

## CAPÍTULO 13

# Potencial del Control Biológico en el Manejo de las Plagas de la Yuca<sup>1</sup>

Elsa L. Melo\*

### El Control Biológico

El control biológico, en sentido ecológico y considerado como fase del control natural, puede definirse como la regulación de la densidad de población de un organismo por enemigos naturales (parásitos, predadores o patógenos) a un nivel más bajo del que se alcanzaría en otra forma. El control biológico aplicado supone la manipulación del hombre o una actividad profesional, y cubre todas las actividades en las cuales el hombre se compromete a fomentar la efectividad de los enemigos naturales (DeBach, 1977).

En un sentido amplio, se puede definir también como la mortalidad o efecto de supresión de los organismos por cualquier factor biótico. En sentido más estrecho, es la acción directa de parásitos, predadores y patógenos (o sea, enemigos naturales) y de competidores de otras especies por recursos naturales (o sea, antagonistas), para regular la densidad poblacional de un organismo en un nivel más bajo del que habría en ausencia de ese control. No incluye resistencia vegetal, interferencia causada en la plaga por sus propias feromonas, manipulación genética de la plaga, extractos químicos naturales ni control mecánico por el hombre; puede incluir la manipulación de enemigos naturales y de antagonistas (p. ej., crianza masiva y liberación, importación) (Cave, 1995a).

El estudio del control biológico comprende estudios básicos para cualquier aplicación del método; éstos no reportan necesariamente resultados útiles inmediatos ni métodos directos para utilizar, manipular o conservar los enemigos naturales. En las primeras fases se investigan los aspectos fundamentales de taxonomía, biología, fisiología, genética, ecología, demografía, comportamiento, y nutrición de las plagas y sus enemigos (DeBach, 1975).

Si es necesario, la identificación de la plaga y sus enemigos la hace un especialista. El nombre y la clasificación de un organismo son la llave de todos los conocimientos existentes sobre él, y facilitará su entendimiento, su control (si es plaga) o su aprovechamiento (si es enemigo natural) (Cave, 1995b).

### Enemigos Naturales

En el control biológico participan diversos enemigos naturales, por ejemplo, parásitos, predadores y microorganismos. Estos organismos deben ser capaces de responder rápidamente a la dinámica poblacional de la plaga, encontrando proporcionalmente más enemigos naturales a medida que la población de ésta tienda a incrementarse. Esto caracteriza al enemigo natural teóricamente ideal, así como ciertos criterios biológicos y ecológicos (Cave, 1995c).

### Predadores

Son organismos carnívoros que, en estado inmaduro o adulto, buscan activamente y capturan numerosas presas que consumen parcialmente o totalmente.

1. Este documento fue publicado en las Memorias del XXVII Congreso de SOCOLEN, 2000, y fue mejorado por la autora el presente año.

\* Asistente de Investigación, Taxonomía de Acaros, Unidad de Manejo Integrado de Plagas y Enfermedades, Proyecto Yuca, CIAT, Cali, Colombia.  
E-mail: elmelo@hotmail.com

Quizás la mitad de todos los insectos y ácaros son predadores. Los predadores son tantos que resulta difícil decir cuáles son los más efectivos. Se clasifican en dos tipos: los generalistas y los especialistas, según sus hábitos alimenticios y su comportamiento.

Los principales predadores de artrópodos se ubican en los siguientes órdenes: Odonata, Orthoptera, Dermaptera, Hemiptera, Neuroptera, Coleoptera, Diptera, Hymenoptera, Aracnea y Acari. Se destacan las familias Mantidae, Labiduridae, Pentatomidae, Chrysopidae, Carabidae, Staphylinidae, Coccinelidae, Elateridae, Cecidomidae, Syrphidae y Phytoseiidae (Banegas y Cave, 1995).

### **Parasitoides**

Son organismos que, en su estado inmaduro, viven dentro o sobre el cuerpo de otro organismo, se alimentan de un solo hospedero y lo matan. El estado adulto vive libre y no es parasítico. Entre las características que hacen a los parasitoides promisorios en el control biológico están:

- su especificidad (p. ej., Aphelinidae y Encyrtidae);
- la facilidad de criarlos en grandes cantidades (p. ej., *Trichogramma* spp., *Cotesia flavipes*, *Encarsia formosa*, *Telenomus remus*);
- el poder de vuelo que facilita su dispersión;
- alta fecundidad, corto tiempo generacional y tasas de evolución comparables a las de las plagas.

En cinco órdenes de insectos hay especies de parasitoides, pero la mayoría está en dos: Hymenoptera y Diptera (Díaz y Hanson, 1995). Algunas de las familias importantes son Aphelinidae, Platygasteridae, Eulophidae y Encyrtidae.

### **Entomopatógenos**

Como su nombre lo dice, causan enfermedades a los insectos, y se agrupan dentro de los controladores microbiológicos. Según Castillo et al. (1995), la expresión 'control microbiológico' se refiere al uso de microorganismos (en sentido amplio se incluyen los nematodos) para el control de las plagas.

Se ha observado en los últimos años un incremento en el uso de microorganismos para el control efectivo de insectos plaga en diferentes cultivos, que puede ser el resultado del descubrimiento y desarrollo de nuevas especies y cepas de entomopatógenos (Lacey y Brooks, 1996). Los insectos están asociados a diversos microorganismos en formas como la simbiosis, el mutualismo y el parasitismo. Abunda el mutualismo entre los insectos; un ejemplo es la asociación de protozoos con las termitas, aunque no son patógenos para el insecto hospedero. Los entomopatógenos causan en los insectos infecciones, parasitismo o toxemias (Lacey y Brooks, 1996).

Existen cinco grupos principales de agentes microbiológicos, que se tratarán enseguida.

### **Virus**

Los virus entomopatógenos son entidades infecciosas cuyo genoma (constituido por ácido nucleico, ADN o ARN), se replica en el tejido del hospedero. Una de las familias de virus de mayor importancia para el control de insectos es la Baculoviridae. Los baculovirus contaminan al insecto por vía oral; normalmente, los viriones (unidades infecciosas de los virus), se encuentran en las hojas y tallos de la planta y son ingeridos por el insecto cuando se alimenta. Las primeras células afectadas son las epiteliales del intestino; posteriormente, ataca otros tejidos como los cuerpos grasos, la epidermis del intestino, los hemocitos, las tráqueas y las glándulas de seda. Las larvas infectadas se vuelven letárgicas, dejan de alimentarse y finalmente se paralizan. Muertas representan la fuente de inóculo más importante para mantener la epizootia (Castillo et al., 1995).

### **Hongos**

Los hongos entomopatógenos causan la muerte rápida del hospedero por penetración y proliferación dentro del cuerpo de éste. El insecto muere porque es privado de nutrientes solubles en su hemolinfa, por la invasión o digestión de sus tejidos o por la liberación de toxinas del hongo. Es importante destacar que no todos los hongos asociados con insectos son patógenos: aunque hay patógenos obligados, la mayoría son facultativos. Hay también hongos saprófitos y otros simbiosistas (Ferron, 1985). Existen más de 700 especies de hongos

entomopatógenos repartidas en diferentes grupos taxonómicos y todas ofrecen posibilidades de uso como factores de regulación de insectos (Hajek y Leger, 1994).

El sistema de clasificación más aceptado fue propuesto por Ainsworth en 1973 (citado por Tanada y Kaya, 1993). Separa los hongos en dos divisiones: Myxomicota, para formas plasmidiales (asexuadas, como masa de protoplasma multinucleado que emite pseudópodos y simula una ameba) y Eumycota, para formas no plasmidiales y frecuentemente miceliales. Los hongos entomopatógenos se encuentran en la división Eumycota y en las siguientes subdivisiones:

- Mastigomycotina (forma células móviles o zoosporas), estado perfecto: oosporas.
- Zygomycotina (sin células móviles), estado perfecto: zigosporas.
- Ascomycotina, estado perfecto: ascosporas.
- Basidiomycotina, estado perfecto: basidiosporas.
- Deuteromycotina (sin células móviles y sin estado perfecto).

