedio (mínimo 2 días y máximo 6).

La larva es ápoda, de color crema y, por su forma, suele conocerse como 'gusano tornillo' porque tiene la cabeza comprimida y prognata, adherida a un protórax muy ancho que le da una apariencia cilíndrica; los segmentos abdominales están bien definidos en todo el cuerpo. La cabeza es de color marrón oscuro, está quitinizada y tiene mandíbulas fuertes. El tórax presenta dorsalmente dos placas quitinizadas de color pardo claro. El abdomen tiene 10 segmentos, siendo el décimo redondeado y de tamaño reducido. La larva mide 0.3 mm en el primer instar y llega a 37 mm en el sexto instar.

La pupa es exarata; recién formada es de un color pardo claro que, a medida que transcurre el desarrollo, se torna oscuro. Cuando el adulto está próximo a emerger, se puede diferenciar su sexo por las antenas: el macho exhibe, entre el cuarto y el quinto artejo, una protuberancia (mechón de pelos) que no se halla en las de la hembra; ésta posee, en cambio, dos pares de espínulas en el último segmento abdominal.

El ciclo de vida de *L. araneiformis* dura, en condiciones de campo, de 86 a 194 días, siendo el promedio de 128.2 días. La longevidad del adulto es de 89.7 días, si es hembra, y 91.6 días, si es macho. En el laboratorio, estos tiempos fueron menores, o sea, 45.8 y 71.8 días para la hembra y el macho, respectivamente (Villegas, 1984).

Daño. Las larvas de *L. araneiformis* se mueven dentro del tallo empleando las mandíbulas y haciendo contracciones con su cuerpo. Recién emergidas se sitúan en la corteza y se alimentan de ésta durante el primer instar. En el segundo instar consumen parcialmente la corteza y abren galerías en la parte más próxima de la zona leñosa, donde empiezan su tercer instar; continúan barrenando la estaca o el tallo hasta llegar a la parte media del leño, donde ocurren los últimos instares y donde finalmente empupan, completando así su ciclo de vida.

En el campo, la plaga puede atacar tanto las estacas recién plantadas como las plantas ya desarrolladas o el material de siembra almacenado durante mucho tiempo. Cuando el ataque ocurre en las estacas recién plantadas, puede producirse la muerte de la plántula o una mala emisión de brotes ('brotación'). Cuando ocurre en plantas ya desarrolladas, el daño se localiza, generalmente, en la base del tallo y, si el ataque es severo, propicia el volcamiento de la planta; en las plantas caídas se han hallado hasta 30 larvas por planta. Las larvas atacan además las raíces, horadando en ellas galerías por donde penetran microorganismos que causan pudriciones secundarias y disminuyen el rendimiento. Las plantas atacadas por *L. araneiformis* se reconocen fácilmente en el campo por el aserrín de color pardo claro o pardo rojizo, de textura gruesa, que expulsa la larva a medida que barrena el tallo.

Control. El control químico es difícil para éste y para todos los barrenadores. Se recomiendan, por tanto, las siguientes prácticas de cultivo:

- Recolectar y quemar los residuos de cosecha porque son una fuente de propagación del insecto.
- No se ha encontrado aún un control biológico de este insecto; por tanto, un método de regulación de su población de adultos sería colocar paquetes trampa de estacas frescas en el campo para atraerlos y capturarlos.
- Hacer una buena selección de las estacas que se usarán en la plantación.

Chilomima clarkei

Este barrenador (Lepidoptera: Pyralidae) es una mariposa cuya larva barrena o perfora el

tallo de la yuca. Su población se ha incrementado mucho en Colombia y Venezuela en los últimos años y se ha convertido actualmente en la plaga más importante de la yuca (Vides et al., 1996). La plaga causa pérdidas superiores al 60% en la producción de raíces porque los tallos se quiebran, debilitados por su ataque. En Colombia, en la última mitad de la década de los 90, *C. clarkei* se convirtió en la plaga más importante en varios departamentos de la Costa Atlántica, hasta el punto de ocasionar una crisis en el cultivo por falta de material para plantar: el ataque del insecto arruinó las estacas. La plaga se diseminó muy rápido por el intercambio de material vegetativo de una región a otra entre los agricultores (Bernardo Arias, comunicación personal). En la costa caribe de Colombia, el 85% de la yuca plantada es atacada por *C. clarkei* (Vides et al., 1996).

Esta plaga se encuentra también en Tolima, Huila, Caldas, en los Santanderes, en los Llanos Orientales de Colombia y en los Occidentales de Venezuela. Ha sido reportada en otros países como Argentina y Brasil (Anthony Bellotti, comunicación personal). Hasta el momento no ha sido reportada la plaga en ambientes cuya altura supera los 400 o los 500 msnm. Es muy importante, por tanto, que no se traslade material vegetativo de estos sitios a otros donde la plaga no existe sin las medidas de seguridad necesarias y sin la certificación de sanidad de los materiales transportados.

Las hembras tienen hábito nocturno. Su longevidad es de 5 a 6 días (la del macho de 4 a 5). Ovipositan en la noche sobre el tallo de yuca, generalmente cerca de un nudo o una yema. El estado de huevo dura 6 días, aproximadamente (28 °C), y el promedio de huevos ovipositados por hembra es de 229. Estos son muy pequeños y difíciles de detectar en el campo; miden menos de 1 mm de diámetro, son aplanados y quedan colocados individualmente o en pequeños grupos de 2, 3 y hasta 5 huevos. Inicialmente son de color crema y, a medida que maduran, toman una tonalidad rosada.

Daño. Después de la incubación, el primer instar larval se alimenta de la corteza o epidermis del tallo; estas larvas son muy móviles y finalmente encuentran un sitio apropiado para alimentarse, casi siempre cerca de las yemas axilares. Tejen una cápsula para protegerse y

dentro de ella se alimentan hasta llegar al cuarto instar larval; en cada instar amplían el tejido de la cápsula y se observa entonces un aserrín fino y abundante, a diferencia de *L. araneiformis*. El quinto instar larval penetra en el tallo donde completa este ciclo (6 a 12 instares), se convierte en pupa y de ella emerge el adulto (Lohr, 1983). Los estados larvales tardan de 32 a 64 días y el estado de pupa de 12 a 17 días. El empupamiento ocurre también dentro del tallo.

La población de *C. clarkei* puede estar presente durante todo el año y aumenta durante la época de lluvias. De 4 a 6 ciclos de la plaga pueden ocurrir durante un año del cultivo, lo que incrementa potencialmente el daño y hace su control mucho más difícil. Cuando el número de perforaciones hechas en el tallo es ya considerable (más de 20 por tallo), puede producirse una fractura del tallo, lo que reduciría la calidad y la cantidad del material de plantación. Se ha observado en el campo que las plantas atacadas que tengan más del 35% de los tallos partidos sufren una reducción significativa (45% a 62%) en el rendimiento de raíces (Lohr, 1983).

Control por RPH. Una vez que las larvas entran en el tallo, su control es muy difícil. La cápsula tejida por las larvas ofrece además protección contra los enemigos naturales y contra las aplicaciones de plaguicidas. Sin embargo, la gran movilidad de sus instares larvales iniciales las hacen muy vulnerables y en esos tiempos pueden ser controladas por entomopatógenos como *B. thuringiensis*. Dado su incremento generacional, serán necesarias varias aplicaciones, lo que incrementa el costo de producción. Las investigaciones de campo realizadas por Gold et al. (1990) señalan que el cultivo intercalado con maíz reduce la población de barrenadores hasta la cosecha del maíz.

