EL MANEJO INTEGRADO DE LAS PLAGAS PRINCIPALES EN EL CULTIVO DE LA YUCA

Anthony C. Bellotti[1]

1. Introducción

La yuca (*Manihot esculenta* Crantz) es una de las principales fuentes energéticas para millones de personas que viven en las zonas tropicales y subtropicales del mundo. En los últimos 26 años varias organizaciones internacionales como CIAT, IITA (Nigeria), CATIE (Costa Rica) y programas nacionales de investigación en América Latina (ej.: Colombia, Brasil, Cuba), Africa (ej.: Camerún, Nigeria, Uganda) y Asia (ej.: India, Indonesia, China, Tailandia) han realizado considerables esfuerzos investigativos sobre el cultivo y el complejo de plagas asociadas (Bellotti *et. al.,*1999).

Durante este período el Programa de Entomología de Yuca del CIAT ha dedicado una gran parte de sus esfuerzos al estudio de las plagas que afectan a la yuca, especialmente las que causan daño económico, con el fin de diseñar un programa de manejo integrado que reduzca los daños que cíclicamente causan pérdidas en el cultivo. Estamos, en el CIAT, dirigiendo nuestras investigaciones principalmente hacia la resistencia varietal y el control biológico y este trabajo requiere de un esfuerzo continuo.

Los avances en la información científica y las experiencias con las tecnologías de control de plagas en el campo, son considerables y nos permiten recomendar un programa de manejo integrado de las plagas de la yuca, viable para los agricultores.

[1] Entomólogo, Líder, Unidad de Manejo Integrado de Plagas y Enfermedades, Proyecto Yuca, CIAT, A.A. 6713, Cali, Colombia, A.Bellotti@cgiar.org

2. Complejo de Artrópodos Plaga en Yuca

La yuca (Euphorbiaceae*: Manihot esculenta* Crantz) es un arbusto perenne, que crece comercialmente con un ciclo de 1 ó 2 años, se encuentra en regiones tropicales y subtropicales del mundo. Este es un cultivo de propagación vegetativa, con un ciclo de cultivo largo y con alta tolerancia a la sequía. Regularmente se siembra con otros cultivos (intercultivos), y en ciclos de cultivo escalonados, éste usualmente está presente en campos de agricultores. Estas características agronómicas contribuyen sin duda a la diversidad de artrópodos plaga que se alimentan de este cultivo.

El cultivo de la yuca es originario del Neotrópico, sin embargo, su lugar exacto de origen es un tema discutible (Renvoize, 1973; Allem, 1994); consecuentemente, la gran diversidad de artrópodos registrados atacando el cultivo en las Américas **(Tabla 1)** (Bellotti *et. al.,* 1994). Se han encontrado aproximadamente 200 especies (Bellotti & Van Schoonhoven, 1987a, b), muchas de las cuales son específicas de yuca y están adaptadas de forma variable a defensas bioquímicas naturales que incluyen componentes laticíferos y cianogénicos (Bellotti & Riis, 1994). La gran variedad del complejo de plagas sobre la amplia área del cultivo sembrada, indican los cuidados que se deben tener en la medidas cuarentenarias, para prever la introducción de plagas en áreas libres de esta infestación (Frison & 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, han causado considerables pérdidas a través del cinturón yuquero y ha sido objeto de un masivo esfuerzo con control biológico (Herren & Neuenschwander, 1991; Neuenschwander, 1994a). En Asia ninguna de las principales plagas de yuca se han establecido y las plagas de artrópodos que se encuentran no se han detectado causando serias pérdidas en rendimiento (Maddison, 1979).

Exploraciones recientes hechas en cultivos de yuca en el Neotrópico indican que el complejo plaga de artrópodos no es geográficamente uniforme. Esta evidencia sugiere que el piojo harinoso *P. herreni* , el cual ha causado daños considerables en el Nordeste del Brasil, fue probablemente introducido del Norte de Suramérica (Venezuela o Colombia), donde las poblaciones del piojo son controlados por enemigos naturales que no se encuentran en Brasil (Bellotti *et. al.,* 1994; Smith & Bellotti, 1996). *P. manihoti* , el cual causa serios daños en Africa, se encontró sólo en Paraguay, en las áreas de Mato Grosso en Brasil y de Santa Cruz en Bolivia (Lohr & Varela, 1990).

Estudios hechos con AVY han demostrado el alto grado de polimorfismo y un gran complejo de especies de *Mononychellus* en el norte de Suramérica, a diferencia del Neotrópico (Bellotti *et. al.,* 1994). Esta diversidad está asociada con la gran riqueza de especies de fitoseidos, que controlan *Mononychellus spp*. en yuca (Bellotti *et. al.,* 1987; 1999). El complejo de plagas en yuca se puede dividir en dos grupos:

- Los que aparecen para hacer coevolución con el cultivo; donde la yuca es el principal o único hospedero.

- Los generalistas que pueden atacar el cultivo de forma oportunista, especialmente en períodos de sequía, donde la única fuente de alimento disponible es la yuca.

Tabla 1. Distribución global de las plagas artrópodos de importancia en la yuca.

Plaga	Especies Principales	Américas	Africa	Asia
Acaros	*Mononychellus tanajoa*	X	X	
	Tetranychus urticae	X		X
Piojos harinosos	*Phenacoccus manihoti*	X	X	
	Phenacoccus herreni	X		
Moscas blancas	*Aleurotrachelus socialis*	X		
	Aleurothrixus aepim	X		
	Bemisia tabaci	X	X	X
Gusano cachón	*Erinnyis ello*	X		
	E. alope	X		
Chinche de encaje	*Vatiga illudens*	X		
	V. manihotae	X		
Chinche subterráneo	*Cyrtomenus bergi*	X		
Trips	*Frankliniella williamsi*	X	X	
	Scirtothrips manihoti	X		
Insectos escamas	*Aonidomytilus albus*	X	X	X
Mosca de la fruta	*Anastrepha pickeli*	X		
	A. manihoti	X		
Mosca del cogollo	*Neosilba perezi*	X		
	Silba péndula	X		
Mosca de las agallas	*Jatrophobia* (Eudiplosis) *brasiliensis*	X		
Chizas o mojojoy	*Leucopholis rorida*			
	Phyllophaga spp.	X	X	X
	Otras			
Comejenes	*Coptotermes* spp.	X	X	X
	Heterotermes tenuis	X		
Barrenadores del tallo	*Chilomima* spp.	X		
	Coelostermus spp.	X		
	Lagochirus spp.	X	X	X
Hormigas cortadoras de hojas	*Atta* spp.	X		
	Acromyrmex spp.	X		
Piojos harinosos de las raíces	*Pseudococcus mandioca*	X		
	Stictococcus vayssierei		X	
Saltahojas	*Zonocerus elegans*	X	X	
	Zonocerus variegatus			

El primer grupo incluye el complejo de ácaros *Mononychellus,* piojo *harinoso (P. herreni y P. manihoti*), el gusano cachón (*Erinnys ello*), chinche de encaje (*Vatiga illudens, V. manihotae, Amblystira machalana*), moscas blancas (*Aleurotrachelus socialis y Aleurothrixus aepim*), barrenador del tallo (*Chilomima clarkei* y algunos del género *Coelosternus)*, mosca de la fruta (*Anastrepha pickeli* y *A. manihoti*), mosca del cogollo (*Neosilba perezi*), escamas (*Aonidomytilus albus*), trips (*Frankliniella williamsi* y *Scirtothrips manihoti*) y las agallas (*Jatrophobia brasiliensis*) (Bellotti *et. al.,* 1999).

Dentro de los generalistas se encuentran principalmente chizas (*Phyllophaga spp.* y algunas otras), termitas, langostas, gusanos cortadores, hormigas cortadoras de hojas, chinche subterráneo (*Cyrtomenus bergi*), grillos, especies del género *Tetranychus* y el barrenador del tallo (*Lagochirus spp.*) (Bellotti & Van Schoonhoven, 1978a; Bellotti *et. al.,* 1999).
Algunas de las especies encontradas en el Neotrópico como el gusano cachón de la yuca, algunos ácaros plaga, el chinche de encaje, moscas blancas y barrenadores del tallo, podrían causar potencialmente pérdidas en el cultivo, si son introducidas accidentalmente en áreas donde se encuentra el cultivo. Además, las consideradas como plagas de poca importancia en el Neotrópico (ej.: el piojo harinoso *P. manihoti* el cual sólo se ha encontrado en límites de los sitos mencionados), podrían convertirse en plagas de importancia, si son introducidas en sitios donde los enemigos naturales nativos y/o adaptados y el germoplasma resistente a estas plagas no esta disponible. *P. manihoti* no se ha diseminado en otras regiones, sin embargo, esto no es evidencia de que existan barreras naturales para prevenir este movimiento, especialmente en Brasil, donde el cultivo crece extensivamente a través de gran parte del país. La cordillera de los Andes, al occidente de Suramérica, está indudablemente afectando la diseminación de las plagas de yuca, sin embargo, esto no está bien documentado. Por ejemplo, el lepidóptero barrenador del tallo *C. clarkei,* el cual posee una gran capacidad de vuelo y se encuentra disperso a través de muchas regiones de Colombia y Venezuela, no ha sido registrado en el extremo occidental de la cordillera de los Andes pero si en Argentina (B. Lohr, Comunicación Personal).

2.1 Daño y Pérdidas en Rendimiento del Cultivo

Los daños en el cultivo de la yuca, son usualmente indirectos debido a que la mayoría de artrópodos plaga se alimentan de las hojas o las estacas, reduciendo el área foliar, longevidad y porcentaje de fotosíntesis. Estudios de campo indican que plagas que atacan el cultivo en períodos prolongados (3-6 meses) -como ácaros, piojo harinoso, trips, moscas blancas y chinche de encaje- pueden causar severas reducciones en el rendimiento de las raíces, como resultado de la alimentación de los fluidos celulares de las hojas y la consecuente reducción fotosintética **(Tabla 2)**. Muchos ataques pueden inducir a una caída prematura de las hojas y muerte del meristema apical. El potencial para la reducción del rendimiento por estas plagas es mayor que las plagas cíclicas, como para el gusano cachón de la yuca y las hormigas cortadoras de hojas, las cuales causan defoliaciones esporádicas; sin embargo, estas plagas tan visibles, usualmente, provocan que los agricultores hagan aplicaciones de insecticidas (Braun *et. al.,* 1993).

El chinche subterráneo (*C. bergi; Hemiptera: Cydnidae*) es una de las pocas plagas que dañan directamente las raíces de la yuca. La penetración del estilete en la raíz durante la alimentación permite la penetración de hongos patógenos que reducen el rendimiento y la calidad de las raíces (García & Bellotti, 1980). Larvas, ciempiés y termitas, ocasionalmente, son registradas alimentándose de las raíces; sin embargo, estos también pueden ser plagas secundarias que causan daño y pérdidas en las raíces.

En general, los artrópodos plaga son más dañinos para el cultivo durante las estaciones secas, que en áreas con estaciones de lluvia marcadas (Bellotti *et. al.,* 1999). La planta de yuca está bien adaptada a largos períodos de sequía, respondiendo a cortas épocas de lluvias, reduciendo la evapotranspiración de las hojas, cerrando los estomas parcialmente, con lo cual, incrementa eficientemente el uso del agua (Cock, *et. al.,* 1985; El-Sharkawy, 1992). En plantas con estrés hídrico, tanto, la acelerada caída de las hojas viejas y la pronunciada pérdida de su actividad fotosintética , permite que las hojas jóvenes jueguen un papel clave en la obtención del carbono para la planta. Debido a que la plaga tiene preferencia por hojas jóvenes de la parte apical, estaciones secas tienden a causar grandes pérdidas de rendimiento en la yuca. Una vez el cultivo entra a un ciclo húmedo (lluvia o irrigación), rebrotan hojas nuevas en la parte apical, aumentando el porcentaje fotosintético, lo que representa un potencial para recuperarse y compensar las pérdidas de rendimiento que se produjeron en la estación seca y por el ataque de la plaga (El-Sharkawy, 1993).

Tabla 2. Pérdidas en rendimiento de las plagas principales de la yuca.

Plaga	Pérdidas en Rendimiento	Referencias
Gusano cachón (*Erinnyis ello*)	En campos de agricultores, ataques naturales resultaron en pérdidas de 18%; estudios con daños simulados resultaron en pérdidas de 0-64%, dependiendo del número de ataques, edad de la planta y fertilidad del suelo.	Arias & Bellotti, 1984; Bellotti *et. al.,* 1992
Acaros (*Mononychellus tanajoa)*	21, 25 y 53% pérdida de rendimiento con ataques de duración de 3, 4 y 6 meses; 73% para cultivares susceptibles vs. 15% para cultivares resistentes; 13-80% en Africa.	Bellotti *et. al.,* 1983b; Byrne *et. al.,* 1982; Herren & Neuenschwander, 1991
Moscas blancas (*Aleurotrachelus socialis*)	1-, 6-, 11-meses de duración de ataque resultó en 5,42 y 79% de pérdidas en ensayos de campo en Tolima, Colombia.	Bellotti *et. al.,* 1983b; 1999; Vargas & Bellotti, 1981
Piojos harinosos (*Phenacoccus herreni, P. manihoti*)	68-88% dependiendo de la susceptibilidad del cultivar (en Colombia); hasta 80% registrado por agricultores en Brasil. En Africa pérdidas de ± 80% son reportadas.	Bellotti *et. al.,* 1999; Vargas & Bellotti, 1984; Herren & Neuenschwander, 1991
Chinche subterráneo (*Cyrtomenus bergi*)	Lesiones pardo oscuras a negro hacen las raíces inaceptables comercialmente; >50% de reducción en contenido de almidón de las raíces.	Arias & Bellotti, 1985; Bellotti *et. al.,* 1999
Chinche de encaje (*Vatiga manihoti*, *Amblystira machalana*)	Ensayos de campo con *A. machalana* y *V. manihoti* resultaron en pérdidas en rendimiento de 39%.	CIAT, 1990
Barrenadores del tallo (*Chilomima clarkei*)	En Colombia las pérdidas en rendimiento de las raíces son 45 a 62% cuando el número de tallos partidos es superior al 35%.	Lohr, 1983
Trips (*Frankliniella williamsi)*	En cultivares susceptibles (sin pubescencia en las yemas y hojas apicales) se baja el rendimiento de 17 a 25%.	Van Schoonhoven, 1974; Bellotti & Van Schoonhoven, 1978

3. Acaros Plaga de la Yuca

Los ácaros son una plaga universal de la yuca, causando serias pérdidas en campos de las Américas y Africa (Herren & Neuenschwander, 1991; Bellotti *et. al.,* 1999). Hay más de 40 especies reportadas alimentándose en yuca (Byrne *et. al.,* 1983), siendo la más frecuente *Mononychellus tanajoa* (sin.: *M. progresivus*), *M. caribbeanae, Tetranychus cinnabarinus*, y *T. urticae (*registrado también como *T. bimaculatus* y *T. telarius*). El cultivo de la yuca es el mayor hospedero para el complejo de especies de *Mononychellus*, mientras que, el complejo de especies de *Tetranychus* tiene un amplio rango de hospederos. Otras especies de ácaros (ej.: *Oligonychus peruvianus, O. biharensis, Eutetranychus banksi* y *M. mcgregori*) de poca importancia económica, se alimentan de yuca sólo esporádicamente (Byrne *et. al*., 1983).