La mayoría de los hongos entomopatógenos están en las subdivisiones Zygomycotina, clase Zygomycetes, orden Entomophthorales (*Neozygites*) y Deuteromycotina, clase Hyphomycetes, orden Moniliales (*Aspergillus*, *Beauveria*, *Fusarium*, *Hirsutella*, *Metarhizium*, *Paecilomyces*, *Verticillium*).

Los investigadores de los hongos entomopatógenos han realizado trabajos que marcan una ruta aparentemente lógica para demostrar la virulencia o patogenicidad de estos hongos en diferentes insectos; así pueden entrar en un programa de MIP (Sánchez, 1996).

### **Nematodos**

El phylum Nematoda es, luego del Artropoda, uno de los más diversos del reino animal. Se pueden encontrar en gran diversidad de hábitat. Son gusanos redondos que carecen de sistemas respiratorio y circulatorio. La asociación insecto-nematodo va de accidental a obligada y de comensal a parasítica (Stock, 1998).

Los nematodos de las familias Steinernematidae y Heterorhabditidae son parásitos obligados de un amplio rango de especies de insectos. En cada familia sólo hay un género, *Steinernema* y *Heterorhabditis*, y sus integrantes se asocian mutualísticamente con las bacterias *Xenorhabdus* sp. y *Photorhabdus* sp., respectivamente (Sáenz, 1999).

Estas bacterias, que son letales para sus huéspedes (los insectos), hacen de los nematodos el organismo adecuado para el control biológico. El estado infectivo es el juvenil del tercer estadio (IJ3), que penetra por aberturas naturales o por el integumento del insecto y llega hasta el hemocele, donde libera el simbionte. La bacteria prolifera y produce enzimas (lipasas, proteasas) que degradan los tejidos, y juntos, nematodos y bacterias, matan al insecto en 48 horas. Los juveniles consumen bacterias y tejidos degradados.

El desarrollo de los nematodos es favorecido por la producción de antibióticos por la bacteria, los cuales evitan la proliferación de contaminantes secundarios. Se producen de 1 a 3 generaciones del nematodo, lo que depende del tamaño del insecto que infecten. Todos los individuos de *Steinernema* son sexuales; en *Heterorhabditis*, los de la primera generación son hermafroditas y los de la segunda son sexuales. Las bacterias *Xenorhabdus* y *Photorhabdus*, bacilos gram (-) de la familia Enterobacteriaceae (Akhrus y Boemare, 1990) presentan dos fases:

- F1, aislada de nematodos infectivos, produce antibióticos y flagelos; esta es la forma que se encuentra en el IJ3.
- F2, aislada de cadáveres de insectos viejos o de nematodos en cultivo in vitro.

La asociación bacteria-nematodo es mutualística: la bacteria no puede sobrevivir sola en el suelo y el nematodo no puede desarrollarse bien sin la bacteria.

Aunque falta investigar más, se sabe que, por ayuda mutua, evaden la respuesta inmune del hospedero garantizando ambos su supervivencia. El potencial patogénico del complejo nematodo-bacteria se ha usado como control biológico de varias plagas (Stock, 1998).

### Bacterias

Las bacterias se encuentran en todos los insectos muertos, pero sólo de algunos son la causa primaria de mortalidad; a veces causan infecciones leves. Las bacterias entran en el insecto con su alimento y permanecen circunscritas por la membrana peritrófica del intestino. Causan septicemia general, pero no se localizan en ningún tejido. Se conoce poco del papel de los patógenos bacterianos en el control de los insectos plaga; las epizootias se dan en reportadas condiciones de alta densidad del hospedero; en otras circunstancias, raramente ocurren o no son reconocidas.

Estas bacterias se dividen en patógenos obligados y patógenos facultativos. Entre las bacterias entomopatógenas, las que pertenecen al género *Bacillus* son las más promisorias para el control de insectos plaga (p. ej., *Bacillus thuringiensis*, *B. cereus*, *B. popilliae* y *B. larvae*) (Castillo et al., 1995).

### Protozoarios

Los protozoarios se consideran factores importantes en la regulación natural de la densidad de población de ciertos insectos; sin embargo, han tenido poca aplicación como agentes microbianos, ya que las especies entomofílicas causan infecciones crónicas o debilitantes en un rango estrecho de hospederos (Castillo et al., 1995).

## Control Biológico de Plagas de la Yuca

Los enemigos naturales más comunes de las plagas de la yuca pertenecen a tres grupos: parasitoides, predadores y patógenos; dentro de estos se destacan los hongos entomopatógenos, los nematodos y los virus, por ser los más estudiados. En el CIAT se hizo una compilación de las especies de enemigos naturales y se encontró que había 76 parasitoides, 219 predadores y 36 patógenos (Cuadro 13-1); pueden existir más especies aún no reportadas.

En el Cuadro 13-2, se muestran algunos de los principales enemigos naturales que controlan las principales plagas de la yuca; se describirán en este capítulo.

Cuadro 13-1. Enemigos naturales (no.) que tienen las plagas de yuca.

| Plagas                       | Parásitos | Predadores | Patógenos |
|------------------------------|-----------|------------|-----------|
| Acaros                       |           |            |           |
| <i>Mononychellus tanajoa</i> |           | 60         | 2         |
| <i>Tetranychus urticae</i>   |           |            |           |
| Gusano cachón                | 18        | 15         | 15        |
| Mosca blanca                 | 17        | 5          | 6         |
| Chinche de encaje            |           |            | 1         |
| Piojo harinoso               | 25        | 46         | 2         |
| Mosca de la fruta            | 3         |            |           |
| Barrenadores                 |           |            |           |
| <i>Chilomima clarkei</i>     | 5         | 2          | 5         |
| <i>Lagochirus</i> sp.        | 2         |            |           |
| Escamas                      |           |            |           |
| <i>Aonidomytilus albus</i>   | 2         | 9          | 2         |
| <i>Saissetia miranda</i>     | 2         |            |           |
| Cydnidae                     |           | 1          | 2         |
| Mosca de agallas             | 2         |            | 1         |
| Chizas                       |           |            | 1         |
| Total                        | 76        | 139        | 36        |

### Acaro verde de la yuca

El ácaro verde de la yuca (AVY), *Mononychellus tanajoa* (Bondar) (syn.: *Mononychellus progresivus*) es probablemente nativo del nordeste de Brasil, donde se reportó por primera vez en 1938. Los nativos conocían el síntoma del daño, por lo cual lo llamaron ‘tanajoa’ (= enfermedad o problema de la planta) (Bellotti et al., 1999). El ácaro ataca hojas jóvenes y meristemas (Bellotti y Schoonhoven, 1978). En la década de los 70, *M. tanajoa* fue introducido accidentalmente en el continente africano y apareció primero en Uganda (Nyiira, 1972). Esta plaga se diseminó por todo el cinturón yuquero africano en 10 años, tal vez por el intercambio de material vegetal de plantación (Yaninek y Herren, 1988).

En la actualidad, este ácaro es la principal plaga de la yuca en Africa y causa pérdidas en rendimiento de 13% a 80% (Herren y Neuenschwander, 1991).