En la zona de Pivijay (Magdalena) se han hecho evaluaciones de cultivares del Banco de Germoplasma del CIAT para buscar resistencia varietal a esta plaga. Cerca de 2000 variedades se evaluaron en 2 años y se hallaron diferencias importantes entre las variedades: algunas presentaban entre 20 y 30 huecos (el máximo fue 70) en seis plantas y otras un hueco, en promedio, también en seis plantas. En el futuro, el CIAT continuará haciendo estas evaluaciones para solucionar el problema de la plaga

mediante la resistencia que le oponga la planta de yuca.

Control biológico. Se han identificado también varios agentes de control biológico que afectan tanto a los huevos como a las larvas de *Chilomima* sp. Los huevos son parasitados por microhimenópteros del género *Trichogramma* spp. y las larvas por avispas del género *Bracon*, por *Brachymeria cónica* y por *Apanteles* sp. (Lohr, 1983).

Los métodos de control conocidos se evaluaron en la década de los 80 cuando se inició la investigación sobre la plaga. Las aplicaciones de *Bacillus thuringiensis*, de *Spicaria* sp. y de un macerado de larvas muertas afectadas por una enfermedad (probablemente viral) que se hicieron contra la larva resultaron en una mortalidad de 99%, 88% y 100%, respectivamente (Herrera, 1999). Se observó también que la gran movilidad de los instares iniciales de las larvas las hace mucho más vulnerables a varios productos y pueden ser controladas por *B. thuringiensis*.

El CIAT inició una investigación sobre la introducción de genes de resistencia a insectos empleando a *B. thuringiensis* mediante el vector *Agrobacterium* para transformar tejidos embrionarios de yuca y desarrollar cultivares resistentes a *C. clarkei*. Los resultados iniciales son promisorios (CIAT, 1999).

Otros controles. Como se indicó antes, el control con insecticidas no es práctico porque los adultos de los barrenadores del tallo son difíciles de matar y sus larvas se alimentan dentro de los tallos. Entre las prácticas de cultivo que reducen las poblaciones de esta plaga están la remoción y quema de las partes de la planta infestadas y la plantación de estacas no infestadas y sin daños (Bellotti et al., (1983a). Otras prácticas útiles para manejar este insecto son el tratamiento de las estacas, la quema de residuos de cosecha, el almacenamiento de las estacas durante periodos cortos, y no intercambiar estacas de una localidad a otra. Además, hay que capacitar a los técnicos y agricultores sobre el manejo de la plaga y divulgar la importancia que tiene en diferentes regiones.

Algunos técnicos de la costa atlántica colombiana han evaluado un uso localizado de

insecticidas para manejar los ataques de *Chilomima* sp. Evaluaron varios pesticidas y encontraron que Malatión, aplicado manualmente con 'polispray' en dosis de 0.5 a 1.0 ml p.c./litro de agua y directamente en los agujeros que tenían aserrín, daba 100% de mortalidad de las larvas a lo largo del tiempo y lograba bloquear la diseminación de la plaga en la localidad (Eusebio Ortega, comunicación personal). La práctica es interesante porque no se hacen aplicaciones generalizadas sino puntuales, y esto favorece tanto a la fauna benéfica como al ambiente; además, la aplicación es fácil de hacer, con tal que se proteja debidamente al operario.

Chinche de la viruela de la yuca

Cyrtomenus bergi Froeschner es una de las plagas de artrópodos que se alimentan directamente de las raíces de la yuca. La especie es polífaga y no ha coevolucionado con este cultivo. El primer reporte de ataque de esta plaga a la yuca en Colombia se hizo en 1980 (García y Bellotti, 1980).

Distribución y comportamiento. En años recientes se reportó que la plaga causaba daños comerciales en Panamá, Costa Rica y Venezuela (Riis, 1997). Probablemente, *C. bergi* está presente en muchas otras regiones del neotrópico, donde se ha encontrado, se alimentaba en muchos otros cultivos, entre ellos, cebolla, maní, maíz, papa, *Arachis pintoi* (maní forrajero), sorgo, caña de azúcar, café, cilantro, espárragos, frijol, arvejas, algunos pastos y varias malezas (Riis, 1997; Bellotti et al., 1999; adaptado de Bellotti, 2000a; 2000b).

Prefiere más algunas plantas hospedantes que otras. Los ensayos de alimentación de libre elección hechos en el laboratorio indican que la yuca no es el hospedante óptimo. Esta chinche crece mucho más rápidamente en el maíz y en el maní que en la yuca y prefiere el maíz a la yuca (78% vs. 22%). La longevidad de un adulto fue de 95 días en el maíz, 69 en la cebolla, 66 y 64 días en yuca dulce (CMC40) y en yuca amarga (MCol 1684), respectivamente (Riis, 1990). La fecundidad óptima, la supervivencia y la tasa intrínseca de incremento de la población se registraron en maní y en *Arachis pintoi*, pero no en maíz. La yuca dulce, el sorgo y la cebolla no son los hospedantes que más lo favorecen y no puede completar su ciclo de vida en las

variedades de yuca amarga (Riis, 1997; adaptado de Bellotti, 2000a; 2000b).

Daño. Las ninfas y los adultos de *C. bergi* se alimentan de las raíces de la yuca penetrando la cáscara y el parénquima con su estilete delgado y fuerte. Esta acción de alimentación permite que varios patógenos provenientes del suelo (p. ej., especies de *Aspergillus*, *Diplodia*, *Fusarium*, *Genicularia*, *Phytophthora* o *Pythium*) se introduzcan en el parénquima de las raíces (Arias y Bellotti, 1985a; Bellotti y Riis, 1994) y causen lesiones de color café a negro, de las cuales deriva el nombre de 'chinche de la viruela'. Estas lesiones empiezan a desarrollarse en las raíces 24 horas después de iniciada la alimentación (Arias y Bellotti, 1985a) y conducen a una reducción del almidón y a serias pérdidas en el valor comercial de las raíces. El daño no se detecta hasta que las raíces son cosechadas y peladas; por consiguiente, los productores pueden perder la inversión que hacen en las labores del cultivo, su tiempo y el uso de la tierra.

Las poblaciones de *C. bergi* están presentes en el suelo durante todo el ciclo del cultivo y el daño en las raíces empieza a verse en el primer mes de cultivo. Al final del ciclo, las chinches pueden dañar, con su acción alimentadora, entre el 70% y el 80% del total de la raíz y reducir en más del 50% el contenido de almidón de ésta. No es necesario que haya grandes poblaciones de *C. bergi* para que ocurran daños económicos serios (Arias y Bellotti, 1985a). Riis (1990) mostró que aun en poblaciones muy pequeñas (cercas a cero), el 22% de las raíces fueron afectadas. Se llega al umbral de daño económico, es decir, al punto en que un comprador de yuca rechazaría un lote de raíces, cuando del 20% al 30% de las raíces tienen dañado el parénquima, o sea, presentan un daño 'cosmético' debido a los puntos oscuros de las picaduras que no se acepta en el mercado fresco de la yuca (Bellotti, 2000a; 2000b).

Ciclo de vida y hábitos. *Cyrtomenus bergi* presenta cinco instares ninfales. Las ninfas y los adultos pueden vivir más de un año alimentándose de las raíces de la yuca (García y Bellotti, 1980). Alimentándose con tajadas de raíz de yuca de bajo nivel de cianuro (HCN) en el laboratorio (23 °C, 65% ± 5% H.R.), *C. bergi* tuvo un ciclo de vida de 286 a 523 días. El tiempo que tardan los huevos en hacer eclosión es, en

promedio, de 13.5 días; el promedio de desarrollo de los cinco estados ninfales es de 111.3 días; y la longevidad media de los adultos es de 293.4 días.

