

**ESTUDIO DE LA BIOLOGÍA DE *Ceraeochrysa claveri* (Neuroptera:
Chrysopidae) ALIMENTADA CON DOS TIPOS DE PRESA EN CONDICIONES
DE LABORATORIO**

LUZ PAOLA VELÁSQUEZ GRISALES

CENTRO INTERNACIONAL DE AGRICULTURA TROPICAL

**UNIVERSIDAD DE CALDAS
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
PROGRAMA DE AGRONOMIA**

2004

**ESTUDIO DE LA BIOLOGÍA DE *Ceraeochrysa claveri* (Neuroptera:
Chrysopidae) ALIMENTADA CON DOS TIPOS DE PRESA EN CONDICIONES
DE LABORATORIO**

LUZ PAOLA VELÁSQUEZ GRISALES

Director

ANTHONY BELLOTTI Ph. D.

Entomologo

**Lider – Unidad Manejo Integrado de Plagas y Enfermedades
CIAT**

Trabajo realizado como pasantia de X semestre

CENTRO INTERNACIONAL DE AGRICULTURA TROPICAL

UNIVERSIDAD DE CALDAS

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

PROGRAMA DE AGRONOMIA

2004

TABLA DE CONTENIDO

	Pág.
INTRODUCCIÓN	1
1. REVISION DE LITERATURA	3
1.1 EL CULTIVO DE LA YUCA Y SU IMPORTANCIA	3
1.2 PLAGAS QUE ATACAN EL CULTIVO DE LA YUCA	4
1.3 GENERALIDADES SOBRE LAS MOSCAS BLANCAS	5
1.4 BIOLOGÍA Y HÁBITOS DE LA MOSCA BLANCA	7
1.5 DAÑO CAUSADO POR LA MOSCA BLANCA	9
1.6 TIPOS DE CONTROL DE MOSCA BLANCA	11
1.6.1 Control por resistencia varietal (RPH).	11
1.6.2 Control químico	12
1.6.3 Control biológico	13
1.6.4 Control microbiológico.	14
1.6.5 Control con manejo del cultivo.	15
2. CARACTERISTICAS DE LA FAMILIA CHRYSOPIDAE	16
2.1 DISTRIBUCIÓN DE <i>CHRYSOPAS</i> EN COLOMBIA	17
2.2 ESTADOS DE DESARROLLO	17
2.3 ESPECIES DE CHRYSOPAS	18
2.3.1 <i>Chrysoperla carnea</i>	18
2.3.2 <i>Chrysoperla externa</i>	21
2.3.2.1 Ciclo de vida de <i>Chrysoperla externa</i> (Hagen).	21
2.3.2.2 Capacidad de predacion de <i>Chrysoperla externa</i> .	22
2.3.3 <i>Ceraerochrysa cincta</i>	23
2.3.3.1 Capacidad de predación de <i>Ceraerochrysa cincta</i> .	23
2.3.4. <i>Chrysoperla rufilabris</i>	23

3.	METODOLOGÍA	25
3.1	LOCALIZACIÓN	25
3.2	ESTABLECIMIENTO DEL ENSAYO	25
3.3	VARIABLES EVALUADAS	26
3.4.	ANÁLISIS DE LA INFORMACION	26
4.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	27
5.	BIBLIOGRAFÍA	30

RESUMEN

A pesar de que *Ceraerochrysa claveri* es un predador importante, se conoce poco de su biología y del control que puede ejercer sobre poblaciones de mosca blanca *Aleurotrachelus socialis*. Con el fin de obtener los fundamentos necesarios para avanzar en su manejo se cuantificó el ciclo de vida de *C. claveri* observando los huevos en viales bajo condiciones controladas e igualmente las ninfas mantenidas en viales con dos tipos de presa (Huevos de *Sitotroga cerealella* y ninfas de I instar de *Aleurotrachelus socialis*). La duración del estado de huevo de *C. claveri* fue de 4.3 y 4.5 días con ninfas de I instar de *A. socialis* y huevos de *S. cerealella* respectivamente; Las larvas que consumieron ninfas de I instar de *A. socialis* tuvieron una duración de 16.5 días, y 9 días para las que se alimentaron con huevos de *S. cerealella*. El estado de prepupa tuvo una duración de 2 y 4.2 días con ninfas de I instar de *A. socialis* y huevos de *S. cerealella* respectivamente, los individuos que se alimentaron con ninfas de I instar de *A. socialis* no llegaron al estado de pupa en tanto que los alimentados con huevos de *S. cerealella* tuvieron una duración de 14 días antes de alcanzar el estado de adulto. Bajo las condiciones del ensayo, la duración de huevo a pupa para *C. claveri* fue de 22.8 días alimentada con ninfas de I instar de *A. socialis*, difiriendo al ser alimentada con huevos de *S. cerealella* con una duración de 31.7 días hasta el estado de prepupa, por lo que se observa un ciclo más largo con la presa *A. socialis*.

SUMMARY

Although *Ceraerochrysa claveri* is an important predator, little is known its biology and the control that can exert on populations of white fly *Aleurotrachelus socialis*. With the purpose of obtaining the foundations necessary to advance in its handling I also quantify the cycle life of *C. claveri* observing eggs in viales under controlled conditions and the nymphs maintained in viales with two types of prey (eggs of *Sitotroga cerealella* and nymphs of I to instar of *Aleurotrachelus socialis*). The duration of the egg state of *C. claveri* was of 4,3 and 4,5 days with nymphs of I respectively to urge of *A. socialis* and eggs of *S. cerealella*; The larvae that consumed nymphs of I to instar of *A. socialis* lasted of 16,5 days, and 9 days for which they fed with eggs on *S. cerealella*. The state of prepupa lasted of 2 and 4,2 days with nymphs of I to instar of *A. socialis* and eggs of *S. cerealella* respectively, the individuals that that they were fed with nymphs of I to instar of *A. socialis* did not arrive al been from pupa in as much that fed with eggs of *S. cerealella* lasted of 14 days before to reach the adult state. Under the conditions of the laboratory, the duration of egg to pupa for *C. claveri* was of 22,8 days fed with nymphs of I to instar of *A. socialis*, deferring to the being fed with eggs of *S. cerealella* with a duration of 31,7 days until the state of prepupa, reason why a long cycle but with the prey *A socialis* is observed.

INTRODUCCION

En continentes como América, África y Asia el cultivo de yuca (*Manihot esculenta* crantz) es de gran importancia por su gran contribución a la seguridad alimentaría de pequeños agricultores de zonas marginadas donde predominan los suelos ácidos, pobres y largos periodos de sequía. Si bien el principal producto económico son sus raíces, las hojas de la yuca también tienen un excelente potencial y son extensivamente utilizados en África y Asia, ya sea para la alimentación humana o animal (FAO Y FIDA, 2000).

Son diversos los problemas que enfrenta el cultivo. Un buen número de insectos se alimenta de esta planta, como el caso en Colombia de las especies de las “moscas blancas” *Aleurotrachelus socialis* Bondar junto con *Bemisia tuberculata* Bondar y *Trialeurodes variabilis* Quitance, que afectan el rendimiento hasta en un 79% (Arias, 1995). En general las moscas blancas han sido las responsables de grandes pérdidas en varias especies vegetales en el ámbito mundial, siendo sus daños doblemente perjudiciales, primero porque se alimentan directamente de los fluidos de las hojas y segundo porque propician un crecimiento fungoso llamado fumagina que reduce el área fotosintética (CIAT, 1986).

Ante la importancia que representa el cultivo de yuca para la subsistencia de muchas familias, se deben buscar alternativas dentro de un manejo integrado que garantice el manejo de las plagas y el equilibrio de los agroecosistemas; entendiéndose esto, el control biológico surge como una herramienta promisoría para el control de las “moscas blancas”, si se tiene en cuenta su gran variabilidad genética, su adaptabilidad a diversos ambientes y su resistencia a los insecticidas más usados para su control (Buitrago, 1992 y Gerling, 1990)

Dentro del control biológico se encuentran los enemigos naturales siendo muy eficaces en el manejo de plagas, por lo cual se deben evaluar y preservar para que puedan ejercer eficientemente sus acciones reguladoras de poblaciones de insectos plaga, además se debe conocer las interacciones de los enemigos naturales con sus presas y hospederos, de esta manera la acción de dichos organismos será más eficiente (GOLD 1987). Tal es el caso del orden Neuróptera donde la mayoría de sus especies son depredadoras, siendo la familia Chrysopidae la más representativa del orden (Núñez, 1998). Así *Ceraerochrysa claveri* (Neuroptera: Chrysopidae) se perfila como predador de estados inmaduros de *Aleurotrachelus socialis*, sin embargo para desarrollar un programa de control biológico aplicado, se requiere bastante investigación básica y continua para entender bien la relación que existe entre el cultivo, las plagas, los enemigos y el medio ambiente o agro-ecosistema. Estos estudios incluyen: exploraciones, taxonomías, biología, ecología, predación y parasitismo, cría, liberaciones, y el impacto de los enemigos naturales sobre la plaga (Bellotti, 1991).