Con el fin de desarrollar un programa de control biológico para combatir el AVY —una plaga de gran importancia en zonas subhúmedas de Africa y Brasil— se hizo un reconocimiento taxonómico y se estudió la distribución geográfica de los ácaros predadores

Cuadro 13-2. Principales enemigos naturales de las plagas más importantes del cultivo de la yuca.

| Plaga   | Parásitos   | Predadores   | Entomopatógenos   |
|---|---|--|---|
| Gusano cachón de la yuca<br>( <i>Erinnyis ello</i> )              | <i>Trichogramma</i> sp. (H) <sup>a</sup><br><i>Telenomus</i> sp. (H)<br><i>Sphingis</i> sp. (H)<br><i>Cotesia americana</i> (L)<br><i>Euplectrus</i> sp. (L)<br><i>Apanteles flaviventris</i> (L)<br><i>Drino</i> sp. (L)<br><i>Euphorocera</i> sp. (L)<br><i>Sareodexia innota</i> (L)<br><i>Thysanomia</i> sp. (L)<br><i>Belusia</i> sp. (L)<br><i>Forcipomyra eriphora</i> (L) | <i>Chrysopa</i> sp. (H)<br><i>Podisus negrispinus</i> (L)<br><i>P. obscurus</i> (L)<br><i>Polistes cannadensis</i> (L)<br><i>P. carnifex</i> (L)<br><i>P. erythrocephalus</i> (L)<br><i>P. versicolor</i> (L)<br><i>Zellus</i> sp. (L)<br><i>Polybia emaciata</i> (L)<br><i>P. sericea</i> (L)<br><i>Calosoma</i> sp. (L)<br>Arañas<br>(varias especies) (L) | <i>Bacillus thuringiensis</i> (L)<br>Baculovirus de <i>E. ello</i> (L)<br><i>Metarhizium anisopliae</i> (L)<br><i>Beauveria bassiana</i> (L)<br><i>Paecilomyces</i> sp. (L)<br><i>Nomuraea rileyi</i> (L)<br><i>Cordiceps</i> sp. (P) |
| Piojos harinosos de la yuca<br>( <i>Phenacoccus herreni</i> )     | <i>Apoanagyrus diversicornis</i><br><i>Anagyrus insolitus</i><br><i>Anagyrus</i> sp. ca. <i>putenophyllus</i><br><i>Epidinocarsis elgeri</i><br><i>Prochiloneurus dactylopii</i><br><i>Chartocerus</i> sp.<br><i>Acerophagus coccois</i>  | <i>Ocytamus</i> sp.<br><i>Sympherobius</i> sp.<br><i>Hyperaspis</i> sp.<br><i>Cleothera onerata</i><br><i>Nephus</i> sp.   | <i>Cladosporium</i> sp.<br><i>Neozygites fumosa</i>   |
| ( <i>P. madeirensis</i> )   | <i>Eusemion</i> sp.<br><i>Signiphora</i> sp.  | <i>Kalodiplosis coccidarum</i><br><i>Curinus colombianus</i><br><i>Cleothera onerata</i>   |   |
| ( <i>P. manihoti</i> )  | <i>Epidinocarsis lopezi</i><br><i>Gyranusoidea</i> sp.<br><i>Parapyrus manihoti</i>   | <i>Dionus</i> sp.<br><i>Exochomus</i> sp.<br><i>E. flaviventis</i><br><i>Sympherobius maculipensis</i><br><i>Hyperaspis raynevali</i><br><i>H. aestimabilis</i><br><i>Dionus hennesseyi</i>  |   |
| Acaro verde de la yuca<br>( <i>Mononychellus tanajoa</i> )        |   | Insectos:<br><i>Stethorus</i> sp.<br><i>Oligota</i> sp.<br><i>Chrysopa</i> sp.<br>Acaros Phytoseiidae:<br><i>Typhlodromalus manihoti</i><br><i>T. aripo</i><br><i>Neoseiulus idaeus</i>  | <i>Hirsutella thompsoni</i><br><i>Neozygites</i> sp.  |
| Chinche de encaje<br>( <i>Vatiga manihotae</i> )                  |   | <i>Zellus nugax</i> (N-A)  |   |
| Complejo de moscas blancas<br>( <i>Aleurotrachelus socialis</i> ) | <i>Encarsia hispida</i><br><i>E. bellotti</i><br><i>Eretmocerus</i> spp.<br><i>Euderomphale</i> sp. nva esp.<br><i>Signiphora</i> sp.   | <i>Chrysodina</i> sp.<br><i>Delphastus</i> sp.<br><i>D. sp. pos. quinculus</i><br><i>D. pusillus</i><br><i>Chrysopa</i> sp.  | <i>Fusarium</i> sp.<br><i>Verticillium lecanii</i><br><i>Beauveria bassiana</i><br><i>Metarhizium anisopliae</i><br><i>Paecilomyces</i> sp.<br><i>Cladosporium</i> sp.  |
| ( <i>Bemisia tuberculata</i> )                                    | <i>Eretmocerus</i> spp.<br><i>Encarsia pergandiella</i><br><i>E. hispida</i><br><i>Euderomphale</i> sp. nva esp.<br><i>Metaphicus</i> sp.   |  |   |
| ( <i>T. variabilis</i> )  | <i>Encarsia pergandiella</i><br><i>E. hispida</i><br><i>Eretmocerus</i> sp.   |  |   |
| ( <i>Aleurodicus dispersus</i> )                                  | <i>Aleurotonus vittatus</i><br><i>Eretmocerus</i> spp.  |  |   |

(Continúa)

Cuadro 13-2. Continuación.

| Plaga   | Parásitos   | Predadores  | Entomopatógenos  |
|---|---|---|--|
| Otras:  | <i>Encarsia sofia</i><br>Grupo de <i>E. luteola</i><br>Grupo de <i>E. strenua</i><br><i>Amitus macgowni</i> |   |  |
| Chinche subterráneo de la viruela<br>( <i>Cyrtomenus bergi</i> )                          |   | <i>Nerthra</i> sp.  | <i>Heterorhabditis bacteriophora</i><br><i>Sterneinema carpocapseae</i><br><i>Metarhizium anisopliae</i><br><i>Beauveria bassiana</i><br><i>Paecilomyces lilacinus</i> |
| Barrenador de tallos de yuca<br>( <i>Chilomima clarkei</i> )<br>( <i>Lagochirus</i> spp.) |   | <i>Bracon</i> sp.<br><i>Apanteles</i> sp.<br><i>Brachymeria</i> sp. | <i>Bacillus thuringiensis</i><br><i>Spicarsia</i> sp.<br>Virus (sin ident.)  |

a. H = huevo; L = larva; N = ninfa; P = pupa; A = adulto.

de la familia Phytoseiidae en el cultivo de la yuca (Bellotti et al., 1983b). Se decidió asignar prioridad geográfica a la exploración de enemigos naturales basada en la homología agrometeorológica de las Américas y de las regiones de Africa afectadas por el AVY (Yaninek y Bellotti, 1987; Bellotti et al., 1983b). Se prepararon mapas de homologías agrometeorológicas basados en la clasificación microregional del cultivo de la yuca propuesta por Carter en 1986.

Según Braun et al. (1993), en las exploraciones hechas en áreas de América del Sur donde se cultiva la yuca, entre 1983 y 1990, se hallaron 40 especies de fitoseidos en la yuca y las plantas aledañas, asociados al complejo de especies de ácaros fitófagos; se comprobó la máxima diversidad en Colombia. De este grupo de 40 especies, 18 de ellas son las más comunes porque se encuentran frecuentemente en el cultivo (CIAT, 1990). En la actualidad, el CIAT posee una base de datos en que hay almacenados registros pertenecientes a 2416 muestras tomadas en diferentes países y en diferentes épocas de exploración. De todos los registros mencionados, 4300 han sido identificados por taxónomos del CIAT o internacionales; de estos especímenes el proyecto conserva 2368 láminas.

Durante el tiempo de funcionamiento del proyecto Control Biológico del AVY se han muestreado 31 países de América y de otros continentes. Se registraron 1576 muestras en Colombia y se cumplió con el objetivo del proyecto; las zonas más muestreadas son

Colombia, Venezuela, Ecuador y Brasil. En estas exploraciones se encontraron alrededor de 87 especies, de las cuales 25 son nuevas. En yuca se han colectado 66 especies de fitoseidos, de las cuales 13 son las más comunes. *Typhlodromalus manihoti* se colectó más frecuentemente y se halló en más del 50% de los campos muestreados. Lo siguen *Neoseiulus idaeus*, *T. aripo*, *Galendromus annectens*, *Euseius concordis* y *E. ho*. *Typhlodromalus aripo* y *N. idaeus* desempeñan un rol promisorio en el control de *M. tanajoa* en Africa (Yaninek et al., 1991; 1993). Desde 1984, numerosas especies de fitoseidos han sido enviadas desde Colombia y Brasil hasta Africa. De las especies liberadas masivamente, ninguna de las que provenían de Colombia se estableció, pero tres especies (*T. manihoti*, *T. aripo* y *N. idaeus*) de Brasil lo hicieron (Yaninek et al., 1991; 1993; Bellotti et al., 1999). *Typhlodromalus aripo* se muestra como la más promisorio de las tres porque se dispersó rápidamente y se encuentra en más de 14 países. Evaluaciones de campo indican que *T. aripo* reduce la población del AVY de 35% a 60% e incrementa la producción de materia fresca de 30% a 37%.