Esta chinche es atraída fuertemente por los suelos húmedos; migrará, por tanto, cuando el contenido de humedad del suelo sea menor que 22% y permanecerá en él cuando sea mayor que 31%. La época lluviosa favorece enormemente la supervivencia de adultos y ninfas y, por ende, su comportamiento y su dispersión; por otro lado, un contenido bajo de la humedad del suelo durante la época de sequía restringe el ocultamiento y la migración de los adultos e incrementará la mortalidad de las ninfas (Riis, 1997; adaptado de Bellotti, 2000a; 2000b).

Cianógenos. Las pruebas de campo y los estudios de laboratorio sugieren seriamente que las preferencias de alimentación de *C. bergi* pueden relacionarse con los niveles de glucósidos cianogénicos de las raíces de yuca, según los datos siguientes:

- Los adultos y las ninfas que se alimentan de una variedad de alto contenido de HCN (más de 100 mg de cianuro por kg de raíz) experimentan los efectos siguientes: un desarrollo ninfal más largo, una reducción en la producción de huevos y un incremento en la mortalidad.
- La oviposición sobre CMC40 (43 mg de cianuro por kg de raíz) fue de 51 huevos por hembra y de sólo 1.3 sobre MCOL 1684 (627 mg CN⁻/kg raíz).
- La longevidad de los adultos que se alimentaron de CMC40 (235 días) fue más del doble que cuando lo hicieron en MCOL 1684 (112 días) (Bellotti y Riis, 1994).
- Riis (1997) demostró que la oviposición sobre clones con un CNP (potencial cianogénico) menor que 45 ppm (en peso fresco) fue significativamente más alta que sobre clones con un CNP mayor que 150 ppm; varió considerablemente, en cambio, sobre clones cuyo CNP fluctuaba entre 45 y 150 ppm.
- Otros estudios han indicado que los instares tempranos son más susceptibles que los tardíos al potencial cianogénico de las raíces. En efecto, la longitud del estilete de la chinche, durante los dos primeros instares

ninfales, restringe la acción alimentadora del insecto a la cáscara de la raíz, principalmente (Riis, 1990; Riis et al., 1995); del tercero al quinto instar puede alimentarse ya del parénquima. De otro lado, en CMC40 el nivel de cianógenos del parénquima de la raíz es bajo, pero el de la cáscara es alto (707 mg CN⁻/kg raíz). Pues bien, unos experimentos de laboratorio en que se alimentó la chinche con CMC 40 dieron como resultado un 51% de mortalidad entre las ninfas de los instares primero y segundo, que es alto si se compara con un 82% de mortalidad en ninfas similares alimentadas con MCOL 1684. Por consiguiente, el alto nivel de cianógenos de la corteza de CMC 40 es, posiblemente, el responsable de la alta tasa de mortalidad del insecto (Bellotti y Riis, 1994; adaptado de Bellotti, 2000b).

- Los estudios de alimentación preferencial realizados en campos de yuca en Colombia dieron como resultado un daño considerablemente mayor de CMC40 (el clon de bajo contenido de cianógenos) que de MCOL 1684. MMEX 59, cuyo contenido de cianógenos (106 mg CN⁻/kg raíz) es intermedio, sufrió un daño moderado (Arias y Bellotti, 1985a).

Estos datos indican que el CNP puede actuar como un impedimento para la supervivencia de *C. bergi* y que los daños que cause no deberían ser un problema cuando se cultivan clones con un valor alto de CNP (p. ej., en el Nordeste de Brasil y en Africa) (Bellotti y Riis, 1994; adaptado de Bellotti, 2000b).

Control. El control de *C. bergi* es difícil por sus hábitos polífagos y por su adaptación al ambiente del suelo. Se deben tomar medidas en las etapas iniciales del ciclo del cultivo, ya sea en la plantación o en los primeros 2 meses, cuando puede ocurrir el daño inicial. La aplicación de un plaguicida puede reducir la población de la plaga y, por ende, el daño; sin embargo, pueden requerirse aplicaciones frecuentes que serían costosas, ambientalmente peligrosas y, además, sin la garantía de reducir el umbral económico de pérdida (Castaño et al., 1985).

En los cultivos de yuca intercalados con *Crotalaria* sp. se redujo el daño de la raíz a menos del 4%, daño que fue de 61% en el

monocultivo; no obstante, el rendimiento de la yuca intercalada se redujo en un 22%. Desafortunadamente, *Crotalaria* sp. tiene poco valor comercial y por ello los productores se rehusan a adoptar esta tecnología.

Con resistencia varietal. Los datos experimentales y las observaciones de campo muestran que las variedades que tienen un valor alto de CNP (productos cianogénicos, HCN), son resistentes al ataque de *C. bergi* y al daño que éste causa. Ahora bien, en muchas regiones productoras de yuca las variedades dulces (o bajas en CNP) son preferidas para el consumo fresco. Los estudios recientes indican que hay potencial de resistencia o tolerancia a *C. bergi* en 15 variedades cuyo CNP es bajo (Riis, 1997). Para poder aprovechar esta resistencia varietal se necesita investigar el comportamiento de la plaga y los mecanismos de resistencia, tanto la bioquímica como la genética.

Con control biológico. El potencial de control biológico de *C. bergi* está en investigación; los estudios recientes con nematodos entomopatógenos y fungipatógenos indican que es posible utilizarlos como control. Ahora bien, esta investigación sólo se ha hecho en el laboratorio y en el invernadero y se necesita hacer estudios de campo antes de recomendar la tecnología más aceptable.

- El nematodo *Steinernema carpocapsae* parasitó con éxito a *C. bergi* en el laboratorio; la infección se estableció en un período de 5 a 8 días después de la exposición del insecto. El adulto fue más sensible a la infección (58.6% de parasitismo después de 10 días); menos susceptibles fueron el primero y el segundo instar, con 17% y 31% de parasitismo, respectivamente (Caicedo y Bellotti, 1994).
- Una especie nativa de nematodo, *Heterorhabditis bacteriophora*, que se ha encontrado como parásito en el campo en Colombia, causó un parasitismo, en promedio, de 84% en todos los instares del insecto (Barberena y Bellotti, 1998).
- Se han obtenido aislamientos del hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* cuando parasitaba a *C. bergi* en el campo. En estudios de laboratorio se comprobó que la mortalidad fue muy alta en el quinto

instar (61%), mucho mayor que el valor promedio (33%) de mortalidad (CIAT, 1994).

F. Insectos que atacan el tallo externamente

Escamas

En la mayoría de las regiones productoras de yuca se han identificado las siguientes especies de escamas: *Aonydomitilus albus* Cockerell, *Saissetia miranda* Cockerell et Parrot, *Hemiberlesia diffinis* (Newstead) y *Ceroplastes* sp. Las escamas se posan sobre la superficie del tallo, principalmente cerca de las yemas, y se alimentan de esos tejidos; a medida que su tasa de reproducción aumenta, invaden la mayor parte del tallo.

Estos insectos pertenecen al orden Hemiptera, suborden Homoptera, superfamilia Coccoidea, familia Diaspididae. *Aonydomitilus albus* se conoce comúnmente como la escama blanca de la yuca y se considera la plaga chupadora del tallo de mayor importancia económica.

La familia Diaspididae, la mayor de Coccoidea, comprende las escamas protegidas, entre las cuales se cuentan las diferentes escamas que atacan la yuca. El nombre 'escama' proviene de la densa secreción cerosa que secreta el adulto, sumada a las exuvias de los dos primeros estados ninfales del insecto.

Daño. Cuando un tallo ha sido invadido por la escama, las hojas se amarillean y se caen. Si el ataque es severo, el crecimiento de la planta se retarda, el tallo se puede secar y entonces la planta muere; esto ocurre especialmente cuando el ataque es temprano, o sea, cuando la planta tiene de 2 a 3 meses de edad. Un ataque generalizado de la escama en época temprana afecta seriamente el rendimiento.