Por las anteriores razones, en este trabajo se plantearon los siguientes objetivos:

- Determinar la biología mediante el ciclo de vida de huevo a emergencia de adulto de *Ceraeochrysa claveri* en condiciones de laboratorio.

- Determinar la duración en días de todos y cada uno de los estados biológicos de *C. claveri*.

- Mantener la cría de *C. claveri* el tiempo adecuado, garantizando así los huevos suficientes para la realización de la biología del insecto.

1. REVISIÓN DE LITERATURA

1.1 EL CULTIVO DE LA YUCA Y SU IMPORTANCIA

Se cree que el área de origen de la yuca es en las Américas, y que fue introducida a África en el año 1500 en la época del movimiento de los esclavos y mas o menos un siglo después en Asia. Aunque esta definido el continente de origen, su punto exacto es muy discutido y se tienen varias hipótesis, una plantea que es en zonas pertenecientes a Brasil, Paraguay, Argentina y el Sur de la Amazonía, otra dice ser de América Central, Yucatán y el área de México; y la tercera indica que el área de origen es el norte de la zona Amazónica, en Colombia y Venezuela (Bellotti, 1991),

En la actualidad la yuca se constituye en el elemento básico en la dieta de alrededor de 500 millones de personas (FAO Y FIDA, 2000). Después del arroz, la caña y el maíz, la yuca es el cuarto recurso más rico en carbohidratos para el consumo humano en el trópico (Bellotti et al, 1999).

Actualmente, la yuca es un cultivo muy importante en regiones tropicales, que van desde el nivel del mar hasta los 1800 m.s.n.m, se caracteriza por su gran diversidad de usos, tanto sus raíces como sus hojas pueden ser consumidas por humanos y animales, de maneras muy variadas. Los productos de la yuca también pueden ser utilizadas por la industria, principalmente a partir de su almidón (FAO / FIDA, 2000). Se adapta bien en suelos de mala calidad, ácidos e infértiles, a diversos regímenes pluviométricos y a períodos prolongados de sequía, ya que se han obtenido altos rendimientos con precipitaciones menores de 1000 mm/año y temperaturas de aproximadamente 28⁰C (Cock y Rosas, 1975; Cock y Howeler, 1978 y Cadavid L., 1983). Es resistente a plagas y enfermedades, tolerante a suelos ácidos (predominantes en la mayoría de las

sabanas tropicales del mundo), así como flexibilidad en cuanto al momento de la plantación y cosecha (Ospina y Ceballos, 2002).

La producción mundial de yuca esta en aproximadamente 160 millones de toneladas en promedio, teniéndose como mayor productor África con el 54% de la producción, seguido por Asia con un 28% y América Latina y el Caribe con un 17%. En América Latina y el Caribe, después de Brasil con 23.5 millones de toneladas, los mayores productores de yuca son: Paraguay con 2.9 y Colombia con 1.8, otros 2.8 (Corporación Colombia Internacional, 1999). La yuca cubre aproximadamente 16.6 millones de hectáreas, con un rendimiento promedio de 9.9 ton/año; Aproximadamente el 57% se usa para consumo humano, el 32% para consumo animal e industrial y el restante 11% es desperdiciado (Bellotti, et., al., 1999). En Colombia se cultivan aproximadamente 200.000 ha, constituyéndose en un cultivo tradicional realizado principalmente por pequeños agricultores con rendimientos promedios de 10 ton/ha (CIAT, 1994).

La yuca se caracteriza por su gran diversidad de usos. Tanto sus raíces como sus hojas pueden ser consumidas por humanos y animales de manera muy variada. Los productos de la yuca también pueden ser utilizados por la industria, principalmente a partir de su almidón (Ospina y Ceballos, 2002).

1.2 PLAGAS QUE ATACAN EL CULTIVO DE LA YUCA

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 periodos de sequía, donde la única fuente de alimento disponible es la yuca.

El primer grupo incluye el complejo de ácaros (*Phenacoccus 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*), escamas (*Aonidomytilus albus*), trips (*Frankliniella williamsi* y *Scirtothrips manihoti*) y las agallas (*Jattrophobia brasiliensis*).

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, 2000).

El mismo autor afirma que desde el punto de vista del control biológico el área de origen de un cultivo es importante, y en este caso especialmente el cultivo de la yuca, dado que es el área de mayor diversidad genética del cultivo, donde normalmente se encuentra el mayor número de especies de plagas y también donde se encuentran los enemigos naturales más importantes

1.3 GENERALIDADES SOBRE LAS MOSCAS BLANCAS

Las “moscas blancas” son plagas tanto de plantas ornamentales como de diversos cultivos. En el agroecosistema de yuca (*Manihot esculenta* Crantz), se han encontrado varias especies de “mosca blanca” con importancia económica baja, media y alta, distribuidas en América, África y en menor grado en Asia (Bellotti y Vargas, 1986).

Las especies de mosca blanca varían en su relación con las plantas hospedantes, algunas son relativamente específicas y otras son altamente polífagas. Puede ser que estas diferencias hayan sido causadas por el desarrollo de estrategias de control inadecuadas (Mound, 1993).

Aleurotrachelus socialis es la especie predominante en la zona norte de América del Sur, donde causa considerables daños al cultivo de yuca (Farias, 1994).

Según Trujillo (2000), en Colombia la especie predominante en las diferentes regiones naturales es *A. socialis*, a excepción de la región Andina donde predomina *Trialeurodes* sp. (posible *T. Variabilis*).

Vargas y Bellotti (1981), mediante muestreo determinaron la existencia de las 3 especies de “mosca blanca” atacando la yuca en Colombia. El 92.6% correspondió a la especie *A. socialis*, 46% a *T. variabilis* y 2.8% a *B. tuberculata*.

Estudios realizados por Castillo (1996), en tres regiones de Colombia (Andina, Costa Atlántica, y Llanos Orientales), indican que del total de 322.279 moscas blancas colectadas en estados inmaduros de las diversas localidades; *A. socialis* fue la especie más abundante con 276.000 individuos, siguiendo en su orden *T. variabilis* con 35.555 individuos, *B. tuberculata* con 10.612, *Trialeurodes* sp y *Aleuroglandulus malangae* Russell como especies en menor cantidad.

En los últimos seis años de la década de los 90, en Colombia, la especie *A. socialis* ha causado grandes epizootias alarmando a los agricultores de ciertas regiones del país (norte del departamento del Cauca, sur del Valle del Cauca, Tolima y parte de la Costa Atlántica) (Arias, 1995)

La condición de plagas de muchas especies de moscas blancas ha sido adquirida en gran parte por la destrucción de sus enemigos naturales como resultado del

control químico y también por la ausencia de estos enemigos en lugares donde las moscas blancas han sido introducidas accidentalmente (Castillo, 1996).

1.4 BIOLOGÍA Y HÁBITOS DE LA MOSCA BLANCA

Las moscas blancas pertenecen al orden Homóptera y a la familia Aleyrodidae, la cual comprende 1156 especies en 126 géneros. La familia Aleyrodidae tiene 3 sub-familias: Aleurodicinae, Aleurodinae y Udamoselinae (Mound y Halsey, 1978 citado por Vargas y Bellotti, 1981).

Las moscas blancas tienen seis estados de desarrollo, el huevo, el primer instar ninfal o Crawler, dos instares ninfales sesiles (2do y 3er instar), pupa o 4to instar ninfal, y adulto o estado imago. El termino ninfa es usado para denotar los primeros tres estados inmaduros y el termino pupa para denotar el ultimo estado inmaduro (Gerling, 1990).

