



MUPLICACIÓN DE *Ooencyrtus* sp. PARASITOIDE DE HUEVOS DE *Cyprissius daedalus* Cramer*

Notas del Director

El Manejo Integrado de Plagas (MIP) tiene cuatro componentes: químico, mecánico, agronómico y biológico. A comienzos de la década de los 90 prevalecía el control químico en muchas de las plantaciones, en la medida en que se fue conociendo más en detalle las diferentes plagas, se ha enfatizado el control con los otros componentes.

En la actualidad se puede decir que hay balance en los cuatro componentes del MIP, se espera que en pocos años, el control biológico sea el que predomine, pero para ello se debe pasar del esquema curativo al preventivo, o sea en vez de monitorear las plagas, como es la costumbre actual, hacerlo con los enemigos naturales de éstas; se necesita previamente conocer cuáles son sus hábitos, ciclo de vida, y fluctuación de la población, para con base en ello estimular el incremento de los insectos benéficos cuando sea necesario.

En este GENIAVANCES se presenta la forma de multiplicación de *Ooencyrtus* sp. parasitoide de los huevos del insecto *Cyprissius daedalus*, plaga que en los últimos meses ha afectado económicamente grandes áreas de varias plantaciones de los Llanos Orientales.

Pedro León Gómez Cuervo
Director Ejecutivo



El ciclo de vida de *Ooencyrtus* sp. tiene una duración de 19 a 21 días a 24°C. El huevo es típico de los Encyrtidae, presenta unas clavijas externas que cumplen una función respiratoria en todos los estados inmaduros (Maple 1937; Lloyd 1938); 3-4 días después de la oviposición, la larva se conecta a esta clavija por un pedicelo que incrementa su tamaño a medida que avanza el desarrollo larval, y finaliza al octavo día desde la oviposición, cuando el último segmento abdominal se quitiniza, e inicia el estado de pupa, que tiene una duración de 9-10 días (Lloyd 1938;

Crossman 1925). Los adultos miden 2 mm de largo y tienen una expansión alar de 2.5 mm. El cuerpo es negro, con un reflejo metálico; alas cubiertas con diminutos pelos y venación sencilla. Los machos son más pequeños que las hembras, además, el flagelo de la antena del macho es de color café, mientras el de la hembra es negro (Howard 1910). La longevidad de este parasitoide en condiciones de laboratorio sobre huevos de *C. daedalus*, es de 3 a 5 días. La relación de sexos muestra entre el 65-75% de hembras (Crossman 1925; Prota, 1966 y Tadic 1959). Esta relación de sexos la hace una herramienta de control biológico promisorio, si se tiene en cuenta que la eficiencia de los enemigos naturales de los insectos plaga se

incrementa cuando se presentan altas proporciones de hembras.

Ooencyrtus sp. es una especie multivoltina, que presenta arrenotoquia. El ciclo de vida de huevo a adulto se completa sólo a temperaturas entre 13°C y 35°C (Kamay, 1976). La emergencia de los adultos se reconoce observando los numerosos orificios de salida sobre los huevos hospederos, los que han permitido determinar que de cada huevo de *C. daedalus* parasitado pueden emerger hasta 17 individuos.

Los adultos de *Ooencyrtus* sp. criados sobre huevos de *C. daedalus* presentan fototropismo positivo (atracción a la luz). *Ooencyrtus* sp. multiplicado sobre huevos de *C. daedalus* no ha presentado esta endogamia, incluso después de 200 generaciones; como se ha presentado en *O. kuvanae* después de cinco generaciones (Crossman 1995).

Reconocimiento de huevos de *C. daedalus*

La eficiencia y correcta realización de la multiplicación de *Ooencyrtus* sp. se basa en el previo reconocimiento y obtención del pie de cría, es decir, huevos sanos de *C. daedalus* y parasitados por *Ooencyrtus* sp. con los que se inicia la cría y multiplicación del parasitoide.