Los experimentos en campo hechos en Colombia (Braun et al., 1989) demostraron el efecto importante de la diversidad de las especies de fitoseidos asociadas al AVY. En Colombia, la producción de raíces frescas y secas se redujo en 33% cuando los enemigos naturales fueron eliminados; por su parte, las aplicaciones de acaricidas no incrementaron la producción, lo que indica un buen control biológico.

Las exploraciones también identificaron algunos insectos predadores del AVY, especialmente el estafilínido *Oligota minuta* y el coccinélido *Stethorus* sp. *Oligota minuta* ha sido catalogada como el predador dominante de poblaciones de *M. tanajoa*. Investigaciones realizadas en el CIAT y en Uganda coinciden en que las poblaciones de *Oligota* se localizan entre las hojas quinta y octava, o sea, donde están las poblaciones más altas de la plaga. En estado larval puede consumir de 49 a 70 ácaros y de 44 a 61 de sus huevos; en su estado adulto consume, en un lapso de 7 a 16 días, un total de 97 a 142 huevos y adultos. El otro insecto encontrado, *Stethorus* sp., se halla más asociado con otra plaga: *Tetranychus urticae*; en ataques severos en el campo se observó que 98% de los predadores eran de *Stethorus*, y sólo 2% de *Oligota* (CIAT, 1982).

Estos fitoseidos e insectos predadores se están estudiando mucho en el laboratorio y en el campo. Esto ha mostrado que los ácaros fitoseidos son más eficientes que los insectos predadores (Byrne et al., 1983).

Por observaciones hechas en el laboratorio y en el campo, se encontró que el predador neuróptero *Chrysopa* sp., que consume diferentes estados de la plaga, es muy efectivo.

Otros enemigos naturales de los ácaros son los hongos patógenos pertenecientes a los géneros *Neozygites* (Zygomycetes: Entomophthorales) e *Hirsutella* (Hyphomycetes: Moniliales). El primero es un hongo patógeno que aparece esporádicamente en Colombia y en el nordeste de Brasil (*Neozygites* c.f. *floridana*) y causa mortalidad hasta de 100% en el AVY en 1 a 2 semanas (Delalibera et al., 1992). Algunas cepas son específicas del género *Mononychellus* (Moraes y Delalibera, 1992). Este patógeno ha sido encontrado también en Africa, pero nunca se ha observado que cause una mortalidad dramática en esta plaga (Yaninek et al., 1996), lo que puede demostrar que las cepas de Brasil son más virulentas que las de Africa. Puesto que la taxonomía de este género no es bien conocida y es necesario diferenciar entre las cepas africanas y las candidatas para liberación, se inició el análisis molecular de las mismas: los resultados indican que las cepas pueden diferenciarse, aunque la técnica debe ser estandarizada para hacer las medidas de distancia genética (Bohórquez, 1995).

*Hirsutella* sp. fue evaluado en Africa y mostró ser muy efectivo; se puede reconocer su alto potencial como agente de control biológico (Odongo et al., 1988; Yaninek et al., 1996).

### **El piojo harinoso de la yuca**

Una forma de controlar esta plaga es usando enemigos naturales y para hallarlos se han hecho exploraciones. El manejo del piojo harinoso de la yuca es un ejemplo de control biológico clásico (Herren y Neuenschwander, 1991). Se habla de un complejo de especies de piojos, como se mencionó en capítulos anteriores, entre los que se destacan *Phenacoccus herreni*, que se ha encontrado en América; entre sus parásitos se hallaron dos especies de *Anagyrus* (Encyrtidae): *A. insolitus* y *A. sp. ca. putenophyllus*. Varios parasitoides muestran una especialidad o preferencia por *P. herreni*. Entre los parasitoides identificados al norte de América del Sur están: *Acerophagus coccois*, *Apoanagyrus diversicornis*, *Anagyrus putenophyllus*, *A. insolitus*, *Apoanagyrus elegeri* y *Aenasius vexans*. Los tres encirtidos (*A. diversicornis*, *A. coccois* y *A. vexans*) han sido identificados como parasitoides efectivos para el control de *P. herreni* (van Driesche et al., 1988; 1990). El trabajo combinado del CIAT y de EMBRAPA logró que *A. diversicornis*, *A. coccois* y *A. vexans* fueran exportados de CIAT y liberados en el nordeste del Brasil, principalmente en los estados de Bahía y Pernambuco, de 1994 a 1996. Antes de la introducción, científicos de EMBRAPA realizaron reconocimientos de campo para medir el daño y coleccionar 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 130 km en 6 meses, 234 km en 14 meses y 304 km en 21 meses, después de la liberación. *Acerophagus coccois* también se estableció y fue recuperado en alta proporción a distancias menores de 180 km del sitio de liberación nueve meses después. *A. vexans*, aunque fue constantemente recapturado en su sitio de liberación en Pernambuco, se dispersó solamente 40 km en 5 meses (Bento et al., 1999). *Aenasius vexans* y *Apoanagyrus diversicornis* muestran una preferencia marcada por *P. herreni*, aunque los estudios de laboratorio indican que ellos también parasitan otras especies de piojos (Bellotti et al., 1983a; 1994; Bertschy et al.,

1997). *Acerophagus 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). 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 en el control biológico.

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

Algunos estudios de campo con poblaciones naturales de *A. diversicornis* y *A. coccois* determinaron un porcentaje de parasitismo usando plantas trampa como hospederos de *P. herreni* alrededor del cultivo de yuca (van Driesche et al., 1988). La mortalidad de *P. herreni* se estimó en 55% por la acción combinada de los dos parasitoides (van Driesche et al., 1990).

En 1980 se reportó que las especies encontradas en las Américas y África eran diferentes; una de ellas presentaba machos, lo cual llevó a describirla como una nueva especie, *P. herreni*. En esa misma época, la especie *P. manihoti* fue localizada en Paraguay por Bellotti (Herren y Neuenschwander, 1991); además de la plaga se encontraron enemigos naturales que fueron enviados para ser liberados en África. Se dejaron en prueba 15 enemigos naturales; los principales fueron un predador coccinélido, *Cleothera onerata*, que mostró dificultades para sobrevivir en estaciones de lluvia, y el más eficaz, *Epidinocarsis lopezi*, que fue liberado por avión y se logró que se estableciera en 25 países del cinturón yuquero. Está bajo control en 90% de la región (Wigg, 1994).

Los predadores que se han reportado atacando el piojo harinoso (Cuadro 13-1) incluyen *Cleothera onerata*, *Symphorobius*, el díptero *Ocytamus* sp., *Hyperaspis* sp., *Nephus* y

*Dionus hennessey*, entre otros. Hongos entomopatógenos también se han encontrado asociados, como son *Cladosporium* sp. y *Neozygites fumosa* (CIAT, 1990). El único enemigo natural de *P. manihoti* encontrado en Zaire fue la mariposa depredadora *Spalgis lemolea* (Leuschner y Nwanze, 1978; Bennett y Greathead, 1978).

### **Chinche de la viruela de la yuca**

En el CIAT se han hecho estudios básicos de la chinche *C. bergi* (Hemiptera: Cydnidae), tales como biología, comportamiento, fluctuación poblacional y preferencia alimenticia (Arias y Bellotti, 1985), y ensayos de control químico y del cultivo con la leguminosa *Crotalaria juncea* L. (Castaño et al., 1985). El uso de insecticidas no se recomienda, no sólo por su costo, sino por la destrucción de los enemigos naturales que controlan poblaciones de otras plagas de la yuca (Caicedo y Bellotti, 1994).