El ácaro verde de la yuca (AVY), la especie más importante, ha sido registrada causando pérdidas en cultivos en las Américas y Africa (Herren & Neuenschwander, 1991; Bellotti *et. al.,* 1999), especialmente en regiones de

estaciones secas en trópicos bajos (Yaninek & Animashaun, 1987; Braun *et. al.,* 1989). 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.,* 1983b). Bajo condiciones de campo con altas poblaciones del ácaro, hubo un 15% de reducción con material resistente vs. 73% o menos de pérdidas en material susceptible y el 67% del material usado para siembra (estacas) resultó afectado (Byrne *et. al.,* 1982; 1983).

Nativo del Neotrópico, *M. tanajoa* fue originalmente encontrado en el Nordeste de Brasil en 1938. Apareció por primera vez en Africa (Uganda) en 1971 y en 1985 se dispersó por todo el cinturón yuquero, en 27 países (Yaninek, 1988) causando pérdidas en campo entre 13-80% (Yaninek & Herren, 1988; Herren & Neuenschwander, 1991; Skovgard *et. al.,* 1993).

Las poblaciones del AVY se alimentan preferencialmente en el envés de las hojas más jóvenes (cogollos), las cuales desarrollan un apariencia moteada, bronceada en forma de mosaico deformándose, con puntos cloróticos (blanquecinos hasta amarillos) y pueden llegar a reducir su tamaño (Byrne *et. al.,* 1983). El AVY es un serio problema sólo en regiones secas, donde altas poblaciones causan defoliación, comenzando en la parte apical de la planta, frecuentemente matando el cogollo. Puede ocurrir rebrote; pero si las lluvias son escasas, este nuevo brote de hojas podría ser atacado (Yaninek & Animashaun, 1987).

3.1 Control

Las investigaciones sobre el control de *M. tanajoa* se han llevado a cabo teniendo en cuenta dos principales caminos: la resistencia de la planta hospedero (RPH) y el control biológico **(Tabla 3)**. Estas dos estrategias complementarias ayudan a la reducción de las poblaciones del AVY bajando su nivel de daño económico. El uso continuo de acaricidas no es una opción económica para agricultores de bajos ingresos; además, su uso no es recomendado por los efectos adversos hacia los enemigos naturales.

3.2 RPH

Centros internacionales de investigación (CIAT e IITA) han hecho esfuerzos sustanciales con principal interés en yuca al igual que programas nacionales de investigación (ej.: Centro Nacional de Pesquisa en Mandioca y Fruticultura (CNPMF)/Empresa Brasilera de Pesquisa Agropecuaria (EMBRAPA)) para identificar y desarrollar híbridos con resistencia al AVY (Byrne *et. al.,* 1983; Bellotti *et. al.,* 1987; Hershey, 1987). Cerca de las 5000 variedades de yuca que se encuentran en el banco de germoplasma del CIAT que se han evaluado para resistencia de AVY, sólo aproximadamente el 6% (300 variedades) han sido identificadas con bajo o moderado nivel de resistencia (CIAT, 1999). Gracias a esfuerzos sustanciales, variedades con moderado nivel de resistencia han sido desarrolladas y liberadas para los agricultores.

Investigaciones de resistencia al ácaro hechas por el CIAT tradicionalmente se han llevado a cabo en dos sitios:

- CIAT, Palmira , localizado en altitud media (1000 m) en tierras altas andinas, donde la población del ácaro es moderada.

- Pivijay, Magdalena, en la Costa Atlántica Colombiana, tierras bajas del trópico con una prolongada estación seca (4-6 meses) y alta población del ácaro. Bajo hasta moderado nivel de resistencia indicado por 0 - 3.5 nivel de daño en una escala de 0 - 6.

De las 300 variedades seleccionadas como promisorias por ser resistentes durante muchos años (2-7 ciclos del cultivo), 72 han mantenido una escala de daño menor de 3.0 (CIAT, 1999). La mayoría de estas variedades fueron colectadas en Brasil, Colombia, Venezuela, Perú y Ecuador; siendo algunos de éstos materiales híbridos.

Tabla 3. Opciones para controlar las plagas principales de la yuca.

Plaga	Opciones de Control	Referencias
Gusano cachón	**Control Biológico:** Plaguicida de baculovirus; monitoreo de poblaciones de adultos con trampas de luz y conteo de huevos en el campo.	Bellotti *et. al.,* 1992; 1999; Braun *et. al.,* 1993; Schmitt, 1988
Acaros	**RPH:** Niveles moderados de resistencia disponible en clones de yuca; es necesario un programa efectivo para incorporar la resistencia en cultivares comerciales.	Bellotti *et. al.,*1994; Braun *et. al.,* 1989; Byrne *et. al.,* 1982: 1983; CIAT, 1999
	Control Biológico: Está disponible un complejo grande de predadores Phytoseiidae que puede reducir las poblaciones de ácaros; entomopatógenos (*Neozygites*) y virus identificados y evaluados.	Bellotti *et. al.,* 1999; Yaninek *et. al.,* 1991
Mosca blanca	**RHP:** Existen clones e híbridos con alto nivel de resistencia.	Arias, 1995; Bellotti *et. al.,* 1994; 1999; Castillo, 1996; CIAT, 1999
	Control Biológico: Enemigos, especialmente parasitoides, se han identificado y se están evaluando. Algunos entomopatógenos muestran posibilidades para su control.	
Piojos harinosos	**RHP:** Resistencia adecuada no se ha encontrado en germoplasma de *M. esculenta*. Algunas especies de *Manihot* silvestres muestran un potencial para resistencia.	Bellotti *et. al.,* 1999; Van Driesche *et. al.,* 1990; Bento *et. al.,* 1999
	Control Biológico: Tres parasitoides (*Acerophagus coccois, Aenasius vexans* y *Apoanagyrus diversicornis*) producen buen control**.**	
P. manihoti	El parasitoide *Apoanagyrus lopezi* produce muy buen control en la mayoría de zonas yuqueras de Africa.	Herren & Neuenschwander, 1991; Neuenschwander, 1994;
Trips	**RPH:** Cultivares pubescentes contienen muy buena resistencia y son disponibles a los agricultores.	Bellotti & Kawano, 1980; Bellotti & Van Schoonhoven, 1978
Chinche Subterráneo (*C. bergi*)	Los cultivares con alto contenido de HCN en las raíces presentan menos daño. Enemigos naturales tales como hongos entomopatógenos y nematodos entomopatógenos han dado resultados promisorios. La yuca intercalada con Crotalaria reduce el daño.	Barberena & Bellotti, 1998; Bellotti & Riss, 1994; Bellotti *et. al.,* 1999; Caicedo & Bellotti, 1994; Riis, 1997
Barrenadores de los tallos (*C. clarkei*)	**Prácticas Culturales:** Mantienen los campos limpios y destruye tallos infestados. RPH está bajo investigación. Posible uso de plantas transgénicas (Bt) está siendo investigado.	Bellotti & Van Schoonhoven, 1978a y b; Gold *et. al.,* 1990; Lohr, 1983
Chinche de encaje	Las investigaciones con RPH dan resultados promisorios. Se han identificado enemigos naturales pero faltan investigaciones sobre su eficiencia.	Bellotti *et. al.,* 1987; 1999; Calvacante & Ciociola, 1985; CIAT, 1990; Farias, 1985.

RPH: Resistencia Planta Hospedera.

Mecanismos de resistencia del ácaro han sido expresados como antixenosis (preferencia vs. no preferencia) o antibiósis (Byrne *et. al.,* 1982). Los ácaros alimentándose en variedades susceptibles tienen alta fecundidad, alta aceptabilidad, corto tiempo de desarrollo, largo periodo de vida de adultos y baja mortalidad de larvas y ninfas; en comparación con los que se alimentan en material resistente (Byrne *et. al.,* 1983). Los que se alimentan en variedades resistentes tiene alta mortalidad, largo periodo de desarrollo, menos oviposición y un corto periodo de

oviposición. En recientes estudios de laboratorio, *M. tanajoa* muestra una fuerte preferencia oviposicional por las variedades susceptibles. Cuando se compararon las variedades resistentes MEcu 72, MPer 611 y Ecu 64 en prueba de libre escogencia, 95, 91 y 88% respectivamente, de los huevos fueron ovipositados sobre CMC40, la variedad susceptible.

3.3 Control Biológico

Amplios estudios en campos de yuca y datos experimentales indican que aunque el AVY está presente a lo largo de tierras bajas del Neotrópico, es raro que algunas explosiones causen pérdidas significantes, excepto en zonas de Brasil. Desde 1983-1990 evaluaciones del complejo de enemigos naturales asociados al ácaro verde fueron hechas en 2400 sitios de 14 países de las Américas (Byrne *et. al.,* 1983; Bellotti *et. al.,* 1987). Esto ha sido un avance para la identificación del complejo de ácaros asociados a la plaga. En CIAT se encuentra una colección de referencia de predadores, relacionada con los ácaros fitófagos encontrados en yuca. Zonas de colección fueron escogidas por su similitud ecológica con los sitios problema en Africa y Brasil. De las 87 especies colectadas y almacenadas, 25 son nuevas o no se han registrado antes, el 76% (66 especies) fueron colectadas de yuca. Una clave taxonómica de especies de fitoseidos asociados con yuca está siendo preparada como parte de un proyecto colaborativo con colegas Brasileros. La colección CIAT-Brasil es una colección de referencia con base de datos y puede ser usada fácilmente para descripción o redescripción de especies, donde pueden encontrarse los tipos y paratipos.

De las 66 especies de fitoseidos colectados en yuca, 13 especies son las más comunes. *Typhlodromalus manihoti* fue la colectada más frecuentemente, encontrada en más del 50% de los campos muestreados. Este fue seguido por *Neoseiulus idadeus*, *T. aripo*, *Galendromus annectens, Euseius concordis* y *E. ho*. *T. aripo* y *N. idaeus* están jugando un rol importante como promisorios en el control de *M. tanajoa* en Africa; (Yaninek *et. al.,* 1991; 1993).

Exploraciones también muestran algunos insectos predadores del AVY, especialmente estafilínidos *Oligota minuta* y el coccinélido *Stethorus sp.* Estos fitoseidos e insectos predadores están siendo estudiados ampliamente en laboratorio y campo **(Tabla 4)**. Lo cual ha mostrado que los ácaros fitoseidos son más eficientes que los insectos predadores (Byrne *et. al.,* 1983)

Resultados de estudios mostraron que las densidades del AVY fueron mas altas en 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); mientras tanto en campos de Brasil, en el 12% no había infestación y el 25% tenía intermedia o alta densidad del AVY (Bellotti *et. al.,* 1994).

Resultados de experimentos en campo en Colombia (Braun *et. al.,* 1989) demostraron la importancia y el efecto de la diversidad de especies de fitoseidos asociados al AVY. En Colombia la producción de raíces frescas y secas fue reducida en 33% cuando los enemigos naturales fueron eliminados; mientras tanto aplicaciones de acaricidas no incrementaron la producción, indicando un buen control biológico.

Desde 1984 numerosas especies de fitoseidos han sido enviadas desde Colombia y Brasil hasta Africa. De las especies liberadas masivamente, ninguna de las procedentes de Colombia se estableció, pero tres de las especies (*Typhlodromalus manihoti, T. aripo* y *N. idaeus*), de Brasil lo hicieron (Yaninek *et. al.,* 1991; 1993; Bellotti *et. al.,* 1999). *T. aripo* aparece como la más promisoria de las tres. Esta se dispersó rápidamente y se encuentra en más de 14 países. Evaluaciones de campo indican que *T. aripo* reduce la población del AVY en 35-60% e incrementa la producción de materia fresca en 30-37%.

Tabla 4. Aspectos biológicos y ecológicos de fitoseidos predadores asociados a ácaros plaga de yuca.

Especie Fitoseidos	No. de Colonias entre 1986-1999	Tolerancia a H.R.	Consumo de huevos de Mt	Tiempo de Desarrollo (días)			Fecundidad			Longevidad (hembras)		% Hembras	
		Eclosión Huevos	(24 h)	*Mt*	*Tu*	*Mc*	*Mt*	*Tu*	*Mc*	*Tu*	*Mc*	*Mt*	*Tu*
Typhlodromalus manihoti	31	+	68	4.9	4.1	5.5	14.2	--	3.5			74	88
Typhlodromalus aripo	9	+				6.8		13.0	13.0	14.0	20.9		
Typhlodromalus tenuiscutus	7	+	45.4	5.8	5.8	5.7	32.0	2.5	16.1	6.6	16.1	75	81
Neoseiulus idaeus	20	+++	26.8	4.6	4.6	5.1	13.8	32.3	12.5	21.6	27.8	73	84
Neoseiulus californicus	5	++	26.5	4.7	4.4	7.7	34.8	43.7	23.4			70	79
Typhlodromalus rapax	1			5.0	5.4	5.8	6.0	12.0	19.4			78	62
Neoseiulus anonymus	4			4.7	5.1	5.2	14.5	34.4	27.7	39.1	12.0	73	58
Galendromus helveolus	5	+		7.4	7.0		18.7	8.0	23.0	14.2	19.0	64	66
Galendromus annectens	6	++	17.8	5.7	6.1		22.4	19.0	31.0	23.0	27.7	74	85
Euseius concordis	1			5.7	5.0		12.7					75	70

Clave: HR = Humedad Relativa + = 75%; ++ = 60%; +++ = 40 a 50%; *Mt = Mononychellus tanajoa; Tu = Tetranychus urticae; Mc = Mononychellus caribbeanae.*

Neozygites cf. floridana, un hongo patógeno (*Zygomicetes: Entomophthorales*), causa mortalidad de poblaciones del ácaro de forma irregular o periódica en Colombia y en el Nordeste del Brasil (Delalibera *et. al.,* 1992). Este patógeno fue encontrado a través de muchos campos de yuca en regiones del Neotrópico. Algunas cepas son específicas del género *Mononychellus* (de Moraes *et. al.,* 1990). También fue encontrado sobre el AVY en Africa, pero no se han observado epizootias (Yaninek *et. al.,* 1996), indicando que la cepa de Brasil puede ser más virulenta que la de Africa. Técnicas moleculares están siendo empleadas para determinar la identificación taxonómica de las cepas y metodologías in vitro para producción del patógeno se están desarrollando. Este hongo, el cual muestra ser muy promisorio para el control biológico del AVY, está siendo también evaluado en Africa.