Las hembras de *Aleurotrachelus socialis* ovipositan huevos individuales, que tienen forma de banano, sobre el envés de las hojas apicales (Bellotti, 2000).

El huevo de *A. socialis* esta rodeado de un polvillo blanco que secretan los adultos por sus glándulas abdominales (Bellotti y Vargas, 1986).

La ninfa de *A. socialis* en el primer instar es pequeña y translúcida, de color amarillento y de forma ovalada y más bien en alto relieve con bordes gruesos. El primer instar de *A. socialis* se caracteriza por la presencia de 8 poros dorsales, la ninfa mide 0.233 mm de largo por 0.118 mm de ancho. En este estadio es en el único en que ocurre desplazamiento de las ninfas pero generalmente se fija cerca del corión y no abandona la hoja sobre la cual ha emergido (Arias, 1995).

La ninfa de primer instar de *A. socialis* posee 8 poros que corresponden a igual número de glándulas abdominales. A partir del segundo día la ninfa secreta por dichos poros una sustancia cerosa que adquiere forma de papilas que son la principal característica para diferenciar este instar (Bellotti y Vargas, 1986)

El cambio al segundo instar se evidencia por la presencia de la exuvia del primer instar sobre la nueva cutícula, esta nueva ninfa es de color mas oscuro, inmóvil y su cuerpo quitinizado esta rodeado de una sustancia blanca, cerosa secretada por los poros laterales (Bellotti y Vargas, 1986).

La identificación de los géneros de Aleyrodidae se basa en la estructura del cuarto instar ninfal, que en este caso es llamado pupa y no en la estructura de los adultos (Mound y Halsey 1978)

En Colombia, CIAT 1986 ha investigado aspectos relacionados con la biología y hábitos de *A. socialis* indicando que el tiempo total de duración de huevo hasta adulto es de 34 a 47 días.

Estudios realizados por Arias (1995), indican que la duración en días de los estados de desarrollo de *A. socialis* en yuca son: huevo 10.2 días, ninfa 1, 5.1 días, ninfa 2, 3.4 días, ninfa, 3 4.1 días y pupa 10.1 días.

Los adultos se encuentran en mayor número en los cogollos y se detectan al sacudir las plantas. Las ninfas se ubican en el envés de las hojas de la parte media y baja de la planta. Cuando las poblaciones de *A. socialis* son altas las hojas se observan casi totalmente cubiertas de los estados inmaduros del insecto, lo que hace que el envés se vea blanco. Estudios de oviposición de las hembras de *A. socialis* indican que una hembra llega a colocar, aproximadamente, hasta 224 huevos (Bellotti, 2000)

La investigación que se ha hecho en el neotropico se ha concentrado en *A. socialis* y en *A. aepim*. Las poblaciones de ambas especies aumentan durante la época seca, pero pueden presentarse durante todo el ciclo de cultivo (Gold et al., 1991 citado por Ospina y Ceballos, 2002).

1.5 DAÑO CAUSADO POR LA MOSCA BLANCA

Las moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) se alimentan directamente de la planta de yuca y sirven de vectores de los virus que la atacan. Causan, por tanto, daños significativos a este cultivo en los agroecosistemas de América, África y, en menor grado, de Asia (Bellotti et al., 1994)

La producción de estacas para la siembra, el rendimiento y la calidad de raíces en el cultivo de la yuca pueden ser afectados por la mosca blanca, ya que esta causa daños tanto directos como indirectos, en los estados de ninfa y adulto (Trujillo, 2000).

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 (Bellotti, 2000).

Tanto las ninfas como los adultos de las moscas blancas, se alimentan de la savia de la planta de yuca y matan los tejidos mediante inserción del estilete e inyectando saliva. En infestaciones altas causan debilitamiento de la planta, caída de las hojas y reducción en el crecimiento. Daño adicional se produce por la excreción de abundante miel que cubre la superficie de la hoja y permite el desarrollo de hongos como la fumagina (Castillo, 1996).

Estudios realizados en el CIAT sobre los daños ocasionados por las moscas blancas estiman que de las pérdidas en rendimiento un 77% se debe al efecto de

la alimentación directa y un 23% a los efectos de la fumagina (Bellotti y Vargas, 1986)

Para el caso de *A. socialis*, existe una correlación entre la duración de su ataque y las pérdidas en producción de raíces, es decir infestaciones de 1, 6 y 11 meses, resultaron en un 5%, 42% y 79% de reducción en el rendimiento respectivamente. (Vargas y Bellotti, 1981).

Mediante la observación de las características de daño y la población del insecto, se han establecido escalas de evaluación que han permitido calificar y seleccionar cultivares con algún grado de resistencia a *A. socialis* en el cultivo de la yuca. (Tabla 1 y 2)

Tabla 1. Escala de población para todos los estados biológicos de *A. socialis* en yuca. CIAT.

Adultos y huevos de <i>A. socialis</i>		Ninfas y “pupas” <i>A. socialis</i>	
Grado	Población	Grado	Población
1	Limpio	1	Limpio
2	1 – 50	2	1 – 200 indiv.
3	51 – 200	3	201 – 500
4	201 – 500	4	501 – 2000
5	501 – 1000	5	2001 – 4000
6	> 1000	6	>4000

Fuente: CIAT, 1996 y Arias, 1995.

Tabla 2. Escala de síntomas de Daño Ocasionado por *A. socialis* en yuca. CIAT.

Grado de daño	Síntomas de la planta
1	Cogollo sano
2	Ligera flacidez en las hojas del cogollo; todavía verdes.
3	Iniciación de encrespamiento del borde de las hojas hacia arriba y abajo.
4	Encrespamiento severo, presencia del moteado verde-amarillento en el cogollo y hojas medias. Exudado azucarado.
5	Además presencia fuerte de fumagina, algunas hojas secas y tallos delgados. Volcamiento y rebrotes.
6	Plantas muerta.

Fuente: CIAT, 1996 y Arias, 1995.

1.6 TIPOS DE CONTROL DE MOSCA BLANCA

La yuca por ser un cultivo generalmente de subsistencia, de período vegetativo largo (8 – 15 meses) y con un margen bajo de utilidades, hace que el uso de plaguicidas para el control de insectos y ácaros sea antieconómico, además de los efectos adversos que causan al medio ambiente. Ante esto se tiene que los métodos mas factibles de control estén referidos a la resistencia varietal, el control biológico y practicas culturales o alguna combinación de estos (Bellotti et al., 1987).

1.6.1 Control por resistencia varietal (RPH). La resistencia planta hospedera (RPH) es uno de los métodos cuya aceptación ha aumentado para complementar las practicas de control de plagas; con ella se reduce la contaminación ambiental y otras desventajas que presenta el excesivo uso de plaguicidas químicos. Inicialmente las investigaciones sobre el control de la mosca blanca en cultivos de

yuca en el neotrópico hicieron énfasis en sus actividades RPH y en las prácticas de cultivo (Bellotti, 2000).

La resistencia varietal ofrece una opción estable, de bajo costo y de larga duración para mantener controladas las poblaciones de mosca blanca. La resistencia a la mosca blanca es rara en los cultivos, aunque han sido identificadas buenas fuentes de resistencia y se están desarrollando híbridos resistentes altamente productivos. Los estudios sobre RPH se iniciaron en el CIAT hace más de 15 años y han permitido evaluar sistemáticamente más de 6000 variedades de yuca del banco de germoplasma, respecto a la resistencia a la mosca blanca (CIAT, 1999). Estos resultados han permitido identificar varias fuentes de resistencia principalmente a *A. socialis*, destacándose la variedad MEcu 72 que ha expresado alta resistencia y variedades con resistencia moderada a alta como: MEcu 64, MPer 335, MPer 415, MPer 317, MPer 216, MPer 221, MPer 265 y 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 estas observaciones requieren de investigaciones en el futuro (CIAT, 1992; Bellotti et al., 1999)

1.6.2 Control químico. Estudios realizados en CIAT buscando diferentes alternativas de control dentro de un manejo integrado de *A. socialis* evaluó en condiciones de campo el efecto de la aplicación foliar de diferentes insecticidas como: imidacloprid, buprofezin, carbosulfan, tiametoxan, diafentiuron y piriproxifen. La aplicación foliar con tiametoxan e imidacloprid presentó los valores de población más bajos para adultos, huevos y ninfas comparados con el testigo. Además fueron evaluadas diferentes dosis, formas y épocas de aplicación de imidacloprid: remojo de la semilla en la siembra y emergencia de la primera hoja e inmersión de la semilla antes de la siembra, reforzando con aplicaciones foliares. Cuando se utilizó imidacloprid a la siembra en inmersión o remojo de la semilla, se protegió el cultivo entre 45 y 60 días. Todos los tratamientos mostraron poblaciones menores de adultos, huevos y ninfas respecto al testigo. Indicando

que utilizar insecticidas al inicio del cultivo retrasa la aparición de la plaga y reduce el nivel de población de *A. socialis* (Holguín y Bellotti, 2002).