Se han hallado nematodos nativos asociados con *C. bergi* y se consideran una alternativa al control químico y agronómico. Se han hecho exploraciones en ocho sitios de Manizales, Pereira y Santander de Quilichao y en todas las muestras se encontraron nematodos. Se identificaron razas geográficas de la especie *Heterorhabditis bacteriophora* Poinar en 37% de los aislamientos recuperados tanto del suelo como de chinches muertas en el campo, bajo condiciones diversas de clima y características físicas y químicas del suelo (Caicedo y Bellotti, 1996).

Se hicieron otras investigaciones con miras a probar la efectividad de estos nematodos con la especie *Steinernema carpocapsae* sin dejar de controlar este insecto. En todos los estados del insecto se evaluó la metodología cuando el nematodo parasitó la chinche en diferentes medios y tiempos. Se utilizó una unidad experimental compuesta de arena estéril con un contenido de humedad del 3% y un solo insecto; ésta se mostró la más adecuada en condiciones de laboratorio. El estado adulto es el más susceptible en todas las dosis que se evaluaron (2000, 4000, 6000, 8000 y 10,000 nematodos/ml), con un promedio de 58.6% de parasitismo. Los resultados obtenidos permiten concluir que esta especie de nematodo puede ser promisoría para un programa de control integrado de plagas (Caicedo y Bellotti, 1994).



Se han hecho otros estudios para encontrar la mejor metodología para la cría masiva de nematodos, utilizando la especie *H. bacteriophora*, la cual se considera promisoría por su alta virulencia, su capacidad de búsqueda y su facilidad de propagación (Gaugler y Kaya, 1990). Los resultados indican que la mejor producción se obtiene en cría in vivo e in vitro. Con esta especie se evaluó la capacidad parasítica de dos razas capaces de parasitar todos los estados de desarrollo de la plaga, siendo el quinto estado el más susceptible; al aumentar la dosis de nematodos, aumentó el parasitismo (Barberena, 1996).

Otros entomopatógenos usados para el control son los hongos. Se realizaron bioensayos de laboratorio y se evaluaron suspensiones de conidias de los hongos *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuil, *Metarhizium anisopliae* (Metsch) Sorokin y *Paecilomyces lilacinus* (Thom.) Samson (Deuteromycotina: Hyphomycetes), combinando tres sustratos y dos métodos de inoculación. Se observó que los estados inmaduros son los más susceptibles a *M. anisopliae*, hongo que causa mayor mortalidad que *B. bassiana* y *P. lilacinus* (Sánchez y Bellotti, 1997a).

Se investiga el potencial del control biológico de *C. bergi* y estudios recientes con nematodos entomopatógenos y fungipatógenos indican una posible solución. Sin embargo, esta investigación sólo se ha hecho en laboratorios o en invernaderos y se necesitan estudios de campo antes de que se puedan recomendar tecnologías aceptables (Bellotti, comunicación personal).

Un predador de esta plaga es la chinche *Nerthra* sp. (Gelastocoridae: Hemiptera), que se observó en un campo de maní (M.P. Hernández, CIAT, comunicación personal).

### **Mosca blanca**

En Colombia, en los últimos años, las moscas blancas han causado efectos adversos en zonas en que se cultiva la yuca. Dada esta situación y el desconocimiento del papel que desempeñan los agentes de control biológico, se inició el estudio de las especies de parasitoides que se encuentran asociadas con este insecto y de su distribución. El estudio fue realizado en diferentes regiones de Cauca, Valle del Cauca y la costa atlántica de Colombia (Cuadro 13-3) (CIAT, 1995). Se recolectaron muestras de mosca

blanca que fueron debidamente procesadas. En el laboratorio se analizó cada una de las especies tanto de parasitoides como de mosca blanca, y se hizo su identificación. Hasta el momento se han hallado diversas especies de mosca blanca y de parasitoides de las diversas zonas o localidades, lo que ha demostrado la variabilidad de los parasitoides y su relación intrínseca con alguna especie de mosca blanca, o su presencia como hiperparasitoide. Se identificaron las siguientes moscas blancas: *Aleurotrachelus socialis* (Bondar), *Bemisia tuberculata* (Bondar), *Trialeurodes* sp. y *Tetraleurodes* sp.; estas especies predominan en el cultivo. Los parasitoides hallados fueron: *Eretmocerus* sp. (Aphelinidae); *Encarsia pergandiella* [grupo de especie] (Aphelinidae); *Encarsia hispida*, *E. bellottii*, *Metaphycus* sp. (Encyrtidae); y *Euderomphale* sp. (Eulophidae). *Signiphora aleyrodus* (Signiphoridae) es un posible hiperparasitoide (Trujillo et al., 1999). Otros parasitoides que se han identificado son: *Encarsia sofia*, grupo de *E. luteola*, grupo de *Encarsia strenua* (las dos últimas como un complejo de especies), y *Amitus macgowni* (H.E. Trujillo, comunicación personal).

La mayor riqueza de especies en Colombia (principalmente del género *Encarsia*, *Eretmocerus* y *Amitus*) fueron las más frecuentemente asociadas con *A. socialis*, *B. tuberculata* y *T. variabilis* (Castillo, 1996).

*Aleurotrachelus socialis*, *B. tuberculata* y *T. variabilis* son las especies de mosca blanca más comunes en el cultivo de la yuca en Colombia. La temperatura y la humedad no estuvieron relacionadas con las poblaciones de las tres especies, aunque *A. socialis* se encontró mayormente en aquellos sitios cuya temperatura era de 35 °C. Numerosos enemigos naturales de microhimenópteros parasitoides asociados a las especies de mosca blanca fueron colectados e identificados; la mayoría eran nuevos registros en Colombia (Castillo, 1996).

Más de 10 especies, varias sin registrar, fueron recolectadas. Tres de las *Encarsia* spp. fueron identificadas como *E. hispida*, *E. pergandiella* y *E. bellottii* (Evans y Castillo, 1998). Ninguno de los *Eretmocerus* y sólo un *Amitus* (*A. macgowni*) han sido identificados. Las especies predominantes fueron *E. hispida*, *Amitus* sp. y *Eretmocerus* sp. Los niveles más altos de parasitismo observados para *A. socialis*,

Cuadro 13-3. Especies de mosca blanca y de sus parasitoides colectados en tres regiones geográficas de Colombia.

| Región          | Especies de mosca blanca        | Especies de parasitoides   |
|-----------------|---------------------------------|--|
| Costa atlántica | <i>Aleurotrachelus socialis</i> | <i>Encarsia</i> sp.<br><i>Eretmocerus</i> sp.  |
|                 | <i>Bemisia tuberculata</i>      | <i>Encarsia</i> sp.<br><i>Eretmocerus</i> sp.<br><i>Metaphycus</i> sp.   |
|                 | <i>Trialeurodes</i> sp.         | <i>Encarsia</i> sp.<br><i>Eretmocerus</i> sp.  |
|                 | <i>Tetraleurodes</i> sp.        |  |
| Valle del Cauca | <i>Aleurotrachelus socialis</i> | <i>Encarsia</i> sp.<br><i>Eretmocerus</i> sp.  |
|                 | <i>Bemisia tuberculata</i>      |  |
| Cauca           | <i>Aleurotrachelus socialis</i> | <i>Encarsia bellottii</i><br><i>Eretmocerus</i> sp.<br><i>Signiphora aleyrodis</i>                               |
|                 | <i>Bemisia tuberculata</i>      | <i>Encarsia pergandiella</i><br><i>Eretmocerus</i> sp.<br><i>Euderomphale</i> sp.<br><i>Signiphora aleyrodis</i> |
|                 | <i>Trialeurodes</i> sp.         | <i>Encarsia hispida</i><br><i>Encarsia pergandiella</i><br><i>Eretmocerus</i> sp.                                |

*B. tuberculata* y *T. variabilis* fueron de 15.3%, 13.9% y 12.1%, respectivamente, aunque variaron según la región geográfica (Castillo, 1996).

El complejo de especies de parasitoides asociados con cada especie de mosca blanca puede estar influido por el área geográfica. En la costa caribe, *A. socialis* estuvo más frecuentemente parasitada por *Eretmocerus* (67%), mientras que en las zonas de Cauca y Valle del Cauca, lo fue por el complejo del género *Encarsia*. En el Valle del Cauca (1000 msnm), 99.6% del parasitismo de *A. socialis* fue causado por *Encarsia*, y 0.4% por *Eretmocerus* (Figura 13-1) (Trujillo et al., 1999). El complejo de especies de parasitoides más numeroso se halló asociado a *B. tuberculata*.