El mayor daño que puede causar la escama es, al parecer, la pérdida del material de plantación. Las estacas que estén muy infestadas con escamas emiten pocos brotes ('germinación') y las raíces provenientes de esas plantas tendrán un desarrollo deficiente y no serán agradables al gusto. El adulto de *A. albus* tiene forma de mejillón y está cubierto por una secreción blanca cerosa; ataca la yuca, especialmente durante la época seca.

Ciclo de vida. Swaine (1950) estudió en detalle la biología de *A. albus*. La piel (exuvias) de las mudas del primero y segundo estado ninfal se incorporan a la escama. A diferencia de las hembras, los machos tienen patas y alas bien desarrolladas. La hembra produce, en promedio, 47 huevos que oviposita entre la cobertura superior de la escama y la secreción algodonosa inferior. Durante la oviposición, la hembra reduce su tamaño. Los huevos eclosionan 4 días después de la postura.

Los primeros estados ninfales son móviles y pueden dispersarse; de 1 a 4 días después se fijan, se cubren con numerosos hilos finos, mudan en 11 días y se tornan inmóviles. Pasados 4 días, aparece la hembra adulta que inicia la oviposición de 1 a 2 días después. La generación proveniente de una hembra pasa en un lapso de 22 a 25 días.

La escama se dispersa con el viento, movilizándose por el suelo o mediante las estacas infestadas. El medio en que la escama se disemina con más frecuencia es el área de almacenamiento de estacas donde las infestadas entran en contacto con las sanas.

Control. Hay dos prácticas de cultivo muy efectivas para controlar la escama: plantar estacas que no estén infestadas y quemar las plantas atacadas por ella para impedir su diseminación.

Como control biológico se han reportado los siguientes organismos:

- la especie *Chilocorus distigma* (Coccinellidae), depredadora de *A. albus*.
- En Cuba se han reportado dos himenópteros (Aphelinidae) que parasitan a *A. albus*: *Aspidiophagus citrinus* y *Signiphora* sp. Se encontró también un hongo de color marrón en forma de esponja (*Septobasidium* sp.) que ataca a *A. albus*.
- En Colombia se observó que el parasitismo de *Saissetia miranda* por dos microhimenópteros, *Anagyris* sp. y *Surtellista* sp., supera el 79%.

G. Deformadores de hojas

Mosca de las agallas

En las Américas se han reportado varias especies de mosca de las agallas en el cultivo de la yuca; la que se ha encontrado con más frecuencia es *Iatrophobia brasiliensis* Rubs (Diptera: Cecidomyidae). Es una mosca pequeña que generalmente se encuentra en el envés de las hojas, donde coloca sus huevos. Las larvas salen del huevo y penetran en el mesófilo de la hoja, provocando una reacción de defensa que se manifiesta como un crecimiento anormal (hipercrecimiento) de sus células conocido como la 'agalla de la hoja de yuca'.

Las agallas foliares se encuentran en el haz; su color va del amarillo al rojo, lo que depende de la variedad de yuca y son más estrechas en la base y a menudo son curvas. Miden hasta 1 cm de longitud y 0.5 mm de ancho. Al abrir una agalla se observa un túnel cilíndrico, dentro del cual se encuentra una pequeña larva de color amarillo. En la base de la agalla, por el envés, hay un pequeño agujero conectado al túnel por el cual emergen los nuevos adultos.

Se cree que la mosca de las agallas tiene poca importancia económica y que, en general, no requiere ser controlada. En algunas regiones de Colombia y Venezuela se encuentran agallas casi en racimo en ciertas hojas y, en casos aislados, plantas pequeñas muy atacadas. Para reducir una población de esta mosca, se recomienda recolectar y destruir las hojas afectadas a intervalos semanales.

Plagas de la Yuca Seca Almacenada

El almacenamiento de yuca seca se inició en Colombia a partir de 1981 cuando se estableció un proyecto de secado natural de yuca en la región de la Costa Atlántica de ese país. Antes de ese año, los agricultores manejaban un producto altamente perecedero que, después de 2 días, ya no era adecuado ni para el consumo humano ni para el animal; ahora, en cambio, se maneja un

producto más estable, la yuca seca (Roman, 1983). Ahora bien, el almacenamiento permite, en ciertos casos, el deterioro de la harina y de los trozos y trocitos secos de yuca por acción de factores biológicos importantes, uno de los cuales son los insectos (Piedrahita, 1986). Los insectos que atacan la yuca seca almacenada no sólo reducen su calidad sino que, además, consumen cantidades significativas de ese producto.

Especies dañinas

Dos especies infestan principalmente los trozos de yuca: *Rhizopertha dominica* y *Lasioderma serricone*. Esta infestación ocurre durante el proceso de secamiento al sol; pasados 2 meses de almacenamiento, se ha registrado una reducción hasta de un 16% en el peso total de los trozos almacenados (Motta, 1994).

Parker et al. (1979) reportaron que, en Malaysia, en un ensayo de almacenamiento de trozos secos de yuca, los insectos más comunes y más abundantes eran los siguientes: *Sitophilus zemais* y *Criptolestes klapperichi*; *Rhizopertha dominica* y *Tribolium castaneum*; *Stegobium paniceum*, *Dinoderus minutus* y *Latheticus oryzae*. Los informes indican que el daño, en su mayor parte, ocurre en la yuca seca importada de Asia o de Africa.

Los investigadores del CIAT (CIAT, 1983) han reportado 38 especies de insectos, principalmente coleópteros, en las hojuelas o productos secos de yuca; muchos de ellos son polífagos. En la harina de yuca se hallaron cuatro especies: *Tribolium castaneum*, *Lasioderma serricorne*, *T. confusum* y *Rhizopertha dominica*; y en los trozos de yuca, tres especies: *T. castaneum*, *Araecerus fasciculatus* y *L. serricorne*.

Tribolium castaneum (H.)

En el CIAT se estudió el gorgojo rojo de la yuca (*T. castaneum* [H]), especie que aparece con mucha frecuencia y causa daños serios, tanto en estado de larva como de adulto. Esta plaga permite que otras especies deterioren más la yuca seca almacenada causándole pérdidas de peso y de calidad.

Ciclo biológico. La duración total del ciclo fue de 67.6 y 56.6 días a 25 y 30 °C, respectivamente. A 20 °C, la larva no se

desarrolla completamente. El huevo tuvo un período de incubación de 3.4 y 14 días, en promedio, para las mismas temperaturas, respectivamente. El período de oviposición de una cohorte de cinco hembras fue de 60, 95 y 104 días a 20, 25 y 30 °C, respectivamente. El número de huevos fértiles, en promedio, a 20, 25 y 30 °C, fue de 70, 217 y 214, respectivamente, y la tasa de oviposición fue de 0.16, 0.39 y 0.44, a las mismas temperaturas respectivas (Motta, 1994).

Daño. El gorgojo rojo se alimenta de trozos secos de yuca y los convierte en polvo, causando así pérdidas económicas. Cuando el insecto infesta la harina, las pérdidas son moderadas en comparación con las causadas en los trozos; sin embargo, la contaminación del producto es inevitable y deteriora la calidad del producto.

- En la harina, una infestación inicial de 50 insectos adultos por kilo arrojó pérdidas que variaron entre 0.212% a los 20 días y 0.875% a los 90 días.
- En los trozos secos, una infestación inicial de 70 insectos adultos por kilo arrojó pérdidas que variaron entre 0.462% a los 30 días y 3.1% a los 90 días (Motta, 1994).