1.6.3 Control biológico. El control biológico es un componente básico en cualquier programa de manejo integrado de plagas por lo cual su estudio detallado es fundamental (Lopez et al., 2001).

Recientemente se ha trabajado mucho en la identificación de enemigos naturales y en la evaluación de su acción en un contexto de manejo integrado de plagas (MIP) en yuca (Bellotti, 2000).

Las especies más conocidas atacando moscas blancas pertenecen a los géneros *Encarsia* y *Eretmocerus* (Hymenoptera: Aphelinidae), y *Amitus* (Hymenoptera: Platygasteridae) entre los parasitoides, y al género *Delphastus* (Col. Coccinellidae) como el grupo depredador mas común (Castillo, 1996).

Se han identificado algunos parásitos y depredadores que sirven como agentes de control biológico de las moscas blancas. En poblaciones de *A. socialis* se han encontrado pupas parasitadas por 2 himenopteros: *Amitus aleurodinus* y *Eretmocerus aleurodiphaga*. El porcentaje de parasitismo observado es del 56.12%, en 6.000 pupas recolectadas en inmediaciones del CIAT Palmira, Armenia y Caicedonia en Colombia (Vargas y Bellotti, 1981).

Según Lopez et al., (2001) como depredadores de *T. Vaporariorum*, *B. tabaci* (biotipos A y B), *A. socialis*, *T. Variabilis*, y *B. tuberculata*, se determinaron dos especies del gnero *Delphastus*, una del género *Nephaspis*, una del género *Hyperaspis* (Coleoptera: Coccinellidae), una del género *Chrysopa* (Neuroptera: Chrysopidae), y una del género *Geocoris* (Hemiptera: Lygaeidae), así mismo se encontraron algunas especies de arañas consumiendo adultos de mosca blanca atrapados en sus telarañas.

Algunos benéficos presentan una distribución más amplia en el país que otros; es el caso de los depredadores *Delphastus pusillus* y *Chrysopa sp.*, afectando poblaciones de las moscas blancas *T. Vaporariorum* y *B. tabaci* (biotipoB), y *A. socialis*; con niveles de predación que sugieren que estos organismos benéficos pueden ser eficientes controladores en campo.

Según los mismos autores, los insectos depredadores *Chrysopa sp.*, *Delphastus pusillus* y el parasitoide *Encarsia nigricephala* se encuentran distribuidos en la mayoría de las regiones agrícolas de Colombia.

Según Debach (1977), para que el control biológico funcione totalmente, es absolutamente esencial la conservación efectiva de los enemigos naturales establecidos. El procedimiento incluye el manejo del medio ambiente para favorecer a los enemigos naturales establecidos.

El mismo autor afirma que en el control biológico se distinguen tres estrategias que incluyen la conservación de los enemigos naturales nativos, el incremento de poblaciones de especies con potencial como controladoras y la introducción de especies evaluadas en otras regiones y que hayan mostrado ser eficientes.

1.6.4 Control microbiológico. En condiciones de laboratorio se han evaluado tres hongos entomopatógenos que atacan la mosca blanca a nivel mundial: *Beauveria bassiana*, *Verticillium lecanii* y *Metarhizium anisopliae*. Estos hongos no se han encontrado en Colombia como parásitos naturales, sin embargo, se observó que *B. bassiana* causa una mortalidad de 28%, 55% y 39% en ninfas de primero, segundo y tercer instar de *A. socialis*, respectivamente. El segundo instar fue el más susceptible en condiciones de laboratorio. *B. bassiana* y *M. anisopliae* causaron en la plaga una mortalidad de 18.1% y 18.8% respectivamente, cuando se aplicaron en la mañana, y de 12.4% y 5.7% cuando se aplicaron en la tarde (Sánchez y Bellotti, 1997)

Alean (2003) evaluó la patogenicidad de varios aislamientos de los hongos entomopatógenos *Beauveria bassiana*, *Verticillium lecanii* y *Paecilomyces fumosoroseus* sobre los diferentes estados de desarrollo de *A. socialis*. La cepa CIAT 215 de *V. lecanii* presentó la mayor mortalidad, superior al 50%, sobre todos los estados de desarrollo del insecto y una mortalidad de 67.3% en promedio. Este fue seguido por el aislamiento CIAT 212 de *P. fumosoroseus* y CIAT 217 de *B. bassiana* con 48.5% y 47.2% de mortalidad, respectivamente. Los testigos presentaron una mortalidad promedio del 16%, inferior a todas las cepas evaluadas. De los cinco estados de desarrollo de *A. socialis* evaluados, el aislamiento CIAT 215 de *V. lecanii* presentó los porcentajes de mortalidad más altos sobre huevos próximos a eclosionar (84.1%) y ninfas de II instar (72.0%). Los demás estadios presentaron mortalidades de 61.5% para ninfas de IV instar, 60.4% ninfas de I instar y 58.5% ninfas de III instar.

1.6.5 Control con manejo del cultivo. La asociación de yuca con caupi reduce la población de huevos de *Aleurotrachelus socialis* y *Trialeurodes variabilis* si es comparada ésta con la del monocultivo; efectos que fueron residuales y continuaron hasta 6 meses después de la cosecha. Las pérdidas en producción yuca/maíz, del monocultivo de yuca y de una mezcla de sistemas de cultivo fueron, aproximadamente, de 60%; en el sistema yuca/frijol, las pérdidas en producción fueron solo del 12% (Gold et al., 1989). La asociación con maíz no redujo la población de huevos (Gold, 1993), indicándonos que esta técnica tiene éxito cuando depende de las especies intercaladas; aunque esto limita la efectividad y la aceptación de la práctica por los agricultores, representa una reducción de la población de plagas entre los pequeños agricultores (Bellotti, 2000).

2. CARACTERISTICAS DE LA FAMILIA CHRYSOPIDAE

La mayoría de las especies del orden Neuróptera son depredadoras; en casi todos los Neurópteros las larvas poseen mandíbulas largas y curvadas que actúan como pinzas para agarrar y atravesar sus presas y succionar sus fluidos corporales (Debach, 1977)

Una de las familias más importantes en la lucha biológica contra insectos plaga es la *Chrysopidae* atacando muchas plagas agrícolas, como cochinillas, pseudococcus, pulgones, moscas blancas, ácaros y otras (Debach, 1977).

La familia Chrysopidae es la más importante de todos los depredadores de este orden. Actualmente se consideran los agentes biológicos decisivos para el control de plagas insectiles, habiéndose difundido su utilización en cultivos comerciales, invernaderos y jardines (Núñez, 1998).

Algunos de los géneros de mayor importancia reportados como controladores biológicos a nivel mundial son: *Chrysopa*, *Italochrysa*, *Glenochrysa*, *Meleoma*, *Anisochrysa*, *Notochrysa*, *Anomolochrysa*, *Notida*, *Chrysoperla*, *Ceraeochrysa*. Dentro de los grupos más conocidos por su importancia económica y que están siendo utilizados en varios programas de control biológico se consideran: El grupo “Carnea” con varias especies, grupo “censa strictu” y el grupo “Cincta” “sensu latu”. El género *Ceraeochrysa*, reclasificado recientemente por Adams; anteriormente clasificado dentro del género *Chrysopa*, siendo las especies más conocidas: *Ceraeochrysa cubana* (Hagen) y *Chrysopa lateralis* (Gerling, 1986).

Este género *Chrysopa* es común de las zonas subtropicales y tropicales de América. Además se sabe que *Chrysoperla externa*, es cosmopolita y que junto con *Ceraeochrysa cinta* y *C. asolaris*, además de estar incluidas en programas de manejo integrado de plagas agrícolas importantes, se están produciendo masivamente en laboratorios en países como Perú (Cuesta y Guarín)

Las larvas de *Chrysopa* son conocidas como depredadoras de áfidos, por lo que comúnmente reciben el nombre de Leones de afidos y se ha divulgado que pueden preda entre 100 y 600 afidos (Clark, 1978).