4. Piojos Harinosos de la Yuca

Más de 15 especies de piojo harinoso han sido encontradas alimentándose sobre plantas de yuca en Africa y Suramérica. *Phenacoccus herreni*, *P. manihoti, P. maderensis, Ferrisia vigata* y *Pseudococcus mandio* están en las Américas (Bellotti *et. al.,* 1983a; Williams & Granara, 1992). Solamente *P. herreni* y *P. manihoti* son de origen tropical e importantes económicamente. *P. manihoti*, fue introducido inadvertidamente a Africa a comienzos de los años 70, diseminándose rápidamente y causando pérdidas considerables en rendimiento. Esto ha sido objeto del desarrollo de un programa exitoso de control biológico (Herren & Neuenschwander, 1991).

En las Américas *P. manihoti* se encuentra en Paraguay, ciertas áreas de Bolivia y en el estado de Mato Groso en el Brasil, sin causar ningún daño económico (Lohr & Varela, 1990).

P. herreni está distribuido a través del Norte de Suramérica y al Nordeste del Brasil, donde altas poblaciones pueden causar pérdidas considerables **(Tabla 2)**. El daño causado por ambas especies es similar: la alimentación de las ninfas y los adultos causan amarillamiento, encrespamiento en las hojas, y formación de roseta en los puntos de crecimiento. Altas poblaciones causan necrosis, defoliación, distorsión del tallo y muerte de los cogollos. Reducciones en la tasa fotosintética, transpiración y eficiencia del mesófilo, junto con incrementos moderados en el déficit de presión de agua, CO2 interno y la temperatura de la hoja fueron hallados en plantas infestadas (CIAT, 1992).

P. manihoti es partenogenético, mientras que machos de *P. herreni* son necesarios para la reproducción. Las hembras de *P. herreni* depositan ovisacos conteniendo varios cientos de huevos sobre el envés de las hojas alrededor de la yema apical. Los huevos eclosionan en 6-8 días, seguidos por cuatro instares ninfales, el cuarto instar es el adulto. Los machos tienen cuatro instares además del estado adulto. El tercer y cuarto instar ocurren en un cocon, del cual los adultos alados emergen. Los adultos machos viven sólo de 2-4 días. El promedio del ciclo de vida de la hembra es de 49.5 días y del macho 29.5. La temperatura óptima para el desarrollo de la hembra es de 25-30 C (Herrera *et. al*., 1989).

P. herreni presenta picos de población durante la estación seca. El comienzo de las lluvias reduce las poblaciones de la plaga y permite la recuperación del cultivo (Herrera *et. al*., 1989). Investigaciones recientes muestran que cuando el suministro de agua es limitado, las hojas de la yuca incrementan algunos metabolitos, los cuales podrían favorecer el crecimiento del piojo y decreciendo la eficiencia del parasitoide (CIAT, 1999; Polanía *et. al*., 1999; Calatayud *et. al*., 2000). Estos resultados podrían ayudar a explicar el rápido crecimiento de la población del piojo harinoso durante la estación seca.

4.1 Control

Esfuerzos considerables se han realizado para identificar la resistencia del piojo harinoso. Más de 3000 cultivares del banco de germoplasma del CIAT fueron evaluadas. Solamente bajos niveles de resistencia o tolerancia fueron identificados (Porter, 1998). Estudios de resistencia en el IITA en Africa y el ORSTOM (IRD) han obtenido resultados similares.

Niveles parciales o bajos a débiles han sido registrados en evaluaciones de germoplasma con *P. manihoti* (Le Ru & Calatayud, 1994; Neuenschwander, 1994a). Esto sugiere, sin embargo que a niveles bajos de resistencia podrían aumentar el uso de enemigos naturales en programas de control biológico.

4.2 Control Biológico

El manejo de piojo harinoso es un ejemplo bien documentado de control biológico clásico, especialmente en Africa donde *P. manihoti* esta siendo controlado exitosamente a través de la introducción del parasitoide *Apoanagyrus lopezi* del Neotrópico. Aunque *P. herreni* está distribuido en el norte de Suramérica, causando serias pérdidas en rendimiento solamente en el Nordeste de Brasil. Así *P. herreni* puede ser una especie exótica de esta región, probablemente viniendo del Norte de Suramérica (Williams & Granara, 1992).

Numerosas especies de parásitos, predadores y entomopatógenos de *P. herreni* han sido identificados en el Neotrópico. Muchos de estos son predadores generalistas que se alimentan sobre numerosas especies de piojos harinosos. Sin embargo varios parasitoides muestran una especialidad o preferencia por *P. herreni*. Parasitoides identificados del norte de Suramérica incluyen: *Acerophagus coccois, Apoanagyrus diversicornis, Anagyrus putonophilu, A. insolitus, Apoanagyrus elegeri* y *Aenasius vexans*. Los tres encyrtidos (*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).

A. vexans y A. diversicornis muestran una preferencia marcada por *P. herreni*, aunque estudios de laboratorio muestran que ellos también parasitan otras especies de piojos (Bellotti *et. al.,* 1983a; Bellotti *et. al.,* 1994; Bertschy *et. al.,* 1997). *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). 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.

A. diversicornis prefiere ninfas de tercer instar, mientras *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 el 13% de mortalidad de ninfas de tercer instar (Van Driesch *et. al*., 1990). *A. vexans* prefiere segundo, tercer y hembras adultas con igual frecuencia (CIAT, 1990).

Estudios de campo con poblaciones naturales de *A. diversicornis* y *A. coccois* determinaron un porcentaje de parasitismo usando plantas trampas con hospederos de *P. herreni* alrededor del cultivo de yuca (Van Driesche *et. al*., 1988). La mortalidad de *P. herreni* fue estimada en 55% por la acción combinada de los dos parasitoides (Van Driesche *et. al*., 1990).

Por los esfuerzos combinados de CIAT y EMBRAPA, *A diversicornis, A. coccois* y *A. vexans* fueron exportados de CIAT y liberados en el Nordeste del Brasil, principalmente en los estados de Bahía y Pernambuco durante 1994 a 1996. Antes de la introducción, científicos de EMBRAPA realizaron reconocimientos de campo para medir el daño y colectar enemigos naturales. A finales de 1996, mas 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. *A. coccois* también se estableció y fue recuperado en alta proporción a distancias menores de 180 Km. del sitio de liberación 9 meses después. *A. vexans*, aunque fue consistentemente recapturado en su sitio de liberación en Pernambuco, dispersándose solamente 40 Km. en 5 meses (Bento *et. al*., 1999).

Adicionalmente observaciones personales indican que las poblaciones de piojo harinoso se han reducido considerablemente y que el cultivo de yuca ha retornado a áreas que habían sido abandonadas debido a las infestaciones de *P. herreni.*

5. Mosca Blanca

Como plaga de alimentación directa y vectores de virus, las moscas blancas causan daños significativos en yuca en agroecosistemas de América, Africa y en menor grado en Asia. Existe un gran complejo en el Neotrópico, donde están registradas 11 especies en yuca: *A. socialis, Trialeurodes variabilis, Bemisia tuberculata, Aleurothrixus aepim, Bemisia tabaci, B. argentifolii, Trialeurodes abutiloneus, Aleurodicus dispersus, Paraleyrodes* sp*., Aleuronudus* sp., y *Tetraleurodes* sp. (Bellotti *et. al.,*1994; 1999; Castillo, 1996; Franca *et. al .,*1996). *A. socialis* es la especie predominante en la zona norte de Suramérica, donde causa considerables daños al cultivo, y en menor proporción en Brasil (Farias, 1994). *B. tuberculata* y *T. variabilis* han sido registradas en bajas poblaciones en Brasil, Colombia, Venezuela y otros países (Farias, 1990a; Bellotti *et. al.,* 1999). La mosca blanca espiralada *A. dispersus* causa daño vistoso en la yuca en el Oeste Africano (Neuenschwander, 1994b; D'Alemidu *et. al.,* 1998). En Colombia se ha encontrado en yuca en bajas poblaciones en la Costa Atlántica y Valle del Cauca, lo mismo que en algunas provincias de Ecuador (B. Arias & J.M. Guerrero, Comunicación Personal) *Bemisia afer* en Kenya (Munthali, 1992) y en Costa de Marfil.

B. tabaci tiene una distribución tropical generalizada, alimentándose de yuca en Africa y diversas regiones en Asia incluyendo la India (Lal & Pillai, 1981) y Malasia. Antes de 1990, biotipos de *B. tabaci* hallados en América no se alimentaban de yuca. Las moscas blancas son conocidas como transmisoras de virus en yuca:

- La Enfermedad del mosaico de la yuca de Africa (ACMD) es causada por varios geminivirus transmitidos por *B. tabaci* (Tresh *et. al.,* 1994).

- *B. tuberculata* es registrada como el vector de cuero de sapo en la yuca en el Neotrópico (Angel *et. al.*, 1990).

Se ha especulado que la ausencia de ACMD en América puede estar relacionada con la inhabilidad de su vector, *B. tabaci*, en colonizar yuca. A principios de los 90s un nuevo biotipo (B) de *B. tabaci,* considerado como una especie separada, *B. argentifolii,* por algunos ha sido encontrado alimentándose de yuca en el Neotrópico. Se considera que ahora ACMD como una amenaza seria para la producción de yuca dado que los cultivares más tradicionales del Neotrópico son altamente susceptibles a la enfermedad. Además, el complejo de biotipos de *B. tabaci* es vector de varios virus de cultivos que a menudo se reproducen en asociación con yuca o cerca de ella. La posibilidad de que la enfermedad viral circule entre estos cultivos o la aparición de nuevos virus representan una amenaza potencial.

Las moscas blancas causan daño directo al alimentarse del floema de las hojas, produciendo clorosis y caída de las mismas, lo cual da como resultado una reducción en la producción de raíces si se prolonga la alimentación. Pérdidas en producción debido a *A. socialis y A. aepim* son comunes. Existe una correlación entre la duración del ataque de mosca blanca y las pérdidas en producción de raíces **(Tabla 2)**.

Investigaciones en el Neotrópico se han concentrado en *A. socialis y A. aepim*. Las poblaciones de ambas especies son más altas durante la época de lluvia pero pueden presentarse durante todo el ciclo del cultivo (Farias *et. al.*, 1991; Gold *et. al.*, 1991). Las hembras *A. socialis* ovipositan huevos individuales en forma de banano sobre el envés de las hojas apicales. El tiempo de incubación de los huevos es de aproximadamente 10 días y pasan por tres instares ninfales y una fase de pupa (4to. instar), antes de alcanzar el estado adulto. Durante el tercer instar el cuerpo cambia de color crema a negro, rodeado por una capa blanca cerosa. El estado de pupa de color negro hace esta especie fácil de distinguir de otras especies de mosca blanca que se alimentan de yuca. El tiempo de desarrollo de huevo a adulto de *A. socialis* en incubadora es de 32 días (28 ± 1°C, 70 % RH) (Arias, 1995).

5.1 Control

HPR y control biológico son agentes que han incrementado su aceptación como complemento a prácticas de control de plagas que reducen la contaminación ambiental y otras desventajas que se presentan con el excesivo uso de plaguicidas químicos. Inicialmente las investigaciones sobre el control de mosca blanca en yuca en el Neotrópico hicieron énfasis en sus actividades HPR y prácticas culturales. Más recientemente, se concentraron los esfuerzos en la identificación y evaluación del uso de enemigos naturales en un contexto MIP.

5.2 Control Cultural

En los sistemas tradicionales de cultivo de yuca, a menudo intercalados con otros cultivos, ha 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*, comparado con monocultivo (Gold *et. al.*, 1990). Estos efectos fueron residuales, persistiendo hasta 6 meses después de la cosecha. Pérdidas en producción yuca/maíz, monocultivo de yuca y una mezcla de sistemas de cultivos fueron de aproximadamente 60%; mientras que en yuca/fríjol, las pérdidas en producción fueron sólo del 12% (Gold *et. al.*, 1989a). La asociación con maíz no redujo la población de huevos (Gold *et. al*., 1993), indicando que esta técnica puede depender de las especies intercaladas para su éxito, por tanto limitando su efectividad y aceptación por parte de los agricultores aunque esto signifique una reducción en la población de plagas para pequeños agricultores.

5.3 RPH

Ofrece una opción estable, de bajo costo y una solución a largo plazo para mantener controladas las poblaciones de mosca blanca. La resistencia de mosca blanca en cultivos es rara aunque han sido identificadas buenas fuentes de resistencia y se están desarrollando híbridos resistentes altamente productivos. Estudios sobre RPH iniciados en CIAT hace más de 15 años, están evaluando sistemáticamente más de 6000 variedades en el banco de germoplasma de yuca, la resistencia a la mosca blanca (CIAT , 1999), especialmente a *A. socialis*. En Brasil se han hecho algunas investigaciones con *A. aepim* (Farias, 1990a).