La evaluación del tipo de empaque para almacenar trozos de yuca y harina de yuca secos han dado resultados interesantes; las bolsas de polietileno, p. ej., preservan mejor la calidad de los trozos y de la harina de yuca que las bolsas de tela y los empaques de fique.

Control y manejo

Las prácticas que controlan las plagas de la yuca seca son las mismas que se aplican en los granos almacenados; en ambos casos, las plagas son iguales y el almacenamiento cumple, en general, las mismas condiciones.

Las medidas más efectivas de control sanitario son la limpieza y la desinfección de las bodegas antes del almacenamiento, la remoción rápida del material infestado y el tiempo de almacenamiento corto (en cuanto sea posible, menor que 3 meses).

Se ha observado que las variedades amargas de yuca son más resistentes a estos gorgojos que las dulces, pero no se ha confirmado del todo esta observación. La fumigación es también un

método efectivo para controlar estas plagas, con tal que se cumplan todas las normas de seguridad que garantizan el éxito de la operación de control.

Sistema de Control Integrado de Plagas

La yuca es un cultivo ideal para desarrollar un programa de control biológico de plagas puesto que su fase vegetativa (de 8 a 14 meses) es larga. Los principios básicos de dicho programa serían los siguientes:

- No se requieren niveles altos de resistencia a las plagas, aunque ya se dispone de resistencia a algunas de ellas.
- Es necesario comprender la interacción insecto-planta-ambiente, en la cual la precipitación parece ser un factor clave.
- Hay prácticas agronómicas (selección del material de siembra, rotación de cultivos, etc.) que pueden reducir la incidencia de las plagas.
- Los insecticidas se deben usar racionalmente y sólo cuando sea estrictamente necesario.
- Los insecticidas no deben usarse indiscriminadamente porque interrumpen los programas de control biológico que se hayan establecido.

Los investigadores de la yuca están firmemente convencidos de que un programa de manejo integrado de las plagas de ese cultivo se debe apoyar en tres acciones: control biológico, resistencia varietal y prácticas del cultivo. Cada una tendrá un papel importante en el futuro.

Bibliografía

Allem AC. 1994. The origin of *Manihot esculenta* Crantz (Euphorbiaceae). *Genetic Resources and Crop Evolution* 41(3):133-150.

Angel JC; Pineda BL; Nolt B; Velasco AC. 1990. Moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) asociadas a transmisión de virus en yuca. *Fitopatología Colombiana* 13:65-71.

Arias B. 1995. Estudio sobre el comportamiento de la "mosca blanca" *Aleurotrachelus socialis* Bondar (Homoptera: Aleyrodidae) en diferentes genotipos de yuca, *Manihot esculenta* Crantz. Tesis (M.Sc.). Universidad Nacional de Colombia, sede Palmira, Colombia. 181 p.

Arias B; Bellotti AC. 1977. Eficiencia de *Bacillus thuringiensis* sobre el gusano cachón de la yuca (*E. ello*), en un programa de control biológico. *Revista Colombiana de Entomología* 3(3/4):93-97.

Arias B; Bellotti AC. 1982. Daño simulado de la mosca del cogollo, *Silba pendula* Bezzi (Diptera: Loncheidae), en yuca (*Manihot esculenta* Crantz). En: Resúmenes del IX Congreso de SOCOLEN, Cali. Colombia. Sociedad Colombiana de Entomología (SOCOLEN), Bogotá D.C., Colombia. 9 p.

Arias B; Bellotti AC. 1983. *Phoenicoprocta sanguinea* (Lepidoptera: Ctenuchidae). Ciclo de vida y enemigos naturales. En: Resúmenes del X Congreso de SOCOLEN, Bogotá. Sociedad Colombiana de Entomología (SOCOLEN), Bogotá D.C., Colombia. 61 p.

Arias B; Bellotti AC. 1985a. Aspectos ecológicos y de manejo de *Cyrtomenus bergi* Froeschner, chinche de la viruela en el cultivo de la yuca (*Manihot esculenta* Crantz). *Revista Colombiana de Entomología* 11(2):42-46.

Arias B; Bellotti AC. 1985b. Ciclo biológico de *Erinnyis ello* (gusano cachón de la yuca) a diferentes temperaturas. En: Resúmenes del VI Congreso de SOCOLEN, Manizales, Colombia. Sociedad Colombiana de Entomología (SOCOLEN), Bogotá D.C., Colombia. 52 p.

Arias B; Bellotti AC. 2001. Ciclo biológico, comportamiento e importancia económica de *Amblystira machalana* Drake (Hemiptera: Tingidae), la chinche negra de encaje, en el cultivo de la yuca. Resúmenes del XXVIII Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología (SOCOLEN), Bogotá D.C. 20 p.

- Arias B; Bellotti AC. 1994. Prueba de viabilidad del virus de la granulosis (VG) del gusano cachón *Erinnyis ello* (L) (Lepidoptera: Sphingidae) de la yuca almacenada durante 12 años. En: XXI Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología (SOCOLEN). Resúmenes. Medellín, Colombia. p. 71.
- Arias B; Guerrero JM. 2000. Control de plagas de la yuca (*Manihot esculenta* Crantz) por resistencia varietal. En: Simposio Avances en el Manejo de Plagas. Memorias del XXVII Congreso de SOCOLEN, Medellín, Colombia, julio 2000. Sociedad Colombiana de Entomología (SOCOLEN), Bogotá D.C., Colombia. p. 243-259.
- Barberena MF; Bellotti AC. 1998. Parasitismo de dos razas del nemátodo *Heterorhabditis bacteriophora* sobre la chinche *Cyrtomenus bergi* (Hemiptera: Cydnidae) en el laboratorio. Revista Colombiana de Entomología 24(1/2):7-11.
- Bellotti AC; Schoonhoven A van. 1978a. Cassava pests and their control. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. 71 p.
- Bellotti AC; Schoonhoven A van. 1978b. Mite and insect pests of cassava. Annual Review of Entomology 23(1):39-67.
- Bellotti AC; Schoonhoven A van. 1978c. Plagas de la yuca y su control. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. 71 p.
- Bellotti AC; Reyes Q JA; Arias V B. 1983a. Manejo de plagas en yuca. En: Reyes JA (ed.). Yuca: Control integrado de plagas. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. p. 265-281.
- Bellotti AC; Reyes JA; Varela AM. 1983b. Observaciones de los piojos harinosos de la yuca en las Américas; su biología, ecología y enemigos naturales. En: Reyes JA (ed.). Yuca: Control integrado de plagas. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. p. 313-339.
- Bellotti AC; Vargas O; Peña JE; Arias B. 1983c. Pérdidas en rendimiento en yuca causadas por insectos y ácaros. En: Domínguez D (ed.). Yuca: Investigación, producción y utilización. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. p. 393-407.
- Bellotti AC; Mesa N; Serrano M; Guerrero JM; Herrera CJ. 1987. Taxonomic inventory and survey activities for natural enemies of cassava green mites in the Americas. Insect Science Application 8(4/5/6):845-849.
- Bellotti AC; Arias B. 1988. Manejo Integrado de *Erinnyis ello* (L.). Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. 24 p.
- Bellotti AC; Arias B; Guzmán OL. 1992. Biological control of the cassava hornworm *Erinnyis ello* (Lepidoptera: Sphingidae). Florida Entomology 75:506-515.
- Bellotti AC; Riis L. 1994. Cassava cyanogenic potential and resistance to pests and diseases. Acta Horticulturae 375:141-151.
- Bellotti AC; Braun AR; Arias B; Castillo JA; Guerrero JM. 1994. Origin and management of neotropical cassava arthropod pests. African Crop Science Journal 2(4):407-417.
- Bellotti AC; Smith L; Lapointe SL. 1999. Recent advances in cassava pest management. Annual Review of Entomology 44:343-370.
- Bellotti AC. 2000a. Las plagas principales del cultivo de la yuca: Un panorama global. En: Simposio Avances en el Manejo de Plagas. Memorias del XXVII Congreso de SOCOLEN, Medellín, Colombia, julio de 2000. Sociedad Colombiana de Entomología (SOCOLEN), Bogotá D.C., Colombia. p. 189-217.
- Bellotti AC. 2000b. El manejo integrado de las principales plagas de la yuca (*Manihot esculenta* Crantz). En: Primer Curso-Taller Internacional sobre control biológico. Memorias. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (CORPOICA), Palmira, Valle, Colombia. Produmedios, Bogotá. p. 210-243.