Los huevos sanos de *C. daedalus* son relativamente grandes, de aproximadamente 5 mm de longitud, poseen estrías longitudinales prominentes y coloración rosa a gris a medida que avanza su desarrollo (Fig. 1). Los huevos parasitados cambian de coloración a partir del décimo día de ser parasitados, exhibiendo las aristas blancas y un moteado rosa claro característico, que

* Inv. Aux. Rosa Cecilia Aldana; Inv. Aux. Judith Castillo; Inv. Tit. Hugo Calvache Guerrero; Área Sanidad Vegetal. Cenipalma A.A. 252171. Bogotá, Colombia



Figura 1. Huevos sanos de *C. daedalus* A. Huevos recién ovipositados B. Huevos próximos a eclosionar



Figura 2. Huevos de *C. daedalus* parasitados por *Ooencyrtus* sp.



Figura 3. Huevos de *C. daedalus* infértiles



Figura 4. Huevos sanos de *C. daedalus* después de la emergencia de la larva

representa los cuerpos (pupas) de los individuos de *Ooencyrtus* sp en desarrollo (Fig. 2). Las posturas del *C. daedalus* presentan un 20% de infertilidad en promedio, es decir, son aquellos, en los cuales no existe embrión y por consiguiente formación ni eclosión de larva. La apariencia de éstas durante los primeros días es la normal de un huevo fértil, aproximadamente 8 días después de colocados empiezan a tornarse de color rojo encendido con apariencia deshidratada o «chupada» (Fig. 3).

De igual forma, es importante diferenciar cuando los huevos encontrados en campo han eclosionado o en el caso de haber sido parasitados, si los huéspedes han emergido. Cuando de las posturas de *C. daedalus* han emergido larvas, queda el corión vacío, de color blanco perla, con una abertura lateral en el borde de cualquier arista, por la que salió la larva (Fig. 4).

Cuando las posturas han sido parasitadas y una vez ocurrida la emergencia de los adultos del parasitoides, los huevos presentan numerosos orificios, de cada uno de los cuales ha emergido una avispa (Fig. 5).

Obtención de huevos parasitados en el campo

La recuperación de huevos de *C. daedalus* parasitados naturalmente en campo por *Ooencyrtus* sp, se realiza examinando los residuos y fibras vegetales de las axilas de las bases peciolares ubicadas por debajo de la corona de racimos, e igualmente sobre los racimos verdes y maduros.



Figura 5. Huevos parasitados después de la emergencia de los adultos de *Ooencyrtus* sp.

sombra) de 70x70x70 cm con capacidad para 200 mariposas. En la base de las jaulas se acondiciona un embudo o bandeja inclinada receptora de las posturas (Fig. 7). Estas, deben estar ubicadas en un lugar fresco y oscuro, que asemeje el ambiente en condiciones naturales y así obtener huevos diariamente.



Figura 6. Traslado de avispas recién emergidas obtenidas en campo para iniciar la multiplicación de *Ooencyrtus* sp.

Las posturas obtenidas deben limpiarse, ya que se recogen restos de patas, antenas y alas de la mariposa, que se constituyen en fuentes de contaminación. Esta limpieza se realiza con la utilización de corrientes de viento generadas manualmente con cualquier tapa a manera de abanico.



Figura 7. Detalle del embudo recolector de posturas de las jaulas de cautiverio

Obtención de huevos sanos

Paralelamente a la recuperación de huevos parasitados en el campo, se debe asegurar la disponibilidad de huevos sanos que serán expuestos a parasitismo. Para la multiplicación de *Ooencyrtus* sp., es necesario iniciar la captura de adultos de *C. daedalus* con jama en los lotes y su ubicación en jaulas de malla (anjeo, tul o poli-

sombra) de 70x70x70 cm con capacidad para 200 mariposas. En la base de las jaulas se acondiciona un embudo o bandeja inclinada receptora de las posturas (Fig. 7). Estas, deben estar ubicadas en un lugar fresco y oscuro, que asemeje el ambiente en condiciones naturales y así obtener huevos diariamente.

MULTIPLICACIÓN

Este proceso se lleva a cabo mediante una secuencia de 4 etapas, exposición a parasitismo, reposo, separación de huevos parasitados y preparación y uso.