Las larvas jóvenes son susceptibles a la desecación, por tanto necesitan una fuente de la humedad. Los adultos necesitan del nectar, polen o sustancias azucaradas, por lo tanto, en los cultivos que se incluya este género como controlador biológico se deben incluir plantas florecientes. Los alimentos y los substitutos artificiales de sustancias azucaradas están disponibles comercialmente, estos productos pueden proporcionar el suficiente alimento para promover la oviposición y el desarrollo del insecto.

2.1 DISTRIBUCIÓN DE *CHRYSOPAS* EN COLOMBIA

Hasta el momento se han identificado 8 especies de *Chrysopas* ubicadas en las zonas de Puerto Wilches (Santander–Colombia), entre ellas figuran los géneros *Chrysoperla*, donde se ubica la especie *C. externa*, el género *Nodita*, tres especies sin identificar, una de ellas posiblemente *N. cruentata* (Sheneider) y el género *Ceraeochrysa* con cuatro especies, *C. Cubana* (Hagen), *C. Scapularis* (Navas), *C. Claveri* (Navas) y *C. Smithi* (Navas), por lo que recomiendan que pueden ser utilizadas en diferentes agroecosistemas para resolver problemas de plagas agrícolas. La especie *C. externa* por sus hábitos y preferencia a campos abiertos puede ser recomendada para resolver problemas en cultivos de pasto y arroz (Cuesta y Guarín, 1997).

2.2 ESTADOS DE DESARROLLO

Los Neurópteros, presentan metamorfosis completa y son extremadamente diversos tanto en hábitat, como en aspecto, algunos son acuáticos cuando larvas,

mientras que otros se encuentran únicamente en regiones desérticas extremadamente áridas (Cuesta y Guarín, 1997).

Los huevos de *Chrysopa* sp, son de color blanco, elípticos y alargados; son colocados generalmente en el envés de las hojas, sobre el extremo superior de un filamento hialino o pedúnculo que le sirve de protección contra sus enemigos. Las larvas recién emergidas se mantienen afuera del corión antes de moverse hacia abajo por el pedúnculo. El segundo instar es más activo que el primero y consume más alimento, el tercer instar presenta alto grado de canibalismo y un apetito muy voraz. Solo un día antes de empupar la larva teje un capullo. Las pupas son pequeñas, encerradas dentro de un cocón blanco de apariencia algodonosa. (Castro y Durán, 1980).

Las larvas mudan en promedio 3 veces (a veces 4 o 5 dependiendo de la especie), antes de realizar un capullo de seda en el cual empupan. El desarrollo es generalmente rápido y ciertas especies de *Chrysopas* tienen varias generaciones cada año, aunque ciertas especies en zonas más frías toman hasta 2 años para completar un solo ciclo (Toschi, 1965).

2.3 ESPECIES DE CHRYSOPAS

2.3.1 *Chrysoperla carnea*. Se ha centrado la atención en la especie *Chrysoperla carnea* como agente de control biológico debido a su potencial para controlar muchas poblaciones de plagas agrícolas. *C. carnea* se caracteriza por ser una especie con larvas voraces, polífagas y activas (New, 1975).

C. carnea se presenta como un valioso enemigo natural que aparece en una gran variedad de agroecosistemas y su amplio rango predador incluye varias especies de plagas (New, 1975, Tauber and Tauber, 1993).

En los Estados Unidos, se dan de forma natural las poblaciones de *C. carnea*, sin embargo estas han sido manipuladas para un establecimiento y aprovechamiento

eficiente en un manejo integrado de plagas *C. carnea* es considerada un importante predador de áfidos en las cosechas rusas y egipcias de cultivos como el algodón, remolacha y los viñedos Europeos. (Dean y Satasook, 1983).

Butler y Henneberry (1988), notaron que *C. carnea* consume exitosamente huevos y estados inmaduros de *Bemisia tabaci* en pruebas realizadas en laboratorio.

Las hembras de *C. carnea* (Stephans), ovipositan un promedio de 400 a 500 huevos. En el estado larval, las mandíbulas resaltan de la cabeza. Estas (larvas) alcanzan una longitud de 1/4-1/3 pulgada (7-10 milímetros). El primer segmento abdominal es más pequeño que el segundo y el tercero. El cuerpo presenta protuberancias con setas (Toschi, 1965).

Las larvas detectan la presa a través de contacto directo. Al atacar la presa, la larva se lanza hacia ella e inyecta enzimas a través de la mandíbula, hace uso del extremo final de su abdomen para apoyarse y estabilizarse mientras esta atacando (Clark). El período de desarrollo larval es 1-2 semanas y para pasar de huevo a adulto puede requerir entre 37 y 60 días (Clark, 1978).

Esquema del ciclo de vida de *C. carnea*

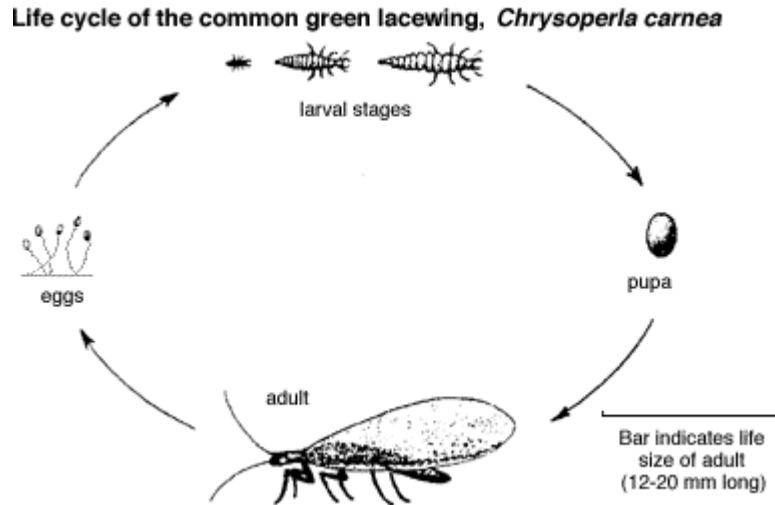


FIGURA 1. ciclo de vida de *chrysoperla carnea*

Fuente: <http://www.nysaes.cornell.edu/ent/biocontrol/predators/chrysoperla.html>

En Mexico están siendo incrementadas masivamente las poblaciones de *C. carnea* para ser distribuidas comercialmente, aumentando así el control biológico (Olkowski et al., 1991; Daane et al., 1996). Además las poblaciones liberadas son de fácil manejo con sprays artificiales de alimento (Hagen et al., 1976; Tassan et al., 1979)

Algunas poblaciones de *C. carnea*, pueden desarrollar tolerancia a insecticidas químicos de amplio espectro comúnmente usados en la agricultura, como los piretroides, organofosforados y Carbaryl (Grafton y Hoy, 1986).

Variaciones en el ciclo de vida y el comportamiento de *C. carnea*, ha dado lugar a la designación de muchos biotipos en Norte America y Europa. Por tanto basándose en respuestas reproductivas al fotoperiodo y disponibilidad de presa fueron definidos tres biotipos de *C. carnea*, en Norte America: Biotipo *Carnea*: biotipo *Downesi*: y biotipo *Mohave*:

2.3.2 *Chrysoperla externa*. *Chrysoperla externa* es un predador distribuido extensamente en el sureste de Estados Unidos, Antillas y la zona meridional de sur America (Adams 1963, 1983)

C. externa (Hagen) y *Ceraeochrysa cincta* (Schneider), son dos especies Peruanas, las cuales se destacan por sus características predadoras, amplia distribución, presencia de adultos a través de todo el año, fácil crianza en cautiverio, potencial para adaptarse a varios ambientes de cultivos y su resistencia a numerosos pesticidas (Núñez, 1998)

Su amplia distribución y hábitats la hace conveniente para el uso creciente en control biológico en muchos países y varios cultivos, tales como: huertos citricolas y cultivos en general (Olazo 1987 y Tauber y Tauber)

2.3.2.1 Ciclo de vida de *Chrysoperla externa* (Hagen). Los estados de desarrollo de *C. externa* son:

Postura: huevecillos individuales sostenidos cada uno por un pedicelo gelatinoso hialino de 4–6 mm. Los huevos son ovales de superficie lisa con estructura micropilar en la parte distal denominada opérculo. Las variaciones que suceden durante el desarrollo de los embriones son las siguientes:

Primer día: postura verde homogénea.