- Bento JMS; Bellotti AC; Castillo JA; de Moraes, GJ; Lapointe SL; Warumby JF. 1999. Introduction of parasitoids for control of cassava mealybugs in northeastern Brazil. *Bulletin of Entomological Research* 89(5):403-410.
- Bertschy C; Turlings TCL; Bellotti A; Dorn S. 1997. Chemically-mediated attraction of three parasitoid species to mealybug-infested cassava leaves. *Florida Entomology* 80(3):383-395.
- Braun AR; Bellotti AC; Guerrero JM; Wilson LT. 1989. Effect of predator exclusion on cassava infested with tetranychid mites (Acari: Tetranychidae). *Environmental Entomology* 18(4):711-714.
- Braun AR; Bellotti AC; Lozano JC. 1993. Implementation of IPM for small-scale cassava farmers. En: Altieri MA (ed.). *Crop protection strategies for subsistence farmers*, Westview, Boulder, CO. p. 103-115.
- Byrne DH; Guerrero JM; Bellotti AC; Gracen VE. 1982. Yield and plant growth responses of *Mononychellus* mite resistant and susceptible cassava cultivars under protected vs. infested conditions. *Crop Science* 22(5-6):486-550.
- Byrne DH; Bellotti AC; Guerrero JM. 1983. The cassava mites. *Tropical Pest Management* 29(4):378-394.
- Caicedo AM; Bellotti AC. 1994. Evaluación del potencial del nemátodo entomógeno *Steinernema carpocapsae* Weiser (Rhabditida: Steinernematidae) para el control de *Cyrtomenus bergi* Froeschner (Hemiptera: Cydnidae) en condiciones de laboratorio. *Revista Colombiana de Entomología* 20(4):241-246.
- Calatayud PA; Seligmann CD; Bellotti AC. 2000. Influence of water deficient cassava plants on parasitism success and biological characteristics of three parasitoid species to *Phenacoccus herreni*. (En imprenta.)
- Castaño O; Bellotti AC; Vargas O. 1985. Efecto del HCN y de cultivos intercalados sobre daño causado por la chinche de la viruela *Cyrtomenus bergi* Froeschner al cultivo de la yuca. *Revista Colombiana de Entomología* 11(2):24-26.
- Castillo J. 1996. Moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) y sus enemigos naturales sobre cultivos de yuca (*Manihot esculenta* Crantz) en Colombia. Tesis (Maestría). Universidad del Valle, Cali, Colombia. 173 p.
- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 1974. Informe Anual Programa de Yuca 1973. Cali, Colombia. 287 p.
- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 1976. Sistema de producción de yuca. En: Informe Anual 1975. Cali, Colombia. p. B1-B59.
- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 1977. Sistema de producción de yuca. En: Informe Anual 1976. Cali, Colombia. p. B1-B80.
- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 1978. Sistema de producción de yuca. En: Informe Anual 1977. Cali, Colombia. p. C03-C29.
- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 1983. Almacenamiento de raíces frescas de yuca. Guía de estudio para ser usada como complemento de la unidad audiotutorial sobre el mismo. Cali, Colombia. 35 p.
- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 1983. Yuca: Boletín Informativo. Cali, Colombia. Volumen 1. 7 p.
- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 1989. Manejo integrado de *Erinnyis ello* (L) (gusano cachón de la yuca). Guía de estudio. 3a. edición. Cali, Colombia. 62 p.
- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 1990. Annual report Cassava Program, 1989. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. 385 p.
- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 1992. Annual report Cassava Program, 1987-1991. Cali, Colombia. 475 p.
- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 1994. Annual report Cassava Program, 1993. Cali, Colombia. 325 p.

- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 1995. Annual report Cassava Program 1994. Cali, Colombia. p. 144-163.
- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 1999. Annual report: Integrated pest and disease management in major agroecosystems. Cali, Colombia. 136 p.
- D'Almeida YA; Lys JA; Neuenschwander P; Ajuonu O. 1998. Impact of two accidentally introduced *Encarsia* species (Hymenoptera: Aphelinidae) and other biotic and abiotic factors on the whitefly *Aleurodicus dispersus* (Russell) (Homoptera: Aleyrodidae), in Benin. *Biocontrol Science and Technology* 8(1):163-173.
- Delalibera I Jr; Sosa-Gomez DR; de Moraes GJ; Alencar JA; Farias-Araujo W. 1992. Infection of the spider mite *Mononychellus tanajoa* (Acari: Tetranychidae) by the fungus *Neozygites* sp. (Entomophthorales) in Northeast Brazil. *Florida Entomology* 75(1):145-147.
- De Morales GJ; de Alencar JA; Wenzel-Neto F; Mergulhao SMR. 1990. Explorations for natural enemies of the cassava green mite in Brazil. En: *Proceedings 8th Symposium International Society of Tropical Root Crops*, Bangkok, octubre 1988. Thai Department of Agriculture. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Centro Internacional de la Papa (CIP), Bangkok. p. 351-353.
- Dulong R. 1971. Le manioc á Madagascar. *Agronomic Tropicale* 26(8):791-829.
- Evans GA; Castillo JA. 1998. Parasites of *Aleurotrachelus socialis* (Homoptera: Aleyrodidae) from Colombia including descriptions of two new especies (Hymenoptera: Aphelinidae: Platygasteridae). *Florida Entomologist* 81(2):171-178.
- Farias ARN. 1990. Especies de "mosca blanca": situação atual e perspectiva de controle. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, Centro Nacional de Pesquisa em Mandioca e Fruticultura, Cruz das Almas-Bahia, Brasil. 9 p.
- Farias ARN; Sousa JDS; Siweira JRS. 1991. Flutuação populacional de *Bemisia tuberculata* em mora, Gogipe, Bahia. *Revista Brasileira de Mandioca* 10(1-2):103-107.
- Farias ARN. 1994. Flutuação poblacional de *Aleurothrixus aepim* em mandioca, em São Miguel das Matas, Bahia. *Revista Brasileira de Mandioca* 13:119-122.
- FIDAR (Fundación para la Investigación y el Desarrollo Agrícola). 1998. Reconocimiento e identificación de chisas rizófagas del cultivo de yuca en la zona de ladera del norte del Departamento del Cauca. Folleto divulgativo (FIDAR-PRONATA), Cali, Colombia. 12 p.
- França FH; Villas-Boos GL; Branco MC. 1996. Occurrence of *Bemisia argentifolli* Bellow & Perring (Homoptera: Aleyrodidae) in the Federal District. *Anais da Sociedad Entomologica do Brasil* 25(2):369-372.
- Frison EA; Feliu E (eds.). 1991. Technical guidelines for the safe movement of cassava germplasm. Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO)/International Board of Plant Genetic Resources (IBPGR), Roma. 48 p.
- Froeschner RC. 1993. The neotropical lace bugs of the genus *Vatiga* (Heteroptera:Tingidae), pests of cassava: New synonymies and key to species. En: *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 95(3):457-462.
- García CA; Bellotti AC. 1980. Estudio preliminar de la biología y morfología de *Cyrtomenus bergi* Froeschner. Nueva plaga de la yuca. *Revista Colombiana de Entomología* 6(3-4):55-61.
- Gold CS; Altieri MA; Bellotti AC. 1989a. Cassava intercropping and pest management: A review illustrated with a case study from Colombia. *Tropical Pest Management* 35(4):339-344.
- Gold CS; Altieri MA; Bellotti AC. 1989b. Effects of intercrop competition and differential herbivore numbers on cassava growth and yields. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 26:131-146.