Estudios en invernadero con *E. hispida* parasitando *A. socialis*, muestran que el tercer instar es el preferido. La tasa de parasitismo alcanzado fue de 75.3% en el tercer instar, y de 15.6%, 44.7% y 43.1% en el primero, segundo y cuarto instares, respectivamente.

Los resultados también exponen que el tercer instar de la mosca blanca es preferido por el parasitoide *E. hispida*, mostrando un promedio

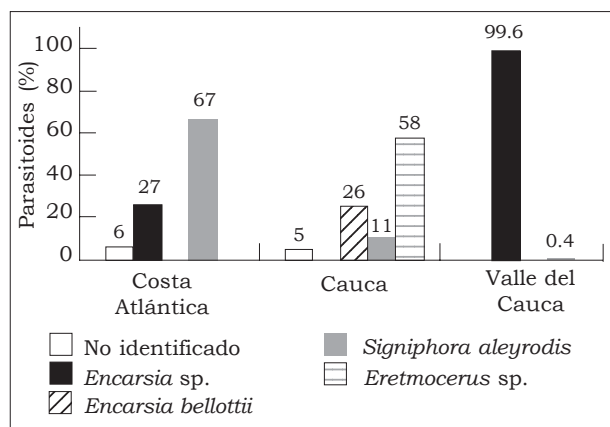


Figura 13-1. Especies de parasitoides colectada sobre la especie de mosca blanca *Aleurotrachelus socialis* en tres zonas de Colombia.

de parasitismo de 21.1%, 35.2%, 46.4 % y 21.9% desde el primer hasta el cuarto instar, respectivamente. El más alto parasitismo se presenta en el tercer instar (Ortega, 1999).

Las evaluaciones se realizan a las 48, 72, 96 y 216 horas después de liberados los parasitoides. El pico máximo ocurre entre las 72 y 96 horas con 34.7% y 32.7% de parasitismo, respectivamente (Ortega, 1999).

Bajo condiciones controladas, el parásito demuestra facilidad para parasitar, pero los resultados bajo condiciones naturales podrían ser menos eficientes. Se necesitan más investigaciones en esta área (CIAT, 1999).

Se han probado, a escala de laboratorio, hongos entomopatógenos ampliamente reconocidos como patógenos de mosca blanca en el mundo (*B. bassiana*, *V. lecanii* y *M. anisopliae*), aunque no se encontraron naturalmente parasitando en Colombia. Se observó, usando *B. bassiana*, una mortalidad de 28%, 55% y 39% sobre ninfas de primero, segundo y tercer instares de *A. socialis*, respectivamente; el segundo instar fue el más susceptible en condiciones de laboratorio. *Bemisia bassiana* y *M. anisopliae* causaron mortalidades de 18.1% y 18.8%, respectivamente, cuando se aplicaron en la mañana, y 12.4% y 5.7% cuando se aplicaron en la tarde (Sánchez y Bellotti, 1997b).

### **Gusano cachón de la yuca**

En control biológico existen varios insectos parásitos, predadores, bacterias, hongos y virus que hacen posible el control del cachón, sin necesidad de recurrir a las aplicaciones de insecticidas, que rompan el equilibrio que debe existir entre éste y sus enemigos naturales (Herrera, 1999).

Se han identificado más de 40 especies de parásitos, predadores y patógenos de huevos, larvas y pupas (CIAT, 1989; Bellotti et al., 1999).

Existen varias especies (8), de microhimenópteros de las familias Trichogramatidae, Scelionidae y Encyrtidae que parasitan huevos de *E. ello*, tales como *Trichogramma minutim*, *Telenomus sphingis*, *T. dilophonotae*, *Ooencyrtus* sp. y *O. submetalicus* (CIAT, 1989). Algunas especies de *Trichogramma* y *Telenomus* se han reportado parasitando 94% a 99% de los huevos (Bellotti y Schoonhoven, 1978). Entre los dípteros parasitoides, las moscas Tachinidae, y entre los himenópteros, las avispa Braconidae, especialmente especies del género *Cotesia* (Bellotti et al., 1992; 1994).

El predador de huevos más común es *Chrysoperla* spp. Otros predadores importantes de larvas incluyen *Polistes* spp. (Hymenoptera: Vespidae), *Podisus* spp. (Hemiptera:

Pentatomidae) y varias especies de arañas (Bellotti et al., 1992).

Dentro del control microbial, con aspersiones bacteriales de *Bacillus thuringiensis*, en dosis de 2 a 3 g de producto comercial por litro de agua, provee un control efectivo. Este control es más eficaz cuando la larva está entre los tres primeros instares (Arias y Bellotti, 1977; Herrera, 1999).

La clave para un uso efectivo de agentes de control biológico es la habilidad para sincronizar la liberación de un gran número de predadores o parásitos durante estadios tempranos, preferiblemente en estado de huevo o en primer a tercer instar larval. La eficiencia de parásitos y predadores está limitada por una pobre respuesta funcional durante una explosión del gusano cachón, las cuales son de corta duración (15 días). Sin embargo, un control exitoso requiere el monitoreo de poblaciones en el campo, para detectar adultos inmigrantes o larvas en instares tempranos. Esto puede hacerse con lámparas de luz negra (tipo T20T12BLT), que atrapan adultos en vuelo, o reconociendo la presencia de huevos o larvas (Braun et al., 1993). La dificultad de sincronizar liberaciones inundativas de parásitos y predadores, con poblaciones pico de la plaga, sugiere la necesidad de un plaguicida biológico barato y almacenable.

Se ha identificado un baculovirus que produce la muerte a las larvas, que tiene fácil manipulación y es barato su almacenamiento. Estas metodologías se implementaron en cultivos comerciales, por primera vez, en Brasil, donde las poblaciones eran de larvas en primeros instares, lo que resultó en un control casi completo (Schmit, 1988). En Venezuela, el virus reemplazó a los insecticidas en grandes plantaciones (7000 ha) donde el gusano cachón es endémico; se aplicaron 70 ml/ha sobre larvas de primero y segundo instares, resultando un control de 100%. El costo directo de almacenar, aplicar, procesar y recolectar es de U\$4/ha (CIAT, 1995; Laberry, 1997).

Hay también hongos entomopatógenos. La recolección de insectos afectados por éstos en cultivos de yuca fue baja, ya que de cinco zonas evaluadas sólo se encontró en una. Una cepa de *B. bassiana* causó la 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. Al aplicar, mezcladas, dos cepas de *B. bassiana* y *M. anisopliae* sobre larvas de tercer instar, se causó 90% de mortalidad; no se presentó antagonismo, y las larvas muertas mostraban la sintomatología típica en forma individual (Múnera et al., 1999).

En abril de 1979, durante un ataque explosivo de *E. ello* en la zona yuquera de Quindío, Risaralda y norte del Valle del Cauca, se recolectaron pupas de este insecto que estaban infectadas por un hongo del género *Cordiceps* (clase Ascomycetos). Este patógeno contuvo el ataque de la tercera generación de la plaga en la zona mencionada. El hongo puede cultivarse en condiciones de laboratorio en un medio de agar-avena (CIAT, 1989).

### **Barrenadores del tallo**

Los métodos de control que se conocen fueron evaluados en la década de los 80, cuando se iniciaron las investigaciones sobre la plaga y de ellos sobresale el tratamiento de la semilla-estaca. Las aplicaciones de *Bacillus thuringiensis*, *Spicaria* sp. y un batido de larvas muertas afectadas por una enfermedad (probablemente viral) dieron los siguientes porcentajes de mortalidad: 100% con la solución de larvas maceradas, 99% con *B. thuringiensis* y 88% con *Spicaria* sp. (Lohr, 1983; Herrera, 1999). Se ha observado también que la gran movilidad de los instares larvales iniciales de los barrenadores los hacen muy vulnerables y pueden ser controlados por *B. thuringiensis*.