Se han identificado diversas fuentes de resistencia para *A. socialis*. El clon MEcu 72 ha expresado consistentemente un alto nivel de resistencia. Variedades adicionales presentaron una resistencia moderada a altos niveles incluida MEcu 64, MPer 335, MPer 415, MPer 317, MPer 216, MPer 221, MPer 265, MPer 266 y MPer 365. Basado en estos resultados, la resistencia a *A. socialis* parece estar concentrada en el germoplasma originario de Ecuador y Perú, pero esto necesita investigaciones futuras. MEcu 72 y MBra 12 (clones agronómicamente deseables y con tolerancia en campo a 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 producción entre parcelas tratadas con insecticida y parcelas sin tratar (CIAT, 1992; Bellotti *et. al*., 1999). Estudios de invernadero y campo mostraron que *A. socialis*, se alimentó sobre variedades resistentes y 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* que se alimentaron sobre MEcu 72 presentaron un 72.5% de mortalidad en los primeros instares **(Figura 1)** (CIAT, 1994; Arias 1995). Las progenies (CG489-34, CG489-41, CG489-31, CG489-23), seleccionadas de un cruce de MEcu 72 y MBra 12, han mostrado niveles moderados de resistencia a mosca blanca. Tres de estos híbridos están siendo evaluados para ser liberados a los productores Colombianos.

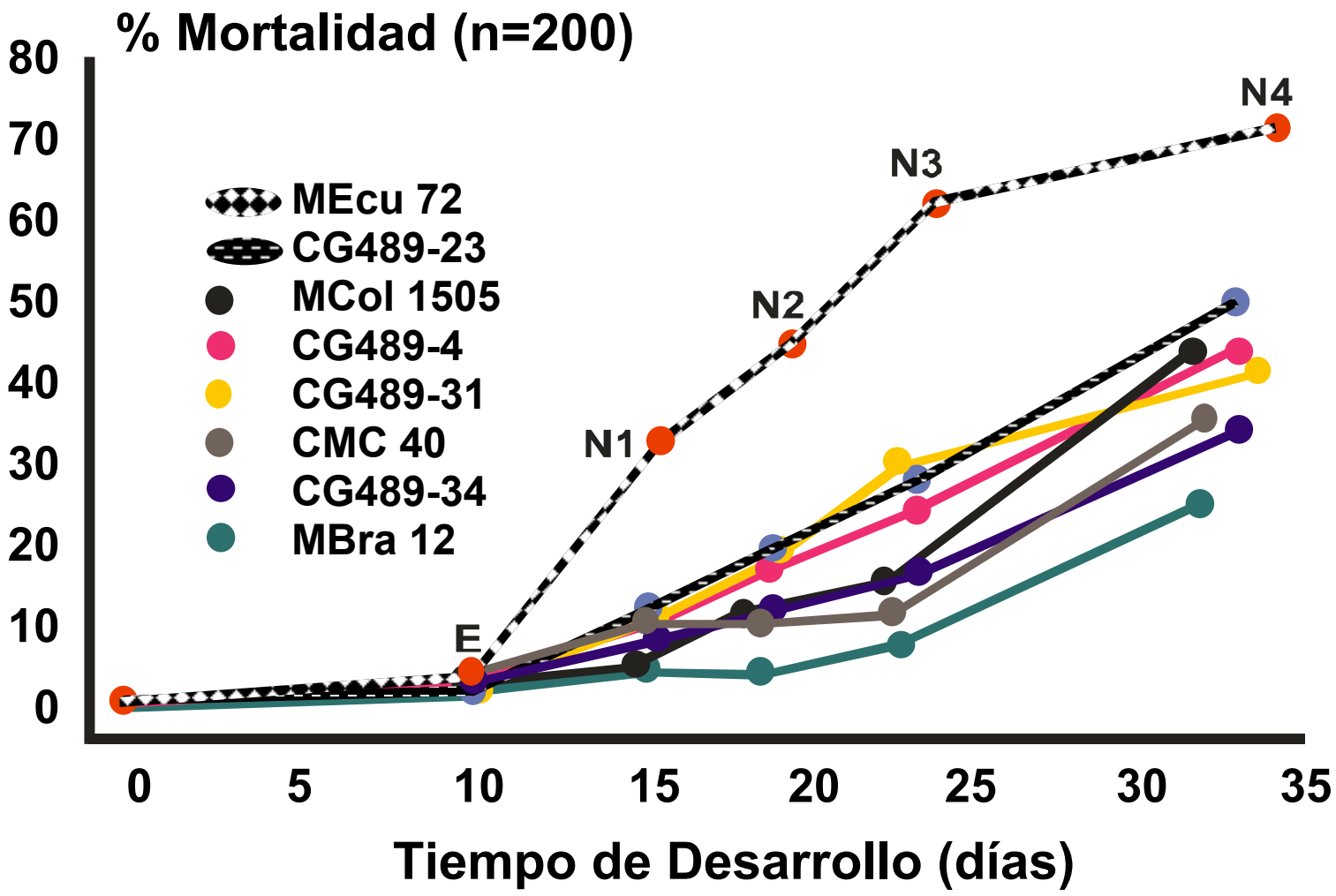

Figura 1. **Desarrollo y Mortalidad de *Aleurotrachelus socialis* sobre Clones Resistentes y Susceptibles de Yuca.**

Evaluaciones de resistencia con poblaciones naturales de *A. socialis* realizada a nivel de campo en dos lugares en Colombia:

- Nataima, Tolima en cooperación con Corpoica, la Corporación Colombiana de Investigación Agrícola. Las poblaciones de *A. socialis* en Nataima han sido moderadas a altos niveles por cerca de 15 años, ofreciendo la oportunidad de realizar investigaciones durante un largo período.

- CIAT, Palmira, Valle del Cauca. Inicialmente las poblaciones de *A. socialis* fueron bajas; sin embargo, desde 1994, las poblaciones han incrementado y son actualmente más altas que en el Tolima. No se entiende la razón para este repentino incremento de la población de *A. socialis*, pero es evidente la dinámica de erupción de esta plaga en la yuca, soportando la severidad presente y potencial de mosca blanca como plaga de yuca.

También se están desarrollando investigaciones en CIAT, para identificar marcadores ligados a genes que confieren resistencia al ataque de *A. socialis***,** con el objetivo de adelantar evaluaciones y entender la genética de la resistencia de la yuca a la mosca blanca.

Actualmente, se han obtenido progenies de yuca a partir de cruzamientos entre variedades resistentes (CG489-34) y susceptibles (MCol 2026) para con ellas realizar dichas investigaciones.

Técnicas para la determinación de polimorfismo tales como: amplificación de fragmentos de longitud polimórfica, AFLP, (Amplified fragment long polimorphism) y secuencias simples repetidas, SSR (Secuenses Simple Repit). Además de estas técnicas se han empleado otras para el análisis de grupos segregantes BSA (Bulk Segregan Analysis) para hallar ligamiento de marcadores con resistencia y asociarlos en el mapa genético de la yuca y posteriormente clonar genes de resistencia.

Se ha identificado co-segregamiento con los marcadores obtenidos por AFLP y la resistencia a *A. socialis* y se están utilizando para generar marcadores de secuencias repetidas caracterizadas (SCARs). Los marcadores basados en PCR (Reacción en Cadena de la Polimerasa) pueden ser la base para la construcción del mapa genético molecular en yuca con marcadores ligados a la resistencia de la yuca a la mosca blanca *A. socialis*.

5.4 Control Biológico

En reconocimientos realizados en años recientes en el Neotrópico – especialmente en Colombia, Venezuela, Ecuador y Brasil – se han identificado un número considerable de enemigos naturales asociados con el complejo de mosca blanca en yuca. Vacíos en el conocimiento sobre el complejo de enemigos naturales asociados con las diferentes especies de mosca blanca han limitado la utilización y determinación de su efectividad en programas de control biológico. Así, aunque se tiene un complejo de parasitoides, existe poco conocimiento sobre niveles de parasitismo, tasas de parasitismo por especie, especificidad del hospedero y su efecto en la regulación de poblaciones de mosca blanca.

Desde 1994, personal del CIAT ha realizado exploraciones para identificar enemigos naturales en el norte de Suramérica. El grupo más representativo es el de los parasitoides microhymenoptera (Gold *et. al*., 1989c; Castillo, 1996; Evans & Castillo, 1998). La riqueza de especies en Colombia – principalmente del género *Encarsia, Eretmocerus y Amitus* – fueron los más frecuentemente asociados con *A. socialis, B. Tuberculata* y *T. variabilis* (Castillo, 1996). Más de 10 especies – varias sin registrar- fueron colectadas. Tres de las *Encarsia* spp. fueron identificadas como *E. hispida, E. pergandiella* y *E. bellottii* (Evans & Castillo, 1998). Ninguno de los *Eretmocerus* y sólo un *Amitus* (*A. macgowni*) han sido identificados. La especie predominante fue *E. hispida, Amitus sp*. y *Eretmocerus sp*. Los niveles más altos de parasitismo observados para *A. socialis, B. tuberculata* y *T. variabilis* fueron de 15.3%, 13.9% y 12.1% respectivamente, aunque esto varió de acuerdo a la región geográfica de la región (Castillo, 1996). El parasitismo fue mayor en la zona Andina que en la zona Costera y en las regiones planas del Este de

Colombia. En estudios recientes en Colombia (1997-1999), se encuentra que *Encarsia* fue el género más frecuentemente colectado de la zona Andina, mientras *Eretmocerus* predominó en bajas altitudes sobre la Costa Caribe (CIAT, 1999).

Sin embargo, el complejo de especies de parasitoides asociados con cada especie de mosca blanca pueden estar influenciados por el área geográfica. En la Costa Caribe, *A. socialis* estuvo más frecuentemente parasitada por *Eretmocerus*; mientras que en la zona Andina fue *Encarsia*. En el Valle del Cauca (1000 msnm.), el 99.6% del parasitismo de A. socialis fue por *Encarsia* y el 0.4% por *Eretmocerus*. El complejo de especies de parasitoides más numeroso fue hallado 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 del 75.3% en el tercer instar y del 15.6, 44.7 y 43.1% en el primero, segundo y cuarto instar, respectivamente. La tasa promedio de parasitismo fue de 45%, y el pico máximo de parasitismo ocurrió 72-96 h. después de la exposición (CIAT, 1999). *E. hispida* es el parasitoide más frecuentemente observado cuando la población de *A. socialis* es alta, pero su efectividad en la regulación de poblaciones en el campo no es conocida.

La influencia de la resistencia de las variedades a *A. socialis* sobre el comportamiento de parasitoides también ha sido evaluada. La supervivencia de *E. hispida* no fue adversamente afectada por genotipos resistentes. La emergencia de parasitoides fue, sin embargo, considerablemente más baja de pupas de *A. socialis* que se alimentaron previamente de la variedad resistente MEcu 72 que sobre la susceptible CMC40 (CIAT, 1999).

6. Gusano Cachón de la Yuca

Erinnyis ello (Sphingidae), es una de las plagas más importantes de la yuca en el Neotrópico (Bellotti *et. al*., 1992; 1999), tiene un amplio rango geográfico, extendiéndose desde el Sureste del Brasil, Argentina y Paraguay hasta la cuenca del Caribe y el Sureste de los Estados Unidos. La capacidad migratoria de *E. ello*, su amplia adaptación climática y rango de hospederos, probablemente es la causa de su extensa distribución y de sus ataques esporádicos (Janzen, 1987). Otras especies de *Erinnyis* se alimentan sobre yuca. Las subespecies de *E. ello ello*, *E. ello encantado* y *E. alope* otra especie estrechamente relacionada han sido registradas en el Neotrópico.

Las larvas del gusano cachón se alimentan de hojas de yuca de todas las edades, de tallos tiernos y brotes. Ataques severos causan defoliación completa de la planta, pérdida del volumen de la raíz y baja calidad **(Tabla 2)**. Aunque la pérdida de rendimiento puede ser severa por la defoliación completa debido al ataque del gusano cachón o aún ataques repetidos no matan a la yuca. Los carbohidratos almacenados en las raíces permiten que la planta se recupere, especialmente bajo condiciones desfavorables en la estación de lluvias en el trópico. Los ataques repetidos son muy comunes cuando las aplicaciones de plaguicidas no son hechas a tiempo y no destruyen las larvas de quinto instar y prepupas, pero si a los enemigos naturales (Braun *et. al.,* 1993). Adicionalmente las grandes plantaciones de yuca son propensas a frecuentes y repetitivos ataques del gusano cachón.

Los adultos de *E. ello* son polillas nocturnas que ovipositan huevos pequeños redondeados de un ligero color verde-amarillento sobre el haz de las hojas. En estudios de campo realizados en jaulas se observaron hasta 1850 huevos por hembra. Esta alta oviposición, combinada con el comportamiento migratorio de los adultos ayuda a explicar el rápido fortalecimiento de las poblaciones del gusano cachón y su aparición esporádica (Janzen, 1987; Bellotti *et. al.,* 1992).

Durante el período larval, cada gusano cachón consume aproximadamente 1100 cm de follaje; cerca del 75% de éste durante el quinto instar. A 15, 20, 25 y 30 °C la duración media del estado larval es 105, 52,

29, y 23 días respectivamente, indicando que el pico de actividad del gusano cachón puede ocurrir a bajas altitudes (<1200 m) o durante el verano en el Subtrópico (Bellotti & Arias, 1988).

6.1 Control

La gran habilidad de vuelo y capacidad migratoria, combinada con su amplia adaptación climática y amplio rango de hospederos (Janzen, 1987; 1986), hace difícil a menudo alcanzar un efectivo control. Los plaguicidas ejercen un adecuado control, si las poblaciones del gusano cachón son detectadas y tratadas durante los tres primeros instares; sin embargo, los agricultores a menudo reaccionan a los ataques con excesivas aplicaciones de insecticidas fuera de tiempo, provocando ataques más severos (Laberry, 1997).

Las poblaciones larvales en cuarto y quinto instar no sólo son más difíciles de controlar sino también antieconómicas por la considerable defoliación que se presenta.

Los plaguicidas utilizados también afectan a las poblaciones de enemigos naturales propiciando ataques mas frecuentes (Urias López *et. al.,* 1987). Un extenso complejo de enemigos naturales está asociado con *E. ello,* sin embargo su efectividad es muy reducida probablemente a causa del comportamiento migratorio de los adultos del gusano cachón. Una migración masiva de adultos oviposita un considerable número de huevos en los campos de yuca (por encima de 600/planta), donde las poblaciones de enemigos naturales son demasiado bajas para prevenir una explosión de larvas de cachón, causando una severa defoliación al 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).