- Gold CS; Altieri MA; Bellotti AC. 1989c. The effects of intercropping and mixed varieties on predators and parasitoids of cassava whiteflies in Colombia: An examination of the "natural enemy hypothesis". *Bulletin of Entomological Research* 79:115-121.
- Gold CS; Altieri MA; Bellotti AC. 1990. Effects of intercropping and varietal mixtures on the cassava hornworm, *Erinnyis ello* L. (Lepidoptera: Sphingidae), and the stemborer, *Chilomima clarkei* (Amsel) (Lepidoptera: Pyralidae), in Colombia. *Tropical Pest Management* 36(4):362-367.
- Gold CS; Altieri MA; Bellotti AC. 1991. Survivorship of the cassava whiteflies, *Aleurotrachelus socialis* and *Trialeurodes variabilis* (Homoptera: Aleyrodidae) under different cropping systems in Colombia. *Crop Protection* 10:305-309.
- Gold CS. 1993. Effects of cassava intercropping and varietal mixtures on herbivore load, plant growth, and yield: Applications for small farmers in Latin America. En: Altieri MA (ed.). *Crop protection strategies for subsistence farmers*. Westview, Boulder, CO. p. 117-142.
- Herren HR; Neuenschwander P. 1991. Biological control of cassava pests in Africa. *Annual Review of Entomology* 36:257-283.
- Herrera JC; Van Driesche RG; Bellotti AC. 1989. Temperature dependent growth rates for the cassava mealybug, *Phenacoccus herreni*, and two of its encyrtid parasitoids, *Epidinocarsis diversicornis* and *Acerophagus coccois* in Colombia. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 50:21-27.
- Herrera CJ. 1999. Manejo integrado de plagas en el cultivo de la yuca. En: Seminario-taller, Hacia una Producción Bioracional de la Yuca. PMD-IICA-BIOCARIBE S.A., Pivijay, Carmen de Bolívar, febrero 1999. 45 p.
- Hershey CH. 1987. Cassava germplasm resources. En: *Proceedings cassava breeding: A multidisciplinary review*, Manila, Filipinas, marzo 1985. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. p. 1-24.
- Janzen DH. 1986. Biogeography of an exceptional place: What determines the saturniid and sphingiid moth fauna of Santa Rosa National Park, Costa Rica, and what does it mean to conservation biology? *Brenesia* 25/26:51-87.
- Janzen DH. 1987. When and when not to leave. *Oikos* 49:241-243.
- Laberry R. 1997. La aplicación de un programa MIP en producción industrial de yuca. En: *Memorias del Congreso Biodiversidad y Micorrizas*, CIAT, Cali. Asoc. Colomb. Fitopatolo. *Cienc. Afines* (En español). p. 136-137.
- Lal SS; Pillai KS. 1981. Cassava pests and their control in Southern India. *Tropical Pest Management* 27(4):480-491.
- Le Ru B; Calatayud PA. 1994. Interactions between cassava and arthropod pests. *African Crop Science Journal* 2(4):419-421.
- Leefmans S. 1915. De cassave-Oerets. Java departement van landbow. Mededeelingen van het Laboratorium voor Plantenziekten. Volumen 13. 120 p.
- Leihner DE. 1983. Management and evaluation of intercropping systems with cassava. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. 700 p.
- Lohr B. 1983. Biología, ecología, daño económico y control de *Chilomima clarkei* barrenador de la yuca. En: Reyes JA (ed.). *Yuca: Control integrado de plagas*. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. p. 159-161.
- Lohr B; Varela AM. 1990. Exploration for natural enemies of the cassava mealybug, *Phenacoccus manihoti* (Homoptera: Pseudococcidae), in South America for the biological control of this introduced pest in Africa. *Bulletin of Entomological Research* 80:417-425.

- Londoño M; Ríos ML. 1997. Efectos de diferentes agentes de control biológico sobre *Phylophoga obsoleta* y *Anomatha undulata* (Coleoptera: Melolonthidae). En: Antecedentes entomológicos para comprender los insectos: estudiarlos, GEUN, SOCOLEN, Universidad Nacional - sede Medellín. Sociedad Colombiana de Entomología (SOCOLEN), Bogotá D.C., Colombia. p. 35-42.
- Londoño M. 1999. Complejo de chisas en Colombia y perspectivas para su manejo. En: Memorias XXVI Congreso de SOCOLEN, Bogotá, julio 1999. Sociedad Colombiana de Entomología (SOCOLEN), Bogotá D.C., Colombia.
- Maddison P. 1979. Pests associated with cassava in the pacific regions: Auckland Pacific Islands pest survey. Entomology Division, Department of Scientific & Industrial Research, Auckland. 16 p.
- Mattos L. 1977. Bacteriosis del tallo de la yuca. Tesis (M.Sc.). Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú. 83 p.
- Motta E JC. 1994. Biología y comportamiento alimenticio del gorgojo rojo de la harina *Tribolium castaneum* (Herbst) (Coleoptera: Tenebrionidae), en yuca seca almacenada. Tesis. Universidad Nacional, Sede Palmira, Colombia.
- Múnera S DF; De los Ríos TJ. 1999. Patogenicidad sobre *Erinnyis ello* (L) en condiciones de laboratorio de hongos entomopatógenos recolectados en cultivos comerciales de yuca *Manihot esculenta* Crantz. Revista Colombiana de Entomología 25(3/4):161-167.
- Munthali DC. 1992. Effect of cassava variety on the biology of *Bemisia afer* (Priesner y Hosny) (Hemiptera: Aleyrodidae). Insect Science and its Application 13(3):459-465.
- Neuenschwander P. 1994a. Control of cassava mealybug in Africa: Lessons from a biological control project. African Crop Science Journal 2:369-383.
- Neuenschwander P. 1994b. Spiralling whitefly *Aleurodicus dispersus*, a recent invader and new cassava pest. African Crop Science Journal 2(4):419-421.
- Nyiira ZM. 1972. Report of investigation of cassava mite, *Mononychellus tanajoa* Bondar. Kawanda Research Station, Kampala, Uganda. 14 p. (Sin publicar.)
- Ortega GA. 2000. Determinación de la efectividad de *Encarsia hispida* De Santis (Himenoptera: Aphelinidae) como parasitoide de "mosca blanca" de la yuca, *Aleurotrachelus socialis* Bondar (Homoptera: Aleurodidae), bajo condiciones de invernadero. Tesis. Universidad Nacional, sede Palmira, Colombia. 89 p.
- Parker BL; Booth RH. 1979. Storage of cassava chips (*Manihot esculenta*): Insect infestation and damage. Experimental Agriculture 15(2):145-153.
- Piedrahita C. 1986. Empaque y almacenamiento de harina de yuca. Informe de avance. Proyecto U.V.IIT-CIID.
- Polania MA; Calatayud PA; Bellotti AC. 1999. Comportamiento alimenticio del piojo harinoso *Phenacoccus herreni* (Sternorhyncha: Pseudococcidae) e influencia del déficit hídrico en plantas de yuca sobre su desarrollo. Revista Colombiana de Entomología 26(1/2):1-9.
- Porter RI. 1988. Evaluation of germplasm (*Manihot esculenta* Crantz) for resistance to the mealybug (*Phenacoccus herreni* Cox and Williams). Tesis (Ph.D.). Cornell University, Ithaca, Nueva York, E.U. 117 p.
- Renoize BS. 1973. The area of origin of *Manihot esculenta*, as a crop plant a review of the evidence. Economic Botany 26:352-360.
- Riis L. 1990. The subterranean burrowing bug *Cyrtomenus bergi* Froeschner, an increasing pest in tropical Latin America: Behavioral studies, population fluctuations, botanical control, with special reference to cassava. Tesis (Maestría). Institute of Ecological and Molecular Biology, Section of Zoology, The Royal Veterinary and Agricultural University, Copenhagen. 167 p.