Puesto que los adultos de los barrenadores del tallo son difíciles de matar y las larvas se alimentan dentro de los tallos, no es práctico intentar controlarlos con insecticidas. Las prácticas que reducirán las poblaciones de la plaga son la remoción y la quema de las partes de la planta que estén infestadas. Sólo deben plantarse estacas que no estén infestadas ni tengan daños (Bellotti et al., 1983a).

Varios enemigos naturales han sido identificados, entre ellos los parásitos himenópteros como *Bracon* sp., *Apanteles* sp. y *Brachymeria* sp. (Lohr, 1983).

### **Chinches de encaje**

En el CIAT se ha observado que la chinche *Zellus nugax* (Hemiptera: Reduviidae) es un excelente predador de ninfas y adultos de *Vatiga* sp., que consume durante su ciclo biológico un promedio de 496 individuos de la chinche.

El control de las chinches de encaje parece difícil: se han encontrado muy pocos enemigos naturales (Bellotti et al., 1999), y el uso continuo de insecticidas es costoso y puede destruir los enemigos naturales de las otras plagas. Estudios preliminares y evaluaciones del Banco de Germoplasma de Yuca del CIAT indican que puede haber resistencia varietal, pero falta bastante investigación para implementar esa tecnología (CIAT, 1990).

### **Conclusiones**

En el programa de entomología de yuca del CIAT, el personal profesional y los estudiantes nacionales y extranjeros han realizado muchos trabajos encaminados a controlar las plagas mencionadas por medio de enemigos naturales. Con estas herramientas se podrán mejorar las condiciones de un cultivo tan importante para millones de personas en el mundo.

Pocos estudios se han aplicado a escala de campo. El camino que conviene seguir es la implementación de estas metodologías con agricultores, despertando en ellos el interés por un manejo responsable del medio ambiente, haciendo un uso mínimo de pesticidas.

Se ha tenido éxito en el campo como en los casos del gusano cachón de la yuca, con el baculovirus de *E. ello*, del piojo harinoso en Africa, con *Epidinocarsis lopezi* y el ácaro *M. tanajoa*, con *T. aripo* en Africa.

Se han ganado batallas, pero la guerra continúa. Es preciso aumentar en forma científica la producción de alimentos con el fin de satisfacer las necesidades de la creciente sociedad humana, al tiempo que se protegen y conservan los recursos naturales. La agricultura debe continuar desempeñando su función de motor del cambio. Los "revolucionarios silenciosos", o sea, los campesinos, las autoridades responsables de formular las

políticas, los científicos y los donantes no tienen más que una sola opción: seguir comprometidos con esta tarea (Hopper, en Wigg, 1994).

## Bibliografía

- Arias B; Bellotti AC. 1977. Eficiencia del *Bacillus thuringiensis* sobre el gusano cachón (*Erinnyis ello*) en yuca, en un programa de control biológico. Revista Colombiana de Entomología 3(3-4):93-97.
- Arias B; Bellotti AC. 1985. Aspectos ecológicos y de manejo de *Cyrtomenus bergi* Froeschner, la chinche de la viruela, en el cultivo de la yuca (*Manihot esculenta* Crantz). Revista Colombiana de Entomología 11(2):42-46.
- Akhrust R J; Boemare NE. 1990. Biology and taxonomy of *Xenorhabdus*. En: Gaugler R; Kaya HK (eds.). Entomopathogenic nematodes in biological control. Boca Raton, FL. p. 75-90.
- Banegas JA; Cave R D. 1995. Biología y diversidad de depredadores. En: Cave R (ed.). Manual para la enseñanza del control biológico en América Latina. 1a. ed. Zamorano Academic Press, Zamorano, Honduras. p. 39-49.
- Barberena MF. 1996. Capacidad parasítica de dos razas del nematodo *Heterorhabditis bacteriophora* Poinar (Rabditida: Heterorabditidae) sobre la chinche de la viruela de la yuca *Cyrtomenus bergi* Froeschner (Hemiptera: Cydnidae) en condiciones de laboratorio. Tesis. Universidad del Valle, Santiago de Cali, Colombia. 89 p.
- Bellotti AC; Schoonhoven A van. 1978. Cassava pests and their control. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. 71 p.
- Bellotti AC; Reyes JA; Varela AM. 1983a. 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; Reyes JA; Arias B; Vargas O. 1983b. Insectos y ácaros de la yuca y su control. En: Reyes JA (ed.). Yuca: Control integrado de plagas. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. p. 69-94.
- Bellotti AC; Arias B; Guzmán OL. 1992. Biological control of the cassava hornworm *Erinnyis ello* (Lepidoptera: Sphingidae). Florida Entomologist 75:506-515.
- 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.
- Bennett FD; Greathead PJ. 1978. Biological control of the cassava mealybug (*Phenacoccus manihoti* Matile-Ferrero): Prospects and necessity. En: Brekelbaum T; Bellotti A; Lozano JC (eds.). Cassava protection workshop, Cali, Colombia, 1977. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. p. 181-194.
- 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 AC; Dorn S. 1997. Chemically-mediated attraction of three parasitoid species to mealybug-infested cassava leaves. Florida Entomologist 80(3):383-395.
- Bohórquez A. 1995. Caracterización de poblaciones de *Mononychellus tanajoa* CIAT, 1982. En: Acaros presentes en el cultivo de la yuca y su control. Guía de estudio, Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. 36 p.
- 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 A; Alvarez JM; Cuéllar ME; Duque MC; Escobar JR; Franco C; Gaigl A; Guerrero JM; Lenis JI; Melo EL; Mesa NC; Zuñiga R. 1993. Inventario de ácaros fitófagos y sus enemigos naturales en el cultivo de la yuca en Ecuador. En: Braun AR (ed.). Bases fundamentales para la investigación sobre los ácaros plaga y sus enemigos naturales en el Ecuador. Documento de trabajo no. 126. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. p. 1-51.
- 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 nematodo 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.
- Caicedo AM; Bellotti AC. 1996. Reconocimiento de nematodos entomopatógenos nativos asociados con *Cyrtomenus bergi* Froeschner (Hemiptera: Cydnidae) en ocho localidades de Colombia. *Revista Colombiana de Entomología* 22(1):19-24.
- Castaño PO; Bellotti AC; Vargas O. 1985. Efecto del HCN y de los cultivos intercalados en la 'chinche de la viruela' (*Cyrtomenus bergi* Froeschner) y en el daño que causa al cultivo de la yuca. *Revista Colombiana de Entomología* 11(2):24-26.
- Castillo P; Acosta N; Ciliézar A. 1995. Control microbiológico de plagas artrópodos. En: Cave RD (ed.). Manual para la enseñanza del control biológico en América Latina. Zamorano Academic Press, Zamorano, Honduras. p. 51-72.
- 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.
- Cave RD. 1995a. Perspectivas del control biológico. En: Manual para la enseñanza del control biológico en América Latina. Zamorano Academic Press, Zamorano, Honduras. p. 7-9.
- Cave RD. 1995b. La taxonomía y sistemática en el control biológico. En: Manual para la enseñanza del control biológico en América Latina. Zamorano Academic Press, Zamorano, Honduras. p. 17-21.
- Cave RD. 1995c. Características deseables de un buen enemigo natural para el control de plagas. En: Manual para la enseñanza del control biológico en América Latina. Zamorano Academic Press, Zamorano, Honduras. p. 23-25.
- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 1982. Acaros presentes en el cultivo de la yuca y su control. Guía de estudio. Cali, Colombia. 36 p.
- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 1989. Manejo integrado de *Erinnyis ello* (L), gusano cachón de la yuca. Guía de estudio para ser usada como complemento de la unidad audiotutorial del mismo tema. Cali, Colombia. 62 p.
- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 1990. Biological control of cassava green mite. En: Cassava Program, Annual report. Cali, Colombia. p. 129-179.
- 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.
- DeBach P. 1975. El alcance del control biológico. En: Control biológico de las plagas de insectos y malas hierbas. Compañía Editorial Continental S.A, México. 949 p.
- DeBach P. 1977. Ecología del control biológico. En: Lucha biológica contra los enemigos de las plantas. Ediciones Mundi-prensa, Madrid, España. 395 p.