Segundo día: color verde pálido, con una zona ocupada por el embrión alargado, algo amarillento, situado en la base cerca del pedicelo del huevo.

Tercer día: color general azulado, embrión situado lateralmente, coloración crema oscuro con tonos violáceos o marrón clara que corresponden a las zonas de intersegmentales.

Cuarto día: coloración general blanco sucio, embrión blanco cremoso, cuerpo definido con la cabeza que ocupa gran parte de la cámara.

Quinto día: del mismo color que el día anterior, observándose presencia de ojos y de patas.

Sexto día: la larva emerge a través de una incisión que ella realiza mediante su poderosa mandíbula dejando el corion blanco contraído.

Larva: de tipo compodeiforme, cuerpo fusiforme de color crema sucio con marcas simétricas de color marrón o negro, cabeza prognata aplanada. No poseen ocelos, las antenas son cortas filiformes multisegmentadas y nacen encima de las mandíbulas. Cada pata termina en un filamento con una lamina circular, llamada empodium. Las larvas pasan por 2 mudas y 3 estadios sin diferencias notorias.

Pre-pupa: inicia cuando la larva suspende la alimentación después de su máximo desarrollo, inicia el tejido del cocón en un lugar protegido. El cocon es elaborado con hilos finos de una sustancia mucoproteica secretada por los tubos de Malpighio y que salen por la abertura anal.

Pupa: de tipo exarata de color verde, que puede ser apreciado a través del cocón blanco, casi esférico de textura apergaminada.

Adulto: verde claro con una franja amarilla longitudinal central en el dorso del cuerpo desde la base de la cabeza hasta el ápice del abdomen. Manchas de color rojo violáceo están presentes en el rostro, ángulo supero lateral del protorax. Antenas más cortas que la expansión alar (Núñez, 1988)

2.3.2.2 Capacidad de predación de *Chrysoperla externa*. Una larva de *C. externa* requiere aproximadamente de 8.000 huevos de *Sitotroga cerealella* para

alimentarse y alcanzar el estadio pupal; esto en condiciones de cautiverio y sin necesidad de búsqueda de presas (Núñez, 1988).

2.3.3. *Ceraerochrysa cincta*. El ciclo de vida de *C. cincta* es:

Postura: huevos de la misma forma de *C. externa*, agrupados en números de 6 a 28 cerca uno del otro. Desarrollo embrional similar a *C. externa*.

Larva: cubre su cuerpo con los filamentos cerosos de las ninfas de “mosca blanca” después de eliminarlas, probablemente como un medio de camuflaje para evitar el ataque de sus enemigos.

Pre-pupa y pupa: similares a *C. externa*, en cambio el cocón es cubierto por la misma cobertura larval.

Adulto: verde hoja intenso con ojos verde azulado y brillo metálico dorado, parte terminal del rostro y aparato bucal amarillento, antenas más largas que la expansión alar con dos manchas algo rojizas laterales en el protórax (Núñez, 1988)

2.3.3.1 Capacidad de predación de *Ceraerochrysa cincta*. *Ceraerochrysa cincta*: consume alrededor de 6.000 huevos de *S. cerealella* por larva en crianza masiva (Núñez, 1988)

2.3.4. *Chrysoperla rufilabris*. Las larvas de *Chrysoperla rufilabris* predan gran variedad de plagas. Consumen vorazmente huevos y ninfas de *Bemisia tabaci* que se encuentran en el envés de las hojas del cultivo de tomate en invernadero, es así que *C. rufilabris* presenta potencial para ser incluida en un manejo biológico de *B. tabaci* bajo condiciones de invernadero (Breene et al, 1992)

Adicionalmente la población de *C. rufilabris* no se ve afectada por la residualidad de algunos insecticidas químicos aplicados antes de su liberación, haciéndose así un control más eficiente de *Bemisia tabaci* (Breene et al, 1992).

C. rufilabris puede ser más útil en áreas donde la humedad tiende a ser alta (por ejemplo: invernaderos y cultivos bajo riego del sudeste y parte del occidente de los Estados Unidos (Breene et al, 1992).

3. METODOLOGÍA

3.1 LOCALIZACIÓN

El trabajo se llevó a cabo en el Laboratorio del programa Entomología de yuca del Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), ubicado en el Municipio de Palmira (Valle del Cauca), localizado a 3.517° N y 76.367° W, altitud 965 m.s.n.m, precipitación anual 1000mm y temperatura promedio de 24° C.

3.2 ESTABLECIMIENTO DEL ENSAYO

Para iniciar el ensayo se mantuvo la cría de *Ceraerochrysa claveri* en laboratorio de Entomología de Yuca, recolectadas anteriormente en cultivos de yuca en dos localidades una del Valle del Cauca (Palmira) y otra en el Cauca (Santander de Quilichao). Las unidades de cría para adultos de *C claveri* estaban constituidas por cilindros de PVC (Poly vinyl chloride) de 12 cm de diámetro por 15 cm de alto, forrado en su interior con cartulina negra donde eran ovipositados los huevos, y como tapa se utilizó un tul para permitir una buena aireación y proporcionar el alimento, estas unidades eran mantenidas en un cuarto con ambiente controlado. Los adultos fueron alimentados todos los días con una dieta a base de azúcar, miel, agua y extracto de levadura (EXLV-LS-3111) en relación 1:1:1:1. Dos veces por semana se extraían los huevos y se colocaban en cajas petri de 9 cm de diámetro por 2 cm de alto. Inmediatamente eclosionaban los huevos, las larvas de *C. claveri* eran alimentaban con huevos de *Sitotroga cerealella*, al completar su desarrollo hasta adulto eran llevadas a las unidades de cría.

Para el estudio del ciclo de vida de *C. claveri* se tomaron 20 viales plásticos de 2.5 cm de diámetro por 1.5 cm de alto, la mitad tuvo como alimento huevos de

Sitotroga cerealella, y la otra con Agar-Agar, sobre cada uno se colocó un disco de 2 cm de diámetro de hoja de yuca infestado con 150 a 200 ninfas de primer instar de *Aleurotrachelus socialis*. Posteriormente en cada unidad experimental se colocó un huevo de *C. claveri*, tomado de la cría, realizando observaciones diarias; el cambio de estadio larval era confirmado por la presencia de la exuvia, la que era retirada inmediatamente después de la evaluación para evitar confusiones en la determinación de instares posteriores. Las observaciones se llevaron hasta la emergencia del adulto. Tanto los discos de yuca como las ninfas de primer instar de *A. socialis*, y los huevos de *Sitotroga cerealella*, se cambiaban día de por medio. Las unidades se cubrirán con vinipel con agujeros pequeños para evitar el escape de la larva.

3.3 VARIABLES EVALUADAS

- Número de días de huevo.
- Número de días en I instar.
- Número de días en II instar ninfal.
- Número de días en III instar ninfal
- Número de días en prepupa
- Número de días en pupa
- Longitud de ninfas de I y II instar

3.4. ANÁLISIS DE LA INFORMACION

Los análisis estadísticos se realizaron utilizando el programa SAS y la prueba de comparación múltiple de Tukey (HSD) al $P < \alpha = 0.05$.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Huevo. Los huevos de *C. claveri* tienen corion enteramente liso opaco, recién ovipositados son de color verde y va adquiriendo color amarillo en los extremos y próximos a eclosionar son de apariencia blanca. Los huevos son depositados individualmente en el apice de un pedicelo rígido (duro) hecho de una secreción endurecida. La duración promedio del estado de huevo fue de 4.3 días estando en medio de ninfas de I instar de *A. socialis* y de 4.5 días con huevos de *S. cerealella*, no encontrando diferencias significativas entre tipos de alimento.(Tabla 3).