1. Exposición a parasitismo

Ooencyrtus puede parasitar eficientemente huevos sanos de 1 hasta 9 días de incubación como máximo. Después de 9 días el porcentaje de parasitismo disminuye

considerablemente. Sin embargo, es preferible usar huevos frescos (1 día). A medida que la población de parasitoides en el laboratorio incrementa, es necesario establecer las cámaras de parasitación, de manera que queden aisladas de depredadores y no permita el escape de los parasitoides, para ello se pueden utilizar cajas plásticas herméticas de 25x15x10 cm, con dos orificios laterales en

Los huevos parasitados obtenidos se colocan preferiblemente en tubos de ensayo, una vez se vaya presentando la emergencia de los parasitoides, éstos son trasladados a otro tubo (Fig. 6), para ofrecerles huevos sanos y así contar con material plenamente identificado que permita iniciar y programar la multiplicación del parasitoides.

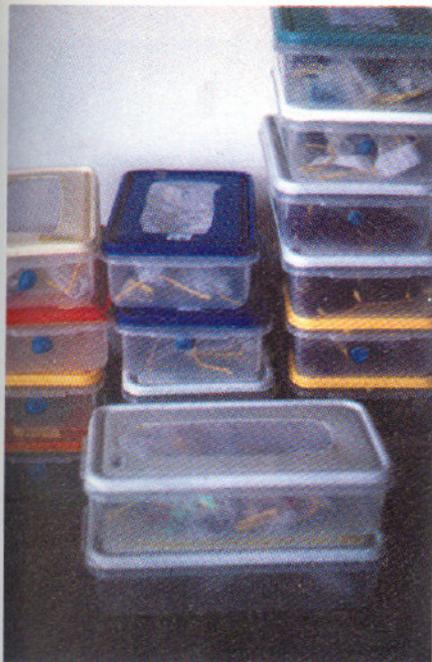


Figura 8. Cámaras de parasitación

la caja sellada con plastilina (limpia tipos), y con una ventana en muselina en la tapa para facilitar la aireación dentro de la caja y la alimentación de los parasitoides. Cada caja tiene una capacidad para exponer homogéneamente a parasitismo hasta 20 gr de huevos sanos (Fig. 8). Los parasitoides son alimentados diariamente colocando un algodón impregnado con una solución de agua-miel al 10% y uvas pasas macedadas sobre la ventana de la tapa. La relación de huevos parasitados y huevos sanos para obtener una parasitación eficiente en laboratorio es de 1 a 4, es decir, por cada gramo de huevos parasitados, se ofrecen 4 gr de huevos sanos.

Para exponer los huevos sanos a parasitismo, uno de los extremos de la caja plástica que contiene los adultos del parasitoide recién emergidos se expone a la luz y el otro extremo se tapa con tela negra, para que estos por su atracción se movilizan hacia la fuente de luz dejando espacio libre para introducir los huevos sanos a parasitar en la caja. Durante esta fase, las cajas deben permanecer en completa oscuridad para permitir un parasitismo homogéneo de los huevos durante dos días. Posteriormente, se realiza una segunda parasitación durante dos días, en la cual, los parasitoides son trasladados a otra cámara aprovechando la atracción por la luz, uniendo los orificios laterales de las cajas con tubos de gotero durante media hora aproximadamente, expone un 50% menos de huevos sanos, de la utilizada durante la primera parasitación, dado que la eficiencia durante esta etapa se disminuye.

Los huevos expuestos a parasitación se limpian nuevamente para retirar los parasitoides muertos, que posteriormente pueden ser fuente de contaminación. Los huevos se empacan en bolsas plásticas, a cada bolsa se le da un código de registro y se dejan en reposo.

2. Etapa de reposo

Los huevos de *C. daedalus* parasitados por *Ooencyrtus* sp. no exhiben síntomas inmediatamente son afectados, sino que la diferenciación inicia 10 días después de haber sido expuestos a los parasitoides, se hace necesario llevar un estricto manejo del material (huevos) una vez ha salido de las cámaras de parasitación.