- Delalibera Jr. I; Sosa-Gomez DR; Moraes GJ; de Alencar JA; Farias-Araujo W. 1992. Infection of *Mononychellus tanajoa* (Acari: Tetranychidae) by the fungus *Neozygites* sp. (Entomophthorales) in Northeastern Brazil. Florida Entomologist 75(1):145-147.
- Díaz FA; Hanson P. 1995. Biología y diversidad de parasitoides. En: Cave R (ed.). Manual para la enseñanza del control biológico en América Latina. Zamorano Academic Press, Zamorano, Honduras. p. 27-37.
- Evans GA; Castillo JA. 1998. Parasites of *Aleurotrachelus socialis* (Homoptera: Aleyrodidae) from Colombia including descriptions of two new species (Hymenoptera: Aphelinidae: Platygasteridae). Florida Entomologist 81(2):171-178.
- Ferron P. 1978. Biological control of insect pests by entomogenous fungi. Annual Review of Entomology 23:409-442.
- Ferron P. 1985. Fungal control. En: Kerkut GA; Gilbert LI (eds.). Comprehensive insect physiology, biochemistry, and pharmacology. Insect control. Pergamon Press, Nueva York. v. 12, p. 313-346.
- Gaugler R; Kaya HK (eds.). 1990. Entomopathogenic nematodes in biological control. CRC Press, Boca Raton, E.U. 365 p.
- Hajek AE St; Leger RJ St. 1994. Interactions between fungal pathogens and insect host. Annual Review of Entomology 39:293-322.
- Herren HR; Neuenschwander P. 1991. Biological control of cassava pests in Africa. Annual Review of Entomology 36:257-283.
- Herrera CJ. 1999. Manejo integrado de plagas en el cultivo de la yuca. En: Seminario-taller: Hacia una producción bioracional de la yuca, Pivijay, Carmen de Bolívar, febrero 1999. PMD-IICA-BIOCARIBE S.A. 45 p.
- Laberry R. 1997. La aplicación de un programa MIP en producción industrial de yuca. En: Memorias del Congreso de Fitopatología, Biodiversidad y Micorrizas, CIAT, Cali. Asociación Colombiana de Fitopatología y Ciencias Afines (en español). p. 136-137.
- Lacey LA; Brooks WM. 1996. Initial handling and diagnosis of diseased insects. En: Manual of techniques in insect pathology. Academic Press, Biological Techniques Series. p. 1-12.
- Leuschner K; Nwanze K. 1978. Preliminary observations of the mealybug (Hemiptera: Pseudococcidae) in Zaire. En: Brekelbaum T; Bellotti AC; Lozano JC (eds.). Cassava protection workshop, Cali, Colombia, 1977. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. p. 195-202.
- Lohr B. 1983. Biología, ecología, daño económico y control de *Chilomima clarkei* (Amsel) (Lepidoptera, Pyralidae) barrenador de la yuca. En: Reyes JA (ed.). Yuca: Control integrado de plagas. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. p. 159-161.
- Melo EL. 2000. El potencial de control biológico en el manejo de plagas. En: Simposio Avances en el manejo de plagas. Memorias XXVIII Congreso de SOCOLEN, Medellín, julio 2000. Sociedad Colombiana de Entomología (SOCOLEN), Bogotá D.C., Colombia. p. 219-242.
- Moraes GJ; Delalibera Jr. I. 1992. Specificity of a strain of *Neozygites* sp. (Zygomycetes: Entomophthorales) to *Mononychellus tanajoa* (Acari: Tetranychidae). Experimental and Applied Acarology 14:89-94.
- Múnnera DF; de los Ríos J; Bellotti AC. 1999. Patogenicidad sobre *E. ello* (Lepidoptera: Sphingidae) en condiciones de laboratorio por hongos entomopatógenos recolectados en cultivos comerciales de yuca, *Manihot esculenta*, en el Valle del Cauca, Colombia. Revista Colombiana de Entomología 25(3-4):161-167.
- Nyiira ZM. 1972. Cassava: Investigations 1972-1973. En: Kawanda research station, Uganda. Annual Report (Part 2), Entomology Section. Kampala, Uganda. 6 p.
- Odongo B; Kumar R; Odindo MO; Brownbridge M. 1988. The effectiveness of entomogenous fungus *Hirsutiella* sp. (fungi imperfecti) in controlling cassava green mite, *Mononychellus tanajoa* (Acari:Tetranychidae). En: Proceedings of the 8<sup>th</sup> Symposium of the International Society for Tropical Root Crops, Bangkok, Thailand. 354 p.

- Ortega GA. 1999. Determinación de la efectividad de *Encarsia hispida* DeSantis (Hymenoptera: Aphelinidae) como parasitoide de la 'mosca blanca de la yuca', *Aleurotrachelus socialis* Ender (Homoptera:Aleyrodidae), bajo condiciones de invernadero. Tesis (I.A.). Universidad Nacional de Colombia – Sede Palmira, Palmira, Colombia. 57 p.
- Sáenz A. 1999. Los nematodos entomopatógenos: Una alternativa del control biológico. En: Memorias. XXVI Congreso SOCOLEN. Sociedad Colombiana de Entomología (SOCOLEN), Bogotá D.C., Colombia. p. 82-97.
- Sánchez D. 1996. Patogenicidad de hongos Hyphomycetes sobre *Cyrtomenus bergi* Froeschner (Hemiptera: Cydnidae), chinche subterránea de la yuca, en condiciones de laboratorio. Tesis. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Nacional-Sede Palmira, Colombia. 100 p.
- Sánchez D; Bellotti AC. 1997a. Patogenicidad de hongos Hyphomycetes sobre *Cyrtomenus bergi* Froeschner (Hemiptera: Cydnidae), chinche subterránea de la yuca. Revista Colombiana de Entomología 23(1/2):31-37.
- Sánchez D; Bellotti AC. 1997b. Evaluación de la patogenicidad de hongos Hyphomycetes sobre mosca blanca de la yuca *A. socialis*. Informe. Convenio cooperativo CIAT-Colciencias, Programa BID para jóvenes investigadores. 20 p.
- Schmitt AT. 1988. Uso de Baculovirus erinnyis para control biológico del gusano cachón de la yuca. Yuca Boletín Informativo 121:1-4.
- Stock P. 1998. Sistemática y biología de nematodos parásitos y asociados a insectos de importancia económica. En: Universidad Nacional del Litoral, octubre 1998. Editorial Esperanza, Santa Fè, Argentina. 106 p.
- Tanada Y; Kaya H. 1993. Insect pathology. Academic Press, California. p. 318-387.
- Trujillo HE; Arias B; Guerrero JM; Bellotti C. 1999. Estudio del complejo y distribución de especies de parasitoides de mosca blanca en el cultivo de la yuca (*Manihot esculenta* Crantz) en diversas zonas de Colombia. En: Resúmenes. XXVI Congreso SOCOLEN, Bogotá D.C, Colombia, julio 1999. 123 p.
- 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* (Hemiptera: Pseudococcidae) in Colombia, S.A. Florida Entomologist 73:133-143.
- Wigg D. 1994. Los revolucionarios silenciosos. En: Una reseña de la campaña contra el hambre. Banco Mundial, Washington, D.C. p. 1-11.
- Yaninek JS; Bellotti AC. 1987. Exploration for natural enemies of cassava green mite based on agrometeorological criteria. En: Rijks D; Mathys G (eds.). Seminar on agrometeorology and crop protection in the lowland humid and subhumid tropics. Cotonou, Benin, julio 1986. World Meteorological Organization, Geneva, Suiza. p. 69-75.
- Yaninek, JS; Herren HR. 1988. Introduction and spread of the cassava green mite, *Mononychellus tanajoa* (Bondar) (Acari: Tetranychidae), an exotic pest in Africa, and the search for appropriate control methods: A review. Bulletin of Entomological Research 78:1-13.
- Yaninek JS; Mégev B; de Moraes GJ.; Bakker F; Braun. 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 and 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.