6.2 Control Biológico

Aproximadamente 35 especies de parásitos, predadores y patógenos han sido registrados y examinados en forma extensiva para los estados de huevo, larva y pupa (Bellotti & Van Schoonhoven, 1978a, b; Schmitt, 1983; Farias, 1990b; Bellotti *et. al.,* 1992; 1999). Ocho especies de microhymenopteros de las familias Trichogrammatidae, Scelionidae y Encyrtidae son parásitos de huevos, de los cuales *Trichogramma* y *Telenomus* son los más importantes. Entre los dípteros parasitoides las moscas Tachinidae y entre los Hymenopteros las avispas 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). Un entomopatógeno importante es *Cordyceps* sp. (Aconycetes: Clavicipataceae), un hongo del suelo que invade pupas de gusano cachón causando mortalidad. Más recientemente, aislamientos de *Beauveria* sp. y *Metarhizium* sp. fueron encontrados causando alta mortalidad larval en estudios de laboratorio (Múnera *et. al.,* 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 estadíos 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 ser realizado con lamparas de luz negra (tipo T20T12BLT), las cuales atrapan adultos en vuelo, o reconociendo la presencia de huevos o larvas (Braun *et. al.,* 1993). La complejidad de sincronizar liberaciones inundativas de parásitos y predadores con poblaciones pico de la plaga, sugieren la necesidad de un plaguicida biológico barato y almacenable.

El virus de la granulosis (Baculoviridae) fue encontrado atacando *E. ello* en cultivos de yuca a principios de los 70 en el CIAT. Estudios de patogenicidad en laboratorio y campo dieron como resultado una mortalidad de larvas de cachón cercana al 100% (Bellotti *et. al.,* Braun *et. al.,* 1993) **(Tabla 3)**. Larvas infectadas son colectadas del campo, licuadas, filtradas a través de una gasa, mezcladas con agua y aplicada a campos infestados con gusano cachón. El efecto de la concentración del virus y la mortalidad de instares larvales mostraron una relación sigmoidal para el primero, segundo y cuarto instar.

Los estudios de LC50 indicaron que concentraciones altamente progresivas son necesarias para un adecuado control de sucesivos instares larvales. La mayoría de larvas en quinto instar alcanza el estado de pupa; pero pocas hembras emergen y las que lo hacen presentan deformidad en las alas y mueren sin producir progenie (Bellotti *et. al.,* 1992).

El Baculovirus puede ser manejado por los mismos agricultores. Ellos pueden colectar y macerar las larvas enfermas y aplicar la suspensión de virus a sus campos.

El virus refrigerado puede ser almacenado a bajo costo, también han sido desarrolladas formulaciones en polvo mojable. El manejo de gusano cachón con virus fue implementado inicialmente en Brasil, donde se utilizaron trampas de luz para detectar el movimiento e invasión de adultos.

Se hicieron aplicaciones del virus en los primeros instares, resultando un control casi total (Schmit, 1988). Las aplicaciones de plaguicidas fueron reducidas en un 60%.

El virus del gusano cachón es una opción especialmente atractiva para plantaciones grandes de yuca, donde las aplicaciones de plaguicidas no han sido efectivas. En Venezuela donde el gusano cachón es endémico, el virus (70 ml/ha.) fue aplicado a 7000 has. mediante un sistema de riego por aspersión, cuando las larvas se encontraban en primer y segundo instar, presentándose un control del 100%.

El virus ha desplazado a los plaguicidas; el costo de la recolección, procesamiento, almacenamiento y aplicación de éste es sólo de $4 dólares por ha.

7. Barrenadores

Un complejo de barrenadores artrópodos, donde se incluyen especies de coleópteros y lepidópteros, se alimentan dentro del tallo de la yuca causando daños. El "Escarabajo de antenas largas" (*Lagochirus spp.*) está distribuido en todo el mundo, pero su ataque no causa daños severos en el campo. Los barrenadores son mucho más importantes en el Neotrópico, especialmente en Colombia, Venezuela y Brasil. Siete especies de *Ceolosternus* (Coleoptera: Curculionidae) son registrados reduciendo el rendimiento en yuca y la calidad del material de siembra en Brasil; sin embargo, generalmente los daños son esporádicos, sin presentar una reducción significativa en el rendimiento (Bellotti & Schoonhoven 1978a, b).

La población del barrenador *Chilomima clarkei* (Lepidoptera: Pyralidae) se ha incrementado drásticamente en Colombia y Venezuela en los últimos años y es ahora la plaga más importante en yuca (Vides *et. al*., 1996). Las hembras ovipositan en la noche sobre el tallo de yuca, generalmente cerca al nudo o yema. El estado de huevo dura 6 días aproximadamente (28°C). Después de la incubación, el primer instar larval se alimenta de la corteza o epidermis del tallo, estos son muy móviles, hasta encontrar un sitio apropiado de alimentación, generalmente cerca de las yemas axilares. Ellos forman una cápsula tejida para su protección, dentro de ella se alimentan durante los primeros cuatro instares larvales, ampliando el tejido en cada instar. En el quinto instar larval penetra en el tallo, donde ella completa su ciclo (6-12 instares), como también la pupa y la emergencia del adulto (Lohr, 1983). Los estados larvales tardan 32 a 64 días; el estado de pupa entre 12 - 17 días. La hembra tiene una longevidad de 5 - 6 días (macho 4-5), el promedio de huevos ovipositados es de 229.

La población de *C. clarkei* se puede presentar todo el año pero es mayor durante la época de lluvias. De 4 a 6 ciclos de la plaga puede ocurrir durante un año del ciclo de cultivo, incrementándose potencialmente el daño y su control mucho más difícil. Al presentarse un alto número de perforaciones en el tallo produce una fractura del mismo (más de 20 perforaciones/tallo), llegando a producir una reducción en la calidad y cantidad de material de siembra **(Tabla 3)**. Observaciones de campo han mostrado que las plantas atacadas con más del 35% de tallos partidos, causa reducción significativa en el rendimiento de raíces (45-62%) (Lohr, 1983). En la Costa Caribe Colombiana, el 85% de yuca sembrada, está atacada por *C. clarkei* (Vides *et. al*., 1996) .

7.1 Control

Una vez las larvas entran al tallo, su control es muy difícil. Además la cápsula tejida por las larvas ofrece una protección contra los enemigos naturales y las aplicaciones de plaguicidas. Sin embargo, su alta movilidad en sus instares larvales iniciales las hacen mucho más vulnerables y pueden ser controladas por *B. thuringiensis*. No obstante, conociendo su incremento generacional van a ser necesario varias aplicaciones y esto ocasiona incrementos en el costo de producción. Investigaciones en campo realizadas por Gold *et. al*., (1990), señalan que el intercalamiento con maíz reduce la población de barrenadores hasta la cosecha de maíz.

Varios enemigos naturales han sido identificados, incluyendo parásitos hymenópteros como *Bracon sp., Apanteles sp.* y *Brachymeria sp*. (Lohr, 1983). Recientemente se ha trabajado con mayor énfasis sobre la observación para identificar resistencia en germoplasma. Aproximadamente 1000 clones han sido evaluados en la Costa Caribe de Colombia, donde las poblaciones de *C. clarkei* son muy altas. Las evaluaciones están basadas en el número de túneles y perforaciones en los tallos producidos por *C. clarkei* y el porcentaje de tallos partidos. Varios clones con 0 a 1 orificio por tallo han sido identificados, indicando el efecto de la variedad (CIAT, 1999); no obstante, evaluaciones de campo en germoplasma usando poblaciones naturales de plagas con una alta movilidad pueden frecuentemente dar resultados engañosos ocasionados por escape (la planta no presenta daño por casualidad). Por tal motivo, estos cultivares deben ser evaluados varios ciclos

CIAT está iniciando investigaciones basados en la introducción de genes de resistencia a insectos con *B. thuringiensis* a través de *Agrobacterium* mediante la transformación de tejidos embriónicos en yuca para desarrollar cultivares resistentes a *C. clarkei*. Los resultados iniciales son promisorios (CIAT, 1999).

8. Chinche de la Viruela de la Yuca

C. bergi es una de las plagas artrópodas que se alimentan directamente de las raíces de la yuca; pero esta especie polífaga no ha coevolucionado con la yuca. El primer registro de esta plaga en Yuca en Colombia fue en 1980 (García & Bellotti, 1980); más recientemente ha sido reportada causando daños comerciales en Panamá, Costa Rica y Venezuela (Riis, 1997). *C. bergi* probablemente está presente en muchas otras áreas del Neotrópico, se ha encontrado alimentándose en muchos otros cultivos, incluyendo cebolla, maní, maíz, papa, *Arachis pintoi* (forraje de maní), sorgo, caña de azúcar, café, cilantro, espárragos, fríjol, arvejas, pastos y otras malezas (Riis, 1997; Bellotti *et. al.,* 1999).

Algunos hospederos son fuertemente preferidos sobre otros. Ensayos de alimentación de libre escogencia de laboratorio indican que la yuca no es el hospedero óptimo. *C. bergi* crece mucho más rápidamente en maíz y en maní que en la yuca, y prefiere el maíz a la yuca (78 vs. 22%). La longevidad para adultos fue de 95 días en el maíz, 69 en cebolla, 66 y 64 días respectivamente en yuca dulce (CMC40) y amarga (MCol 1684) (Riis, 1990). La fecundidad óptima, supervivencia y tasa intrínseca de incremento de la población ocurrió en maní y *Arachis*, no en maíz. La yuca dulce, el sorgo y la cebolla no son hospederos favorables; y *C. bergi* no puede completar su ciclo de vida en las variedades amargas (Riis, 1997).

Las ninfas y los adultos de *C. bergi* se alimentan de las raíces de yuca penetrando la cáscara y el parénquima con su estilete delgado y fuerte. En esta acción de alimentación introducen varios patógenos que provienen del suelo (ej.: *Asperguillus, Diplodia, Fusarium, Genicularia, Phytophthora* y *Pythium* spp.) en el parénquima de las raíces (Bellotti & Riis, 1994). Lesiones de color café a negro empiezan a desarrollarse en las raíces 24 horas después de iniciada la alimentación, resultando en una reducción en el almidón y serias pérdidas en el valor comercial. Como el daño no es detectado hasta que las raíces son cosechadas y peladas, los productores pueden perder su inversión en las labores del cultivo, el tiempo y uso de la tierra.

C. bergi tiene cinco instares ninfales; ninfas y adultos pueden vivir más de un año alimentándose de las raíces de yuca (García & Bellotti, 1980). Alimentándose de tajadas de raíces de yuca con bajo nivel de cianuro (HCN) en el laboratorio (23°C, 65$\pm$5% RH), *C. bergi* tuvo un ciclo de vida de 286-523 días. La eclosión de los huevos tuvo un promedio de 13.5 días; es decir, el promedio de desarrollo de los cinco estados ninfales es de 111.3 días; y la longevidad media para los adultos es de 293.4 días.

Las poblaciones de *C. bergi* están presentes en el suelo a través de todo el ciclo del cultivo y el daño en las raíces empieza a verse en el primer mes del cultivo. La alimentación puede continuar a través de todo el ciclo y puede causar un daño entre el 70-80% del total de la raíz, con una reducción mayor del 50% en el contenido total de almidón. No son necesarias grandes poblaciones de *C. bergi* para causar daños económicos serios (Arias & Bellotti, 1985). Riis (1990) mostró que aún con poblaciones muy pequeñas (cercanas a cero) el 22% de las raíces fueron afectadas. El umbral económico del daño – el punto donde los compradores de yuca pueden rechazar un lote- es cuando el 20-30% de las raíces presentan daño al parénquima, considerando que el daño 'cosmético' de puntos no es aceptable en el mercado fresco.

C. bergi es fuertemente atraído por suelos húmedos; migrará cuando el contenido de humedad del suelo sea menor a 22% y permanecerá cuando sea mayor al 31%. La época lluviosa favorece enormemente la supervivencia de adultos y ninfas, su comportamiento y dispersión; por otro lado, contenidos bajos de humedad del suelo, durante la época de sequía, restringen o limitan el refugiamiento y migración de los adultos e incrementan la mortalidad de las ninfas (Riis, 1997).

Las pruebas de campo y los estudios de laboratorio sugieren fuertemente que las preferencias de alimentación de *C. bergi* pueden relacionarse con los niveles de glucósidos cianogénicos en las raíces de yuca. Adultos y ninfas que se alimentan de una variedad con alto contenido de HCN (mayor a 100mg kg^{-1} HCN) tienen un desarrollo ninfal más largo, se reduce su producción de huevos e incrementa la mortalidad. La oviposición sobre CMC40 (43mg kg^{-1} HCN) fue de 51 huevos por hembra contra sólo 1.3 sobre la MCol 1684 (627 mg de HCN equivalente a kg^{-1}). La longevidad de los adultos sobre CMC40 (235 días) fue más del doble que sobre MCol 1684 (112 días) (Bellotti & Riis, 1994). Riis (1997) demostró que la oviposición sobre clones con un CNP (potencial cianogénico) menor de 45ppm (peso fresco) fue significativamente mayor que clones con un CNP mayor a 150ppm, mientras la oviposición varió considerablemente sobre clones con CNP entre 45-150ppm. Estudios adicionales indican que los instares tempranos son más susceptibles al potencial cianogénico de las raíces. Debido a la longitud de su estilete la alimentación durante los dos primeros instares ninfales está confinada principalmente a la cáscara de la raíz (Riis, 1990; Riis *et. al*., 1995); del tercer al quinto instar puede alimentarse del parénquima. CMC40 tiene un bajo nivel de cianógenos en el parénquima de la raíz pero un nivel alto en la cáscara (707 mg kg^{-1} HCN). Experimentos de alimentación sobre CMC 40 en el laboratorio, dieron como resultado un 51% de mortalidad de las ninfas en el primer y segundo instar y un 82% para algunos alimentados de M Col 1684. El alto nivel de cianógenos en la corteza de CMC 40 es el posible responsable de la alta tasa de mortalidad (Bellotti & Riis, 1994).