- Riis L; Bellotti AC; Vargas O. 1995. The response of a polyphagous pest (*Cyrtomenus bergi* Froeschner) to cassava cultivars with variable HCN content in root parenchyma and peel. En: Proceedings, Second International Scientific Meeting of the Cassava Biotechnology Network, Bogor, Indonesia, agosto, 1994. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia. p. 501-509.
- Riis L. 1997. Behaviour and population growth of the burrower bug, *Cyrtomenus bergi* Froeschner: Effects of host plants and abiotic factors. Tesis (Ph.D). Royal Veterinary Agricultural University, Copenhagen. 167 p.
- Román A. 1983. Secado natural, una solución al mercadeo de la yuca. Yuca Boletín Informativo 7(1):57-88.
- Sánchez D; Bellotti AC. 1997a. Evaluación de la patogenicidad de hongos *Hyphomycetes* sobre mosca blanca de la yuca *A. socialis*. Informe: Convenio Cooperativo CIAT-COLCIENCIAS, Programa COLCIENCIAS-BID para jóvenes investigadores. 20 p.
- Schoonhoven A van. 1974. Resistant to thrips damage in cassava. Journal of Economic Entomology 67(6):728-730.
- Skovgard H; Tomkiewicz J; Nachman G; Münster-Swendsen M. 1993. The effect of the cassava green mite *Mononychellus tanajoa* on the growth and yield of cassava *Manihot esculenta* in a seasonally dry area in Kenya. Experimental Applied Acarology 17(1/2):41-58.
- Smith L; Bellotti AC. 1996. Successful biocontrol projects with emphasis on the neotropics. En: Proceedings Cornell Communications Conference on Biological Control, Cornell University, abril 1996. Cornell University Press, Ithaca, Nueva York. 12 p. (<http://www.nysaes.cornell.edu/ent/bcconf/talks/bellotti.html>)
- SOCOLEN (Sociedad Colombiana de Entomología). 1999. Memorias del XXVI Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología, Bogotá D.C., Colombia. SOCOLEN, Bogotá D.C., Colombia. 267 p.
- Swaine G. 1950. The biology and control of the cassava scale. East African Agricultural Journal 16:90-93.
- Tejada GAP. 1975. Identificación morfológica y algunos aspectos ecológicos de tres especies de trips, en variedades resistentes y susceptibles de yuca (*Manihot esculenta* Crantz). Tesis. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Nacional, sede Palmira, Colombia. 83 p.
- Thresh JM; Fargette D; Otim-Nape GW. 1994. Effects of African cassava mosaic geminivirus on the yields of cassava. Tropical Science 34:26-42.
- Urias L MA; Bellotti AC; Bravo M H; Carrillo S JL. 1987. Impacto de insecticidas sobre tres parasitoides de *Erinnyis ello* (L.), gusano de cuerno de la yuca. Agrociencia 67:137-146.
- Van Driesche RG; Castillo JA; Bellotti AC. 1988. Field placement of mealybug-infested potted cassava plants for the study of parasitism of *Phenacoccus herreni*. Entomologia Experimentalis et Applicata 46:117-123.
- Van Driesche RG; Bellotti AC; Castillo JA; Herrera CJ. 1990. Estimating total losses from parasitoids for a field population of a continuously breeding insect, cassava mealybug, *Phenacoccus herreni* (Homoptera: Pseudococcidae) in Colombia, SA. Florida Entomologist 73(1):133-143.
- Vargas O; Bellotti AC. 1981. Pérdidas en rendimiento causadas por moscas blancas en el cultivo de la yuca. Revista Colombiana de Entomología 7(1/2):13-20.
- Vargas HO; Bellotti AC. 1984. Pérdidas en rendimiento causadas por *Phenacoccus herreni* Cox & Williams en dos clones de yuca. Revista Colombiana de Entomología 10(3/4):41-46.
- Victoria JAT; Pardo LC. 1999. Avances en el estudio de las chisas (Coleoptera: Melolonthidae) observadas en la rizosfera de yuca y otros cultivos en tres municipios del Cauca, Colombia.

- Victoria JAT. 2000. Reconocimiento de enemigos naturales de chisas rizófagas (Coleoptera: Melolonthidae) en cultivos de yuca (*Manihot esculenta* Crantz) en tres municipios de la zona de ladera del Norte del departamento del Cauca. Tesis. Universidad Nacional, Sede Palmira, Colombia. 89 p.
- Vidal JG; Marín H. 1974. Identificación y ciclo biológico de un díptero barrenador de la yuca (*Manihot esculenta* Crantz). Tesis. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Nacional, sede Palmira, Colombia. 45 p.
- Vides OL; Sierra OD; Gómez HS; Palomino AT. 1996. El barrenador del tallo de la yuca *Chilomima clarkei* (Lepidoptera: Pyralidae) en el CRECED Provincia del Río. Boletín CORPOICA, Bogotá D.C., Colombia. 12 p.
- Villegas AG. 1984. Biología, morfología, y hábitos de *Lagocheirus araneiformis* Linné (Coleoptera: Cerambycidae) barrenador de la yuca en Palmira, Valle del Cauca. Tesis. Universidad Nacional, sede Palmira, Colombia. 68 p.
- Williams DJ; Granara de Willink MC. 1992. Mealybugs of Central and South America. CAB International, Wallingford, R.U. 635 p.
- Yaninek JS; Animashaun A. 1987. Why cassava green mites are dry season pests. Proceedings seminar agrometeorology crop protection in lowland humid and sub-humid tropics, World Meteorological Organization (WMO)/ International Institute of Tropical Agriculture (IITA), Contonou, Benin, julio 1986. International Institute of Tropical Agriculture (IITA), Ibadán, Nigeria. p. 59-66.
- Yaninek JS. 1988. Continental dispersal of the cassava green mite, an exotic pest in Africa, and implications for biological control. *Experimental Applied Acarology* 4:211-224.
- Yaninek JS; Herren HR. 1988. Introduction and spread of the cassava greenmite, *Mononychellus tanajoa* (Bondar) (Acari: Tetranychidae), an exotic pest in Africa, and the search for appropriate control methods: A review. *Bulletin of Entomological Research* 78(1):1-13.
- Yaninek JS; Mégev B; de Moraes GJ; Bakker F; Braun A. 1991. Establishment of the neotropical predator *Amblyseius idaeus* (Acari: Phytoseiidae) in Benin, West Africa. *Biocontrol Science and Technology* 1(4):323-330.
- Yaninek JS; Onzo A; Ojo JB. 1993. Continent-wide releases of neotropical phytoseiids against the exotic cassava green mite in Africa. *Experimental Applied Acarology* 17(1/2): 145-160.
- Yaninek JS; Saizonou S; Onzo A; Zannou I; Gnanvossou D. 1996. Seasonal and habitat variability in the fungal pathogens, *Neozygites c.f. floridana* and *Hirsutella thompsonii*, associated with cassava mites in Benin, West Africa. *Biocontrol Science and Technology* 6(1):23-33.