Ninfa. Las larvas son de tipo campodeiforme, cabeza prognata aplanada y activas pasando por tres ínstares. Presentaron setas primarias bien definidas en los segmentos del cuerpo cubriéndose con los residuos de alimento (ninfas de I instar de *A. socialis* y huevos de *S. cerealella*). Tanto las larvas alimentadas con huevos de *S. cerealella* como con ninfas de I instar de *A. socialis* presentaron gran similitud en su aspecto externo, ambas en sus estados de desarrollo presentaron patas translucidas lados del abdomen blanco. La diferencia mas visible fue la coloración del centro del abdomen siendo café claro para las ninfas alimentadas con huevos de *S. cerealella* y blanco para las larvas alimentadas con ninfas de I instar de *A. socialis*. Hubo un incremento notorio en el tamaño de un instar a otro, el instar II con 2.516 mm de longitud y 0.675 mm de ancho superó al instar ninfal I con 1.606 mm de longitud y 0.429 mm de ancho, estando alimentadas con ninfas de I instar de *A. socialis*.

La duración promedio para la fase ninfal I fue de 6 días alimentadas con ninfas de I instar de *A. socialis* mientras que con huevos de *S. cerealella* fue de 4.3 días y no mostró diferencias significativas entre los dos tipos de alimentación (Tabla 3)

La ninfa II tuvo una duración promedio de 6 días para las larvas alimentadas con ninfas de I instar de *A. socialis* y de 4.3 días para las alimentadas con huevos de *S. cerealella* (Tabla 3).

Para la fase ninfal III la duración fue de 4.5 días para las alimentadas con ninfas de I instar de *A. socialis* y de 2.5 días para las alimentadas con huevos de *S. cerealella*.

Prepupa. Las larvas suspenden la alimentación después de su máximo desarrollo, iniciando el tejido del cocón cesando su actividad.

La duración de la prepupa fué de 2 días para los individuos que fueron alimentados con ninfas de I instar de *A. socialis* y de 4.2 días para las alimentadas con huevos de *S. cerealella* (tabla 3)

Pupa. Las pupas eran de color blanco, esféricas de apariencia algodonosa y se adherían a las paredes del vial. Los individuos que fueron alimentados con ninfas de I instar de *A. socialis* no lograron llegar al estado de pupa, en tanto que los alimentados con huevos de *S. cerealella* tuvieron una duración en pupa de 14 días antes de llegar a adulto (tabla 3).

Bajo las condiciones del ensayo, la duración de huevo a pupa para *C. claveri* fue de 22.8 días alimentada con ninfas de I instar de *A. socialis*, difiriendo al ser alimentada con huevos de *S. cerealella* con una duración de 31.7 días

Tabla 3. Duración (días) de las fases de desarrollo de *C. claveri*, según el tipo de alimento.

Tipo de alimento	Huevo	Ninfa I	Ninfa II	Ninfa III	Prepupa	Pupa
<i>A. socialis</i>	4.3 a	6.0 a	6.0 a	4.5 a	2.0 a	-
<i>S. cerealella</i>	4.5 a	4.3 a	2.2 a	2.5 a	4.2 a	14 a

Promedios seguidos por letras distintas son estadísticamente diferentes al $P < 0.05$

Los resultados obtenidos para *Ceraerochrysa claveri* fortalecen ciertos patrones morfológicos comunes a otras especies de Chrysopas. Primero las ninfas pasan por tres instares distinguibles por el incremento en tamaño confirmándose esto con la longitud y ancho de los dos primeros instares. Segundo, la etapa de prepupa se distingue por el cese de actividad y alimentación. Tercero, al igual que en otras especies de Chrysopas la pupa es de tipo exarata apreciándose un cócón color blanco esférico de textura apergaminada.

Los individuos alimentados con ninfas de I instar de *A. Socialis* no alcanzaron el estado de pupa, debido posiblemente al cambio de dieta, ya que los progenitores de estos individuos que se usaron en el ensayo venían de una dieta de huevos de *Sitotroga cerealella*, por lo que se hace indispensable continuar con los ensayos y con el cambio de dieta en varias generaciones para así obtener resultados contundentes.

La información biológica sobre *C. claveri* es limitada y en general acerca de los enemigos naturales en especial de los predadores, por lo que estos estudios sobre la biología amplían los conocimientos haciendo aportes que permiten incluir dichos enemigos naturales dentro de un manejo integrado de la mosca blanca *A. socialis* en el cultivo de yuca.

Al igual que otras especies, es posible distinguir con precisión los estados de desarrollo de *C. claveri* (huevo, tres instares ninfales, prepupa, pupa y adulto).

5. BIBLIOGRAFIA

ADAMS, P. A., 1963. Taxonomy of Hawaiian *Chrysopa* (Neuroptera: Chrysopidae). Proc. Hawai. Entomol. Soc. Vol 18 221-223p.

ADAMS, P. A., 1983. A new subspecies of *Chrysoperla externa* (Hagen) from Cocos Island, Costa Rica (Neuroptera: Chrysopidae). Bull. South. Calif. Acad.. Sci. Vol 82 42-45p.

ALEAN, I., MORALES, A., BELLOTTI, A. C., 2002. Patogenicidad de diferentes hongos entomopatógenos en el control de la mosca blanca de la yuca *Aleurotrachelus socialis* Bondar (Homoptera: Aleyrodidae) bajo condiciones de invernadero In: Congreso Sociedad Colombiana de Entomología (29, 2002, Montería, Colombia). Resúmenes. Montería. Sociedad Colombiana de Entomología (SOCOLEN), 13p.

ARIAS, B., 1995. Estudio sobre el comportamiento de la “mosca blanca” *Aleurotrachelus socialis* Bondar (Homóptera: Aleyrodidae) en diferentes genotipos de yuca *Manihot esculenta* Crantz. Tesis de Maestría. Universidad Nacional de Colombia, Palmira, Colombia. 181p.

BELLOTTI, A. C., y VARGAS, O., 1986. Mosca blanca del cultivo de la yuca: Biología y control. Guía de estudio. CIAT, Cali – Colombia. 349p.

BELLOTTI, A., HERSHEY, C. H.; VARGAS, O. H, 1987. Recent advances on resistance to insects and mite pest of cassava; in: Cassava Breeding. A multidisciplinary review. C.H. Hersey ed. Proceedings, Works shop in the philippines, 4-7 Marzo, 1985, CIAT Cali, Colombia. 312p.

BELLOTTI, A. C., 1991. La importancia de los estudios básicos en la implementación exitosa del control biológico: El caso de la yuca, Miscelánea, SOCOLEN No. 21p.

BELLOTTI, A. C., IRIS, L., 1994. Cassava cyanogenic potential and resistance to pests and diseases. *Acta Horticulturae* 375: 141-151p.

BELLOTTI, A. C., 1999. Annual report: Integrated Pest and Disease Management in Major agroecosystems. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia. 136p.

BELLOTTI, A. C., SMITH, L., LAPOINTE, S. L., 1999. Recent advances in cassava pest management. *Annu. Rev. Entomol.* 44: 343 – 370p.

BELLOTTI, A. C., 2000. El manejo integrado de las plagas principales en el cultivo de la yuca. En memorias I curso taller internacional, control biológico de plagas Corpoica. Santafé de Bogotá, DC. 340p.

BREENE, G. R., MEAGHER, L. R., DONALD, A., NORDLUND., YIN-TUNG WANG., 1992. Biological Control of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in a Greenhouse Using *Chrysoperla rufilabris* (Neuroptera: Chrysopidae). In: Biological control. 2, 9-14p.

BUITRAGO, N., 1992. Niveles de resistencia a insecticidas en *Trialeurodes vaporariorum* plagas del fríjol común. Trabajo de grado, Facultad de Agronomía, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá. 99p.

BUTLER, G. D., HENNEBERRY, T. J., 1988. Laboratory studies of *Chrysoperla carnea* predation on *Bemisia tabaci*. *Southwest. Entomol.* 13, 431-457p.

CASTILLO, J. A., 1996. Moscas blancas (Homóptera: *Aleyrodidae*) y sus enemigos naturales sobre cultivos de yuca (*Manihot esculenta* Crantz) en Colombia. Tesis de Maestría, Universidad del Valle, Cali, Colombia. 173p.

CASTRO, B. J., DURAN, C. L., 1980. Estudio sobre la incidencia y comportamiento de *Chrysopa* spp (Neuroptera: Chrysopidae) y evaluación de métodos de muestreo en un cultivo de sorgo en el Valle del Cauca. Tesis Ing. Agr. Universidad Nacional de Colombia, Palmira, 61p.

CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 1986. Mosca blanca en el cultivo de la yuca: biología y control. Serie 045C-0405. Audiotutorial. CIAT, Cali, Colombia A.A. 6713. 34p.