Estudios de alimentación preferencial realizados en campos de yuca en Colombia dieron como resultado un daño considerablemente mayor en CMC40 (el clon de bajo contenido de HCN) que en MCol 1684. MMex 59, con un contenido intermedio de cianógeno (106mg kg^{-1} de HCN) sufrió un daño moderado. Estos datos indican que CNP puede actuar como un impedimento para el *C. bergi* y que los daños

causados no deberían ser un problema cuando se cultivan clones con altos contenidos de CNP (ej.: Nordeste Brasil y Africa) (Bellotti & Riis, 1994).

8.1 Control

El control de *C. bergi* es difícil debido a la naturaleza polífaga de la plaga y su adaptación al ambiente del suelo. Se deben tomar medidas en las etapas tempranas del ciclo del cultivo, ya sea en el plantío o en los primeros dos meses donde puede ocurrir el daño inicial. Las aplicaciones de plaguicidas pueden reducir la población de la plaga y el daño; sin embargo, pueden requerirse aplicaciones frecuentes, las cuales son costosas, ambientalmente peligrosas y a menudo fallan en la no reducción del umbral económico de pérdida (Castaño *et. al*., 1985). Cultivos intercalados de yuca con *crotalaria* sp. redujeron el daño de la raíz a menos del 4% comparado con el 61% de daño en el monocultivo. Sin embargo, los rendimientos de yuca intercalada se redujeron en un 22%; y como la *Crotalaria* tiene poco valor comercial, los productores se rehusan a adoptar esta tecnología.

Datos experimentales y observaciones de campo muestran que variedades con un alto contenido de CNP son resistentes al ataque y daño de *C. bergi.* Sin embargo, en muchas regiones productoras de yuca, las variedades dulces o bajas en CNP son preferidas para consumo fresco. Estudios recientes indican una potencial resistencia/tolerancia potencial a *C .bergi* en 15 variedades bajas en CNP (Riis, 1997). El empleo potencial de esta resistencia varietal requiere investigaciones en comportamiento de la plaga, mecanismos de resistencia, bioquímica y genética.

El potencial para el control biológico de *C. bergi* está siendo investigado y estudios recientes con nemátodos entomopatógenos y fungipatógenos indican una posible solución. Sin embargo, esta investigación sólo se ha hecho en laboratorios/invernaderos; y se necesitan estudios de campo antes de que se puedan recomendar tecnologías aceptables.

El nemátodo *Steinernema carpocapsae* parasitó exitosamente a *C. bergi* en el laboratorio, infectándolo en 5-8 días después de la exposición. El adulto fue más sensible a la infección (58.6% de parasitismo después de 10 días); los menos susceptibles fueron el primer y segundo instar, con 17 y 31% respectivamente (Caicedo & Bellotti, 1994). Una especie nativa, *Heterorhabditis bacteriophora,* que se ha encontrado parasitando a nivel de campo en Colombia, resultó en un parasitismo promedio de 84% en todos los instares (Barberena & Bellotti, 1998). Aislamientos del hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* se han recuperado parasitando *C. bergi* en el campo. En estudios de laboratorio la mortalidad fue superior durante el quinto instar (61%), por encima del aproximado de mortalidad de 33% (CIAT, 1994).

9. Los Chinches de Encaje

Los chinches de encaje (Hemíptera: Tingidae) atacan la yuca en varios países del Sur y Centro América; son plaga en el Neotrópico y no registrado en Africa, ni en Asia. Froeschner (1993) ha identificado varias especies, pero las más importantes en la yuca son *Vatiga illudens*, *V. manihotae* y *Amblystira machalana*. *V. manihotae* se ha encontrado principalmente en Colombia y Venezuela y también en Cuba, Trinidad, Perú, Ecuador, Paraguay, Argentina y Brasil. *V. illudens* predomina en Brasil pero se encuentra también en la zona del Caribe. *A. machalana*, el chinche de encaje negro, causa daños a la yuca en Colombia, Venezuela y Ecuador (Bellotti *et. al*., 1999).

El ataque ocurre principalmente durante las estaciones secas, agravándose con las sequías prolongadas. Los adultos del género *Vatiga*, son de color gris y miden aproximadamente 3mm. La ninfa es blanca y un poco más pequeña; tanto los adultos como ninfas se encuentran en grandes cantidades sobre el envés de las hojas. Normalmente las poblaciones se concentran sobre las hojas basales e intermedias, pero cuando el ataque es severo, pueden llegar hasta las apicales. Los daños en las hojas son similares a los causados

por ácaros y se manifiestan por manchas blancas pequeñas, dando una apariencia blancuzca a la hoja y luego se vuelven marrón-rojizas. El daño al follaje puede resultar en una considerable pérdida en la tasa de fotosíntesis y caída de las hojas basales.

En ensayos del campo en el CIAT con poblaciones naturales de *A. machalana*, se obtuvieron pérdidas del 39%, comparadas con bloques de plantas tratadas con plaguicidas (CIAT, 1990). Es difícil encontrar en la literatura información sobre pérdidas en el rendimiento causadas por *V. illudens* y *V. manihotae*. Sin embargo, poblaciones de *V. illudens* en Brasil son endémicas y parece que están reduciendo el rendimiento, especialmente en El Campo Cerrado central, y más recientemente en el sur de Brasil. Considerando los daños actuales y potenciales de esta plaga, existe poca información en la literatura y se necesita un esfuerzo mayor en la investigación.

9.1 Control

El control de los chinches de encaje parece ser difícil; se han encontrado muy pocos enemigos naturales (Bellotti *et. al*., 1999) y el uso continuo de insecticidas es costoso y se pueden destruir los enemigos naturales de las otras plagas. Estudios preliminares y evaluaciones del banco de germoplasma de yuca en el CIAT, indican que la resistencia varietal puede estar disponible, pero hace falta bastante investigación para implementar esta tecnología (CIAT, 1990).

10. Las Plagas Secundarias de la Yuca

El complejo de plagas artrópodas de la yuca incluye varias especies que se pueden alimentar de la yuca pero normalmente no causan daño económico mayor **(Tabla 5)**. Estas plagas "opcionales" o "eventuales" pueden ser esporádicas en su aparición, o sus poblaciones se presentan a niveles bajos y no causan un daño económico. Sin embargo, erupciones pueden ocurrir en áreas localizadas y las poblaciones de estas plagas pueden aumentar a niveles que pueden bajar los rendimientos. Además, los cambios en las prácticas culturales o agronómicas o cambios en las variedades sembradas por los agricultores, pueden tener influencia sobre las poblaciones de las plagas, y causar daño al cultivo.

En la tabla 5 está resumida la información sobre las plagas secundarias, con datos sobre el tipo de daño, las regiones de mayor ocurrencia, pérdidas en el rendimiento, estrategias de control y especies importantes.

11. Tendencias en el Manejo de Plagas

Un exitoso programa de manejo integrado de plagas (MIP) en yuca debería estar acorde con un medio ambiente seguro, tecnologías para el manejo de plagas disponibles y de bajo costo para agricultores en países en desarrollo. Generalmente herramientas de biotecnología disponibles ofrecen el potencial para desarrollar variedades mejoradas resistentes a plagas y aumentar la efectividad de los controladores naturales, incluyendo parasitoides y entomopatógenos. La nueva generación de tecnologías genéticas para el manejo de plagas actualmente está siendo integrada con el tradicional MIP, ofreciendo tecnologías alternativas para el control del barrenador del tallo, hormigas cortadoras de hojas, langosta, chizas y otras plagas de difícil control. Actividades de investigación en esta área están ya en marcha y pueden estar disponibles para los agricultores en un futuro cercano.

Tabla 5. Plagas ocasionales y esporádicas o de menos importancia en el cultivo de la yuca.

Nombre Común	Especies Importantes	Región	Tipo de daño/Síntomas	Pérdidas en Rendimiento Reportadas	Estrategia de Control	Referencias
Escamas	*Aonidomytilus albus, Saissetia miranda*	Américas, Africa, Asia, casi todas las zonas de yuca	Atacan el tallo y hojas, inducen amarillamiento y caída de hojas, las plantas pueden secarse y morir. Uso de estacas atacados reduce germinación	<20% en rendimiento de raíces frescas; 50-60% pérdida en estacas	Destruir ramas infestadas; se usa solamente estacas sanas, sin escamas. Tratamiento de estacas con malation	Bellotti & Van Schoonhoven, 1978a; Frison & Feliu, 1991
Mosca de fruta	*Anastrepha pickeli, Anastrepha manihoti*	Américas, esp. Costa Rica, Panamá, Venezuela, Colombia, Brasil, Perú	Barrena la fruta (semilla) y el tallo apical: Destruye fruta y baja la calidad de estacas pero normalmente no causa daño económico	0-30% cuando se usan los tallos infestados para material de siembra	No usa estacas dañadas	Bellotti & Van Schoonhoven, 1978; Lozano *et. al.,* 1981; Peña y Waddill, 1982
Moscas del cogollo	*Neosilba perezi Silba péndula*	Casi todas las partes de las Américas	Larvas matan la yema apical, retarda el crecimiento de plantas e induce la emisión de retoños	No se reportan pérdidas en el rendimiento, reduce la calidad de estacas	No requiere	Bellotti & Van Schoonhoven, 1978; Lozano *et. al.,* 1981
Mosca de la agalla	*Jatrophobia (Eudiplosis) brasiliensis*	Todas partes de las Américas	Agallas de color amarillo-verdoso a rojo formado sobre el haz foliar	No hay pérdidas reportadas	No requiere	Bellotti & Van Schoonhoven, 1978a,b; Lozano *et. al.,* 1981; Samways, 1980
Chizas blancas	*Phyllophaga spp., Leucopholis rorida* varios otros	Américas, Asia, Africa	Se alimentan de las estacas y raíces; puede causar mortalidad de las plántulas	Hasta 95% de pérdidas en germinación	Aplicación de plaguicida en el suelo al momento de siembra	Bellotti & Van Schoonhoven, 1978; Peña & Waddill, 1982
Comejenes	*Coptotermes voltkevi, Coptotermes paradoxis*	Todas las regiones	Se alimentan de estacas, raíces, plántulas y tallos y puede causar secamiento o muerte de plantas	46–100% de pérdida en estacas	Tratamiento de estacas con plaguicida. Mantiene campos limpios	Bellotti & Van Schoonhoven, 1978; CIAT, 1984; Lal & Pillai, 1981; Lozano *et. al.,* 1981

Nombre Común	Especies Importantes	Región	Tipo de daño/Síntomas	Pérdidas en Rendimiento Reportadas	Estrategia de Control	Referencias
Barrenadores	*Lagochirus sp.*	Todas las regiones	Hacen túneles en los tallos, se parten los tallos	No se reportan pérdidas	Selección de estacas sanas	Villegas & Bellotti, 1985
	Coelosternus spp.	Américas, esp. Brasil	Túneles en los tallos y ramas, se parten los tallos	No se reportan pérdidas	Selección de estacas sanas, mantenga campos limpios, destruya tallos infestados	Bellotti & Van Schoonhoven, 1978; Samways, 1980
Hormigas cortadoras de hojas	*Atta spp., Acromyrmex spp.*	Américas	Defoliación de plantas	No se reportan pérdidas	Fumigación de los nidos cebos tóxicos	Bellotti & Van Schoonhoven, 1978; Samways, 1980
Salta hojas	*Zonocerus elegans, Zonocerus variegatus*	Principalmente Africa, ocasionalmente Las Américas	Defoliación de hojas y daño al corte de tallos y ramas	No reportadas	El uso de entomopatógenos está siendo evaluado	Bellotti & Riis, 1994; Bellotti & Van Schoonhoven, 197; Lomer *et. al.,* 1990; Modder, 1994
Gusanos trozadores	*Agrotis ipsilon Prodenia eridania*	Principalmente Las Américas	Se alimentan de la parte basal del tallo, comen las yemas y corteza de las estacas y las raíces	Pérdidas de germinación de estacas, muerte a plántulas	Cebos tóxicos al momento de siembra	Bellotti & Van Schoonhoven, 1978

11.1 Plaguicidas

Los plaguicidas usados en agroecosistemas tradicionales de yuca son mínimos, debido a su alto costo y al largo ciclo del cultivo, aunque, puede necesitar varias aplicaciones. Agricultores en el Neotrópico, sin embargo, pueden responder con plaguicidas a explosiones de la plaga. Debido a que la producción de yuca está cambiando a grandes plantaciones, ha aumentado la tendencia de aplicar más plaguicidas para el control de estas explosiones. Como está ocurriendo en ciertas áreas de Colombia, Venezuela y Brasil (Bellotti *et. al.,* 1990).

Existe un considerable potencial al reemplazar el uso de plaguicidas químicos por bioplaguicidas para en el manejo de plagas en yuca; la efectividad del baculovirus en gusano cachón y su exitosa implementación, especialmente en grandes plantaciones, ejempliza esta posible tendencia (Laberry, 1997). Entomopatógenos están siendo identificados para ácaros, piojo harinoso, mosca blanca, gusano cachón, chizas, chinche de la viruela, langostas y otros. Adicionalmente es necesario realizar investigaciones para desarrollar bioplaguicidas y metodologías para una implementación efectiva; esto requiere enlaces colaborativos con la industria de bioplaguicidas, este proceso ya se ha iniciado en Colombia.

11.2 Prácticas Culturales

Agricultores tradicionales en la mayoría de las regiones donde se cultiva yuca, han dependido de un grupo de prácticas culturales que les han permitido una reducción efectiva de las poblaciones de la plaga (Lozano & Bellotti, 1985). Los intercultivos, son una práctica común entre pequeños agricultores, mostrando una reducción en la población y daño de mosca blanca, gusano cachón y chinche de la viruela (Castaño *et. al.,* 1985; Gold *et. al.,* 1989b; 1990). Los agricultores podrían, sin embargo, ser renuentes a adoptar estas prácticas si las especies de intercultivos no son comercialmente aceptadas o si el rendimiento del cultivo de la yuca es reducido considerablemente. En grandes plantaciones donde la mecanización hace parte de las prácticas de producción, se podría ir en contra de la adopción del intercultivo. Otras prácticas culturales que pueden reducir la población de la plaga incluyen la mezcla de variedades, destrucción (quema) de residuos de la cosecha, rotación de cultivos, época de siembra y material de siembra de alta calidad y libre de plagas (Lozano & Bellotti, 1985).