CIAT. 1992. (Centro Internacional de Agricultura Tropical). Annual report Cassava Program, 1987-1991. Cali, Colombia. 475p.

CIAT. 1994. (Centro Internacional de Agricultura Tropical). Interfase entre los programas de Mejoramiento, los campos de los agricultores y los mercados de la yuca en Latino América. Memorias de la tercera reunión de fitomejoradores de Yuca. Cali, Colombia. 279p.

CIAT. 1999. (Centro Internacional de Agricultura Tropical). Annual report: Integrated pest nad disease management in major agroecosystems. Cali, Colombia. 136p.

COCK, J. H., ROSAS, S. C., 1975. Ecophysiology of cassava. Paper presented to internal Symposium on Ecophysiology of Tropical Crops. Manaus, Brasil. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. 14p

COCK, J. H., HOWELWE, R. H., 1978. The ability of cassava to grow on poor soils. En: Jung GA. Crop tolerance to suboptimal land conditions. ASA Special

Publication no. 32. American Society of Agronomy. Madison, Wisconsin. 145-154p.

CLARK, J. C., 1978. Biological control: A guide to natural Enemies in north America. University of California Statewide IPM Project. [en línea] <http://www.nysaes.cornell.edu/ent/biocontrol/predators/chrysoperla.html>

CORPORACIÓN COLOMBIANA INTERNACIONAL., 1999. Perfil del producto: inteligencia de mercados. Bogotá, Colombia

CUESTA, C. L., GUARIN, H., 1997. Estudios de *Chrysoperla externa* (Hagén) (Neuroptera: Chrysopidae) Bioinsumo Para el Manejo de Thrips palmi Karny en el Oriente Antioqueño. [en línea] <http://www.thripscorpoica.com/control2.htm>

DEAN, G. J., SATASOOK, C., Response of *Chrysoperla carnea* (Stephens) (Neuroptera> Chrysopidae) to some potential attractants. Bulletin entomological Research. Vol. 73 619-624p.

DEBACH, P., 1977. Lucha biológica contra los enemigos de las plantas. Madrid, España: Ediciones Mundi Prensa. 399p.

FAO / FIDA.. La yuca en Colombia y el Mundo: Nuevas perspectivas para un cultivo milenario. 2000. Citado por OSPINA, B., CEBALLOS, H. 2002. La yuca en el tercer milenio sistemas modernos de producción, procesamiento, utilización y comercialización. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia. 586p.

FARIAS ARN. 1994. Flutuacao poblacional de *Aleurothrixus aepim* em mandioca, en Sao Miguel das Matas, Bahia. Revista Brasileira de Mandioca 13:119-122. Citado por OSPINA, B., CEBALLOS, H. 2002. La yuca en el tercer milenio

sistemas modernos de producción, procesamiento, utilización y comercialización. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia. 586p.

FARIAS ARN. 1990. Especies de 'mosca blanca': situacao atual e perspective de controle. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuaria, Centro Nacional de Pesquisa em Mandioca e Fruticultura, Cruz das Almas-Bahia, Brasil. 9p.

GERLING, DAN., 1990. Whiteflies their bionomics, pest status and management. Department of zoology, The Georges. Wise faculty of life Sciences. Tel Aviv University , Israel. 348p.

GOLD, C. S., ALTIERI, M. A., BELLOTTI, A. C., 1989. Cassava intercropping and pest management: A review illustrated with a case study from Colombia. Tropical Pest Management 35(4) 339-344p.

GOLD, C. S., ALTIERI, M. A., BELLOTTI, A. C., 1991. Survivoship of the cassava whiteflies, *Aleurotrachelus socialis* and *Trialeurodes variabilis* (Homoptera: Aleyrodidae) under different cropping systems in Colombia. Crop Protection 10:305-309. Citado por OSPINA, B., CEBALLOS, H. 2002. La yuca en el tercer milenio sistemas modernos de producción, procesamiento, utilización y comercialización. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia. 586 p.

GRAFTON, E. E., HOY, M., 1986. Genetic improvement of common green lacewing, *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae): selection for carbaryl resístanse. Environmental Entomological. Vol 15 1130-1136p.

HAGEN, K. S., GREANY, P., SAWALL, E. F., TASSAN, R. L., 1976. Trypophan in artificial honeydews as a source of an attractant for adult *Chrysopa carnea*. Environmental Entomol. Soc. Am. 83, 317-325p.

HOLGUIN, C., BELLOTTI, A. C., 2002. Efecto de la aplicación de insecticidas químicos en el control de la mosca blanca *Aleurotrachelus socialis* Bondar en el cultivo de yuca *Manihot esculenta* Crantz. In: Congreso Sociedad Colombiana de Entomología (29, 2002, Montería). Resúmenes Sociedad Colombiana de Entomología (SOCOLEN), Bogotá, CO. 79p.

HOWELER, R. H., CADAVID, L. F., 1983. Accumulation and distribution of dry matter and nutrients during 12 months growth cycle of cassava. Field Crop Research. 325-340p.

LOPEZ, A. A., CARDONA, M. C., GARCIA, G. J., RENDÓN, F., HERNÁNDEZ, P., 2001. Reconocimiento e identificación de enemigos naturales de moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en Colombia y Ecuador. Revista Colombiana de entomología. 27 (3-4): 137 – 141p.

MOUND, L. A., HALSEY, S. H., 1978. Whitefly of the world. A systematic catalogue of the Aleyrodidae (Homoptera) with host plant and natural enemy data. British museum (natural history) and John Wiley and Sons. 340p.

MOUND, L. A., HALSEY, S. H., 1993. Whitefly evolutionary strategies: host-specificity, polyphagy or biotypes. XX Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología. Cali, 13 – 16 julio. Memorias 244-250p.

NEW, T. R., 1975. The biology of Chrysopidae and Hemerobiidae (Neuroptera), with reference to their usage as biocontrol agents: a review-Trans. R. Ent. Soc. Lond. 115-140p.

NÚÑEZ, Z. E., 1988. Ciclo Biológico y crianza de *Chrysoperla externa* y *Ceraerochrysa cincta* (Neuroptera: Chrysopidae). Revista Peruana de Entomología. 31 76 – 82p.

OLAZO, E. V., 1987. Los Neuropteros asociados con los cultivos cítricos de la provincia de Tucuman y descripción de una nueva especie de *Nomerobius* (Hemerobiidae). CIRPON, Rev. Invest, vol 5 37-54p.

OSPINA, B., CEBALLOS, H. 2002. La yuca en el tercer milenio sistemas modernos de producción, procesamiento, utilización y comercialización. Centro Internacional de Agricultura Tropical, Cali, Colombia. 586p.

SANCHEZ, D. y BELLOTTI, A. 1997. Evaluación de la patogenicidad de hongos Hyphomycetes sobre la mosca blanca de la yuca *Aleurotrachelus socialis*. Informe: Convenio Cooperativo CIAT-COLCIENCIAS. Programa Colciencias-BID para jóvenes Investigadores. CIAT, Palmira, CO. 20p.

TASSAN, R. L., HAGEN, K. S., and SAWALL, E. F., 1979. The influence of field food sprays on the egg production rate of *Chrysopa carnea*. Env. Entomol. 8, 81-85p.

TAUBER, M. J., TAUBER, C. A., 1982. Evolution of seasonal adaptations and life history traits in *Chrysopa*: Response to diverse selective pressures. In: "Evolution and Genetics of Life Histories" Springer-Verlag, New York. 51-72p.

TAUBER, M. J., TAUBER, C. A., 1986. Ecophysiological responses in life-history evolution: Evidence for their importance in a geographically widespread insect species complex. Can. J. Zool. Vol. 64 875-884p.

TAUBER, M. J., TAUBER, C. A., 1993. Adaptation to temporal variation in habitats: Categorizing, predicting and influencing their evolution in agroecosystems. In: "Évolution of insect Pests: Patterns of variation" 103-127p.

TOSCHI, C. A., 1965. The taxonomy, life histories, and mating behavior of the green lacewings of Strawberry Canyon. Hilgardia 36. 391-431p.

VARGAS, O. y BELLOTI, A. C., 1981. Pérdidas en rendimiento causadas por moscas blancas en el cultivo de la yuca. *Rev. Colombia Entomol.* 7 (1-2), 1981. 13 – 20p.