11.3 Control Biológico

En Africa el control biológico clásico ha sido muy exitoso para el manejo de plagas introducidas. El manejo de muchas plagas de yuca en el Neotrópico requiere mayor compromiso de los agricultores para una efectiva implementación de soluciones (Bellotti *et. al.,* 1999). Numerosos estudios en campos de yuca en varias regiones del Neotrópico han revelado un abundante complejo de especies de enemigos naturales de plagas de importancia (ver sección de plagas). CIAT mantiene una colección taxonómica de referencia y trabajo, con una base de datos sistematizada para plagas de yuca y sus enemigos naturales. Esta información está disponible para productores, investigadores agrícolas nacionales y programas de extensión, taxónomos y museos (Hernández *et. al.,* 1995).

Resultados de exploraciones y estudios indican que el control biológico natural está ocurriendo considerablemente en el Neotrópico. Esto se espera por la diversidad de sistemas de cultivo, la yuca es un cultivo perenne donde podrían estar en equilibrio la asociación entre plagas y enemigos naturales. Un rompimiento de este sistema, por ejemplo, el uso de plaguicidas podría causar explosión de la plaga. Como previamente se describió, la población del AVY (*M. tanajoa*) en el Norte de Suramérica, está siendo regulado por un complejo de ácaros fitoseidos predadores, que al ser disturbados, provocan una reducción del rendimiento (Braun *et. al.,* 1989). El potencial para aumentar la efectividad de la virulencia de los enemigos naturales, a través, de la ingeniería genética, ofrece además el aprovechamiento de este abundante complejo.

11.4 RPH

El banco de germoplasma del CIAT ofrece a entomólogos y mejoradores más de 6000 variedades de yuca con un potencial grupo de genes de resistencia a plagas. Como previamente se mencionó, se han identificado niveles variables de resistencia para ácaros, mosca blanca, trips, chinche de la viruela, chinche de encaje y barrenadores del tallo. Las novedosas herramientas biotecnológicas que se encuentran disponibles, permiten el eficiente y fácil acceso a genes resistentes, más rápida manipulación de los niveles moleculares. Un considerable número del material del banco de germoplasma está continuamente sembrado en campo y está disponible para hacer evaluaciones sistemáticas de resistencia a plagas. Técnicas y metodologías están ahora disponibles para cría masiva de la mayoría de las principales plagas de yuca, se están describiendo daño y escalas de población para identificar germoplasmas susceptibles y resistentes. Se necesitan hacer evaluaciones seguras del germoplasma en el campo con natural o artificial infestación. Síntomas de daño de la mayoría de plagas de yuca no se expresan verdaderamente en evaluaciones hechas en plantas de casa de malla o invernaderos, resultando una falsa identificación de resistencia.

Se han identificado variedades que poseen múltiple resistencia (ej.: para más de una plaga). Por ejemplo, MEcu 72 contiene niveles altos de resistencia a mosca blanca y trips y moderado nivel para ácaros. Uno de los retos que confrontan los genetistas y mejoradores podría ser incluir resistencia a enfermedades y a artrópodos en una misma variedad.

La gran fuente de resistencia a plagas puede ser debido a las especies silvestres de *Manihot*. Más de 100 especies de *Manihot* están siendo identificadas (Allem, 1994), y una pequeña colección existe en algunas localidades (incluyendo CIAT, EMBRAPA/Brasil, IITA). El mapa genético molecular de yuca se está desarrollando (Fregene *et. al.,* 1997) y ésta podría ser una herramienta muy útil para desarrollar plantas transgénicas de yuca con resistencia a plagas (usando otras especies de *Manihot*).

Los proyectos MIP en yuca son pocos y la decisión de realizar guías y estrategias requeridas para una apropiada implementación de opciones de control, no están disponibles para los pequeños agricultores, en un sistema de producción tradicional (Bellotti *et. al.,* 1999). Esto es fuertemente sentido en sistemas de grandes extensiones de cultivos de yuca, donde la implementación de un efectivo sistema MIP, basado en el control biológico y variedades resistentes es decisivo para el sostenimiento de un alto rendimiento (especialmente en el Neotrópico donde existe un gran complejo de artrópodos plaga y enfermedades). Una propuesta efectiva para los productores de yuca y poder superar la lenta difusión de la tecnología, a través, del uso de métodos participativos con agricultores, incluyendo al sector privado en la planeación de la investigación y objetivos. La implementación exitosa de un cultivo integrado y un proyecto piloto de manejo de plagas con agricultores tradicionales en el Nordeste de Brasil, es un ejemplo real de como ésto puede ser posible (Bellotti *et. al.,* 1999; Ospina *et. al.,* 1999).

12. Bibliografía

Allem, A.C. (1994) The origin of *Manihot esculenta* Crantz (*Euphorbiaceae)*. *Genetic Resources and Crop Evaluation* 41, 133-150.

Angel, J.C.; Pineda, B.L.; Nolt, B. y Velasco, A.C. (1990) Mosca blanca (*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. MS tesis. Universidad Nacional de Colombia, Palmira,181pp.

Arias, B. & Bellotti, A.C. (1984) Pérdidas en rendimiento (daño simulado) causadas por *Erinnyis ello* (L.) y niveles críticos de población en diferentes etapas de desarrollo en tres clones de yuca. *Revista Colombiana de Entomología* 10(3/4):28-35.

Arias, B. & Bellotti, A.C. (1985) 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.

Barberena, M.F. & Bellotti, A.C. (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, A.C. & Arias, B. (1988) *Manejo Integrado de Erinnyis ello (L.)*.Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia. 24pp.

Bellotti, A.C. & Kawano, K. (1980) Breeding approaches in cassava. In: Maxwell, F.G. & Jennings, P.R. (eds) *Breeding Plants Resistant to Insects*. Wiley, New York, pp. 314-335.

Bellotti, A.C. & Riss, L. (1994) Cassava cyanogenic potential and resistance to pests and diseases. *Acta Horticulturae* 375, 141-151.

Bellotti, A.C. & Van Schoonhoven, A. (1978a) *Cassava Pests and Their Control*. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia, 71pp.

Bellotti, A.C. & Van Schoonhoven, A. (1978b) Mite and insect pests of cassava. *Annual Review of Entomology* 23(1), 39-67.

Bellotti, A.C. & Vargas O. (1995) The response o a polyphagous pest (*Cyrtomenus bergi* Froeschner) to cassava cultivars with variable HCN content in root parenchyma and peel. In: *Proceedings, Second International Scientific Meeting of the Cassava Biotechnology Network*, 22-26 August, 1994, Bogor, Indonesia. CIAT, Cali, Colombia, pp. 501-509.

Bellotti, A.C.; Reyes, J.A. & Varela, A.M. (1983a) Observaciones de los piojos harinosos de la yuca en las Américas; su biología, ecología y enemigos naturales. In: Reyes, J.A. (ed.) *Yuca: Control Integrado de Plagas*. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia, pp. 313-339.

Bellotti, A.C.; Vargas, O.; Peña, J.E.; Arias, B. (1983b) Pérdidas en rendimiento en yuca causadas por insectos y ácaros. In: Domínguez, D. (ed.) *Yuca: Investigation, Production y Utilization*. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia, pp. 393-407.

Bellotti, A.C.; Mesa, N.; Serrano, M.; Guerrero, J.M. & Herrera, C.J. (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, A.C.; Cardona, C. & Lapointe, S.L. (1990) Trends in pesticide use in Colombia and Brazil. *Journal of Agricultural Entomology* 7, 191-201.

Bellotti, A.C.; Arias, B. & Guzmán, O.L. (1992) Biological control of the cassava hornworm *Erinnyis ello* (*Lepidoptera: Sphingidae*). *Florida Entomology* 75, 506-515.

Bellotti, A.C.; Braun, A.R.; Arias, B.; Castillo, J.A. & Guerrero, J.M. (1994) Origin and management of Neotropical cassava arthropod pests. *African Crop Science Journal* 2(4), 407-417.

Bellotti A.C.; Smith, L. & Lapointe, S.L. (1999) Recent advances in cassava pest management. *Annual Review of Entomology* 44, 343-370.

Bento, J.M.S.; Bellotti, A.C.; Castillo, J.A.; de Moraes, G.J.; Lapointe, S.L. & Warumby, J.F. (1999) Introduction of parasitoids for control of cassava mealybugs in northeastern Brazil. *Bulletin of Entomological Research* 89(5): Copyright CAB *International*.

Bernays, E.A.; Chapman, R.F.; Leather, E.M.; McCaffery, A.R. & Modder, W.W.D. (1977) The relationship of *Zonocerus variegatus* (L.) (*Acridoidea: Pyrgomorphidae*) with cassava (*Manihot esculenta*). *Bulletin of Entomological Research* 67, 391-404.

Bertschy, C.; Turlings, T.C.L.; Bellotti, A. & Dorn, S. (1997) Chemically-mediated attraction of three parasitoid species to mealybug-infested cassava leaves. *Florida Entomology* 80(3), 383-395.

Borrero H.M. & Bellotti, A.C. (1983) Estudio biológico del chinche de encaje (*Vatiga manihotae*) y uno de sus enemigos naturales. In: Reyes, J.A. (ed.) *Yuca: Control Integrado de Plagas*. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia, pp. 163-168.

Braun, A.R.; Bellotti, A.C.; Guerrero, J.M. & Wilson, L.T. (1989) Effect of predator exclusion on cassava infested with tetranychid mites (*Acari: Tetranychidae*). *Environmental Entomology* 18(4), 711-714.

Braun, A.R.; Bellotti, A.C. & Lozano, J.C. (1993) Implementation of IPM for small-scale cassava farmers. In: Altieri, M.A. (ed.) *Crop Protection Strategies for Subsistence Farmers.* Westview, Boulder, CO, pp. 103-115.

Byrne, D.H.; Guerrero, J.M.; Bellotti, A.C. & Gracen, V.E. (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, D.H.; Bellotti, A.C. & Guerrero, J.M. (1983) The cassava mites. *Tropical Pest Management* 29(4), 378-394.

Caicedo, A.M. & Bellotti, A.C. (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, P.A.; Seligmann, C.D. & Bellotti, A.C. (2000) Influence of water deficient cassava plants on parasitism success and biological characteristics of three parasitoid species to *Phenacoccus herreni* (in press).

Calvacante, M.L.S. & Ciociola, A.I. (1993) Variabilidade quanto au grau de resistência de cultivares de mandioca ao percevejo de renda em Pacajus - CE. In: *Relato Annual de Pesquisas*, 1980/92. Empresa de Pesquisa Agropecuária Ceará, Fortaleza, Brazil.

Castaño, O.; Bellotti, A.C. & 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. MS thesis, Universidad del Valle, Cali, Colombia, 173pp.

Centro Internacional de Agricultura Tropical (1990) *Annual Report Cassava Program, 1989*. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia, 385pp.

Centro Internacional de Agricultura Tropical (1992) *Annual Report Cassava Program, 1987-1991*. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia, 475pp.

Centro Internacional de Agricultura Tropical (1994) *Annual Report Cassava Program, 1993*. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia, 325pp.

Centro Internacional de Agricultura Tropical (1999). *Annual Report: Integrated Pest and Disease Management in Major Agroecosystems*. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia, 136pp.

Cock, J.H. (1978) A physiological basis of yield loss in cassava due to pests. In: *Proceedings Cassava Protection Workshop*, *Cali, 1977.* Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia, pp. 9-16.

Cock, J.H.; Porto, M.C.M. & El-Sharkawy, M.A. (1985) Water use efficiency of cassava. III. Influence of air humidity and water stress on gas exchange of field grown cassava. *Crop Science* 25, 265-272.

D'Almeida, Y.A.; Lys, J.A.; Neuenschwander, P. & Ajuonu, O. (1998) Impact of two accidently introudced *Encarsia* species (*Hymenoptera: Aphelinidae*) and other biotic and abiotic factors on the whitefly *Aleurodicus dispersus* (Russell) (*Homoptera: Aleyrodidae*), in Benin. *Biocontrol Science and Techonology* 8(1), 163-173.

Delalibera, I., Jr.; Sosa-Gomez, D.R.; de Moraes, G.J.; Alencar, J.A. & 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 Moraes, G.J.; de Alencar, J.A.; Wenzel-Neto, F. & Mergulhao, S.M.R. (1990) Explorations for natural enemies of the cassava green mite in Brazil. In: *Proceedings 8th Symposium International Society of Tropical Root Crops*, Bangkok, Oct. 30-Nov. 5, 1988. Thai Department of Agriculture, Centro Internacional de Agricultura Tropical, Centro Internacional de la Papa, Bangkok, pp. 351-353.

Diehl-Fleig, E.; Silva, M.E. & Pacheco, M.R.M. (1988) Testes de patogenicidade dos fungos entomopatogênicos *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* em *Atta sexdens prirventris* (Santsch, 1919) em diferentes temperaturas. *Ciencia e Cultura* 40,1103-1105.

El-Sharkawy, M.A. (1993) Drought-tolerant cassava for Africa, Asia, and Latin America. *BioScience* 43, 441-451.

El-Sharkawy, M.A.; Hernández, A.D.P. & Hershey, C. (1992) Yield stability of cassava during prolonged mid-season water stress. *Experimental Agriculture* 28, 165-174.

Evans, G.A. & Castillo, J.A. (1998) Parasites of *Aleurotrachelus socialis* (*Homoptera: Aleyrodidae*) from Colombia including descriptions of two new species (*Hymenoptera: Aphelinidae: Platygasteridae*). *Florida Entomologist* 81(2), 171-178.

Farias, A.R.N. (1985) *Hyaliodes vitreus* (*Hemiptera: Miridae*), un predador de *Vatiga illudens* (Drake, 1773) (*Hemiptera: Tingidae*) em mandioca, na Bahia. *Revista Brasileira de Mandioca* 4(1), 123-124

Farias, A.R.N. (1987) Biologia de *Vatiga illudens* (Drake, 1922) (*Hemiptera: Tingidae*) em laboratório. *Revista Brasileira de Mandioca* 6(1), 17-19.

Farias, A.R.N. (1990a) *Especies de "Mosca Blanca": Situação Atual e Perspectiva de Controle*. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, Centro Nacional de Pesequisa em Mandioca e Fruticultura, Cruz das Almas, Bahia, Brazil, 9pp.

Farias A.R.N. (1990b) *O Mandorová da Mandioca. Problemas e Meios de Controle.* Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária/Centro Nacional de Pesequisa em Mandioca e Fruticultura, Cruz das Almas, Bahia, Brazil, 17pp.

Farias, A.R.N. (1994) Flutuação poblacional de *Aleurothrixus aepim* em mandioca, em São Miguel das Matas, Bahia. *Revista Brasileira de Mandioca* 13, 119-122.

Farias, A.R.N.; Sousa, J.D.S. & Silveira, J.R.S. (1991) Flutuação populacional de *Bemisia tuberculata* em Maragogipe, Bahia. *Revista Brasileira de Mandioca* 10(1-2), 103-107.

França, F.H.; Villas-Boos, G.L. & Branco, M.C. (1996) Occurrence of *Bemisia argentifolli* Bellow & Perring (*Homoptera: Aleyrodidae*) in the Federal District. Anais da Sociedad Entomologica do Brasil 25(2), 369-372.

Fregene, M.; Angel, F.; Gómez, R.; Rodríguez, F.; Chavarriaga, P.; Roca, W.; Tohme, J.; Bonierbale, M. (1997) A molecular genetic map of cassava (*Manihot esculenta* Crantz). *Theoretical Applied Genetics* 95, 431-441.

Frison, E.A. & Feliu, E., eds (1991) FAO/IBPGR *Technical Guidelines for the Safe Movement of Cassava Germplasm*. Food and Agriculture Organization of the United Nations, International Board of Plant Genetics Research, Rome, 48pp.

Froeschner, R.C. (1993) The Neotropical lace bugs of the genus *Vatiga* (*Heteroptera: Tingidae*), pests of cassava: New synonymies and key to species. In: *Proceedings Entomological Society of Washington* 95(3), 457-462.

Garcia, C.A. & Bellotti, A.C. (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, C.S. (1993) Effects of cassava intercropping and varietal mixtures on herbivore load, plant growth, and yield: applications for small farmers in Latin America. In: Altieri, M.A. (ed.) *Crop Protection Strategies for Subsistence Farmers*. Westview, Boulder, CO, pp. 5, 117-142.

Gold, C.S.; Altieri, M.A. & Bellotti, A.C. (1989a) Cassava intercropping and pest management: A review illustrated with a case study from Colombia. *Tropical Pest Management* 35(4), 339-344.

Gold, C.S.; Altieri, M.A. & Bellotti, A.C. (1989b) Effects of intercrop competition and differential herbivore numbers on cassava growth and yields. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. 26, 131-146.

Gold, C.S.; Altieri, M.A. & Bellotti, A.C. (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, C.S.; Altieri, M.A. & Bellotti, A.C. (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, C.S.; Altieri, M.A. & Bellotti, A.C. (1991) Survivorship of the cassava whiteflies, *Aleurotrachelus socialis* and *Trialeurodes variabilis* (*Homoptera: Aleyrodidae*) under different cropping systems in Colombia. *Crop Protection* 10, 305-309.

Henry, G. (1995) *Global Cassava Sector Constraints and Estimated Future R&D Benefits*. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia, 39pp.

Henry, G. & Gottret, M.V. (1995) *Global Cassava Sector Trends: Reassessing the Crop's Future*. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia, 45pp.

Hernández, M.P.; Bellotti, A.C.; Cardona, C.; Lapointe, S. & Pantoja, A. (1995) Organización y utilidad de una colección de insectos para referencia y trabajo de cuatro cultivos tropicales. *Revista Colombiana de Entomología* 21(1), 59-62.

Herren, H.R. & Neuenschwander, P. (1991) Biological control of cassava pests in Africa. *Annual Review of Entomology* 36, 257-283.

Herrera, J.C.; Van Driesche, R.G. & Bellotti, A.C. (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 Experimentali et Applicata* 50, 21-27.

Hershey, C.H. (1987) Cassava germplasm resources. In: Proceedings Cassava Breeding: A Multidisciplinary Review, Manila, (Philippines) March 4-7, 1985. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia, pp. 1-24.

Janzen, D.H. (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, D.H. (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. In: *Memorias Congreso Fitopatología, Biodiversidad, Micorrizas*, Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali. Asociación Colombiana de Fitopatología y Ciencias Afines, Cali, Colombia, pp. 136-137.

Lal, S.S. & Pillai, K.S. (1981) Cassava pests and their control in Southern India. *Tropical Pest Management* 27(4), 480-491.

Langewald, J.; Thomas, M.B.; Douro-Kpindon, O.K. & Lomer, C.J. (1997) Use of *Metarhizium flavoviride* for control of *Zonocerus variegatus*: A model linking dispersal and secondary infection from the spray residue with mortality in caged field samples. *Entomologia Experimentali et Applicata* 82, 1-8.

Leihner, D.E. 1983. Management and evaluation of intercropping systems with cassava. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia. 700 pp.

Le Ru, B. & Calatayud, P.A. (1994) Interactions between cassava and arthropod pests. *African Crop Science Journal* 2(4), 419-421.

Lohr, B. (1983) Biología, ecología, daño económico y control de Chilomima clarkei barrenador de la yuca. In: Reyes, J.A. (ed.) *Yuca: Control Integrado de Plagas*. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia, pp. 159-161.

Lohr, B. & Varela A.M. (1990) Exploration for natural enemies of the cassava mealybug, *Phenacoccus manihoti* (*Homopera: Pseudococcidae*), in South America for the biological control of this introduced pest in Africa. *Bulletin of Entomological Research* 80, 417-425.

Lomer, C.J.; Bateman, R.P.; Godonou, I.; Kpindou, D.; Shah, P.A. (1990) Field infection of *Zonocerus variegatus* following application of oil based formulation of *Metarhizium flavoviridae* conidia. *Biocontrol Science and Technolology* 3, 337-346.

Lozano, J.C. & Bellotti, A.C. (1985) Integrated control of diseases and pests of cassava. In: Cock, J.A. & Reyes, J.A. (eds) *Cassava: Research, Production and Utilization*. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia/United Nations Development Programme, pp. 575-585.

Lozano, J.C.; Bellotti, A.; Reyes, J.A.; Howler, R.; Leihner, D. (1981) *Field Problems in Cassava*, 2nd ed. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia, 205pp.

Maddison, P. (1979) *Pests Associated with Cassava in the Pacific Regions: Auckland Pacific Islands Pest Survey*. Entomology Division, Department of Scientific & Industrial Research, Auckland, 16pp.

Modder, W.W.D. (1994) Control of the variegated grasshopper *Zonocerus variegatus* (L.) on cassava. *African Crop Science Journal* 2(4), 391-406.

Montagnini, F. & Jordan, C.F. (1983) The role of insects in the productivity decline of cassava (*Manihot esculenta* Crantz) on a slash and burn site in the Amazon Territory of Venezuela. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 9, 293-301.

Múnera, D.F.; de los Ríos, J. & Bellotti, A.C. (1999) Patogenicidad sobre *Erinnys 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.

Munthali, D.C. (1992) Effect of cassava variety on the biology of *Bemisia afer* (Priesner & 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.

Ngeve, J.M. (1995) Progress report 1992-1994 on cassava regional research project for maize and cassava. Proceedings RRPMC/WECAMAN Joint Workshop, Cotonou, Benin, May 28–June 2, 1995, International Institute of Tropical Agriculture, Ibadan, Nigeria, pp. 1-15.

Ospina, B.; Smith, L. & Bellotti, A.C. (1999) Adapting participatory research methods for developing integrated crop management for cassava-based systems, Northeast Brazil. In: Fujisaka, S. (ed.) *Systems and Farmer Participatory Research*. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia, pp. 61-75.

Pegoraro, R.A. & Bellotti, A.C. (1994) Aspectos biológicos de *Pseudococcus mandio* Williams (*Homoptera: Pseudococcidae*) em mandioca. *Anais da Sociedad Entomologica do Brasil* 23(2), 203-207.

Polanía, M.A.; Calatayud, P.A. & Bellotti, A.C. (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.

Peña, J.E. & Waddill, V. (1982) Pests of cassava in South Florida. *Florida Entomologist* 65(1),143-149.

Porter, R.I. (1988) Evaluation of germplasm (*Manihot esculenta* Crantz) for resistance to the mealybug (*Phenacoccus herreni* Cox and Williams). PhD thesis dissertation, Cornell University, Ithaca, NY, 117p.

Renvoize, B.S. (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. MSc thesis, Institute of Ecological and Molecular Biology, Section of Zoology, The Royal Veterinary and Agricultural University, Copenhagen, 167pp.

Riis, L. (1997) Behaviour and population growth of the burrower bug, *Cyrtomenus bergi* Froeschner: Effects of host plants and abiotic factors. PhD thesis, Royal Veterinary Agricultural University, Copenhagen,167pp.

Riis, L.; Bellotti, A.C. & Vargas, O. (1995) The response of a polyphagous pest (*Cyrtomenus bergi* Froeschner) to cassava cultivars with variable HCN content in root parenchyma and peel. In: *Proceedings, Second International Scientific Meeting of the Cassava Biotechnology Network*, 22-26 August, 1994. Bogor, Indonesia. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia, pp. 501-509.

Salick, J. (1983) Agroecology of the cassava lacebug. PhD thesis, Cornell University, Ithaca, NY, 152pp.

Samways, M.J. (1980) O complexo de artropodas da mandioca (*Manihot esculenta* Crantz) em Lavras, Minas Gerais, Brasil. *Anais da Sociedad Entomologica do Brasil* 9(1), 3-10.

Schmitt, A.T. (1983) Ocorrência de inimigos naturais de *Erinnyis ello* (L.) no estado de Santa Catarina. *Revista Brasileira de Mandioca* 2(2), 59-62.

Schmitt, A.T. (1988) Uso de *Baculovirus erinnyis* para el control biológico del gusano cachón de la yuca. *Yuca Boletín Informativo* (Colombia) 12, 1-4.

Schulthess, F. (1987) The interactions between cassava mealybug (*Phenacoccus manihoti* Mat-Ferr.) populations as influenced by weather. PhD thesis, Swiss Federal Institute of Technology, Zurich,136pp.

Skovgård, 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, A.C. (1996) Successful biocontrol projects with emphasis on the Neotropics. In: *Proceedings Cornell Communications Conference on Biological Control*, April 11-13, 1996, Cornell University. Cornell University Press, Ithaca, NY,12pp. (http://www.nysaes.cornell.edu/ent/bcconf/talks/bellotti.html).

Thresh, J.M.; Fargette, D. & Otim-Nape, G.W. (1994) Effects of African cassava mosaic geminivirus on the yields of cassava. *Tropical Science* 34, 26-42.

Toye, S.A. (1982) Studies on the biology of the grasshopper pest *Zonocerus variegatus* (L.) (*Orthoptera: Pyrgomorphidae*) in Nigeria; 1911-1981. *Insect Science and its Application* (1), 1-7.

Urias López, M.A.; Bellotti, A.C.; Bravo Mojica, H. & Carrillo Sánchez, J.L. (1987) Impacto de insecticidas sobre tres parasitoides de *Erinnyis ello* (L.), gusano de cuerno de la yuca. *Agrociencia* 67, 137-146.

Van Driesche, R.G.; Castillo, J.A. & Bellotti, A.C. (1988) Field placement of mealybug-infested potted cassava plants for the study of parasitism of *Phenacoccus herreni*. *Entomologia Experimentali et Applicata* 46, 117-123.

Van Driesche, R.G.; Bellotti, A.C.; Castillo, J.A. & Herrera, C.J. (1990) Estimating total losses from parasitoids for a field population of a continuously breeding insect, cassava mealybug, *Phenacoccus herreni* (*Hemoptera: Pseudococcidae*) in Colombia, S.A. *Florida Entomology* 73, 133-143.

Van Schoonhoven, A. (1974) Resistance to thrips damage in cassava. *Journal of Economic Entomology* 67, 728-730.

Vargas, O. & Bellotti, A.C. (1981) Pérdidas en rendimiento causadas por moscas blancas en el cultivo de la yuca. *Revista Colombiana de Entomología* 7(1–2),13-20.

Vargas, H.O. & Bellotti, A.C. (1984) Pérdidas en rendimiento causadas por *Phenacoccus herreni* Cox and Williams en dos clones de yuca. *Revista Colombiana de Entomología* 10, 41-46.

Vides, O.L.; Sierra, O.D.; Gómez, H.S. & Palomino, A.T. (1996) *El barrenador del tallo de la yuca Chilomima clarkei (Lepidoptera: Pyralidae) en el CRECED Provincia del Río*. Boletín CORPOICA, Santa Fe de Bogotá, Colombia, 12pp.

Villegas, G.A. & Bellotti, A.C. (1985) Biología, morfología y hábitos de *Lagocheirus araneiformis* Linne (*Coleoptera: Cerambycidae*) barrenador de la yuca en Palmira, Valle del Cauca. *Acta Agronómica* 35(4), 56-67.

Williams, D.J. (1985) *Pseudococcus mandio* sp. (*Hemiptera: Pseudococcidae*) on cassava roots in Paraguay, Bolivia and Brazil. *Bulletin of Entomological Research* 75, 545-547.

Williams, D.J. & Granara de Willink, M.C. (1992) Mealybugs of Central and South America. CAB International, Wallingford, UK, 635pp.

Yaninek, J.S. (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, J.S. & 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 Organisation./International Institute of Tropical Agriculture, Contonou, Benin, July 7–11, 1986. International Institute of Tropical Agriculture, Ibadan, Nigeria, pp. 59-66.

Yaninek, J.S. & Herren, H.R. (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, J.S.; Mégev, B.; de Moraes, G.J.; 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, J.S.; Onzo, A. & Ojo, J.B. (1993) Continent-wide releases of Neotropical phytoseiids against the exotic cassava green mite in Africa. *Experimental Applied Acarology* 17(1/2), 145-160.

Yaninek, J.S.; 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.

13. Agradecimientos

Las siguientes personas han contribuído con el contenido y preparación de este artículo:

Josefina Martínez
Bernardo Arias
Ana Milena Caicedo
Elsa Liliana Melo
Carlos Julio Herrera
José María Guerrero
María Elena Cuéllar
María del Pilar Hernández
María Ximena Escobar
Martha Liliana García