Los huevos deben dejarse en reposo hasta que cumplan como mínimo 10 días desde que fueron expuestos a los parasitoides. Esto debe realizarse en un lugar limpio y aislado totalmente de hormigas depredadoras o insectos contaminadores como moscas o ácaros. Es importante que no se descuide el material en este momento, ya que las larvas de *C. daedalus* emergen a partir del día 13 a 15, complicando este proceso de separación por la seda que producen.

Para estimar el porcentaje de fertilidad de las posturas expuestas y el porcentaje de parasitismo obtenido por cámara, se toma una muestra de aproximadamente el 20% de los huevos mediante el conteo de huevos sanos (HS), huevos parasitados (HP) y huevos infértiles (HI).

3. Separación de huevos parasitados

La diferenciación y separación de los huevos parasitados, se puede realizar manualmente con la ayuda de una pinza cuando las muestras son pequeñas. Cuando se manejan altas cantidades de material, es necesario separarlos por medio de agua, ya que resulta fácil y disminuye costos de mano de obra o pérdida de tiempo aprovechar éste punto. En los huevos parasitados ocurre una pérdida de peso con respecto a los huevos sanos, que ocasiona un cambio de densidad, por lo tanto los huevos sometidos a parasitismo y que pasaron la etapa de reposo se su-

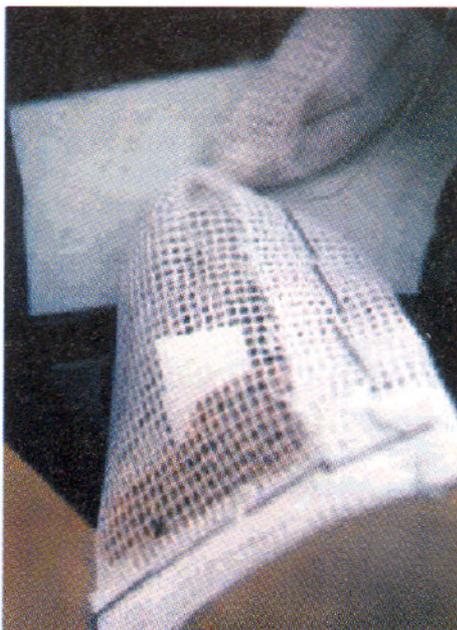


Figura 9. Presentación de los huevos parasitados listos para su uso

mergen en recipientes de boca ancha con agua, se agita completamente y se espera durante 2 minutos, al cabo de los cuales se observa la masa de huevos parasitados flotando sobre la superficie del agua, mientras que el resto del material permanece en el fondo del recipiente. Con un colador de tul pequeño y del tamaño del recipiente, se recuperan cuidadosamente los huevos parasitados, colocándolos en toallas de papel para eliminar el exceso de humedad.

Es normal que dentro de estos huevos se encuentren algunos pocos infértiles o sanos e incluso que algunos parasitados queden en el fondo del agua, por lo que es necesario secar el material sobrante por algunos días, para terminar de separarlos, siempre manteniendo la etiqueta de identificación. Aún así, este procedimiento agiliza el proceso de separado que manualmente se puede llevar varios días.

4. Preparación y uso

Los huevos parasitados de aproximadamente 10 días de incubación se deben preparar en una presentación que no afecte su calidad para los 2 siguientes usos:

- Liberación en el campo
- Mantenimiento de la colonia

Para ello, se utilizan bolsas pequeñas de tul de 4x4 cm aproximadamente, para colocar 1 gr de huevos parasitados en cada una (Fig. 9). De la misma manera, en este procedimiento es importante mantener la identificación del material, dado que es necesario realizar evaluaciones de porcentaje de emergencia de parasitoides, como rutina de control de calidad, debido a que aspectos como la endogamia pueden llegar a afectar negativamente la calidad del material parasitado y es necesario mantener los registros de este comportamiento en las producciones masivas de este parasitoide.

REFERENCIAS

- Alzofon, J. 1984. The biology and behavior of *Ooencyrtus kuwanae* (Howard) (Hymenoptera: Encyrtidae), a gypsy moth egg parasite. Ph. D. Diss. Fordham Univ., New York, N.Y.
- Brown, M.W. 1984. Literature review of *Ooencyrtus kuwanae* (Hym: Encyrtidae), an egg parasite of *Lymantria dispar* (Lep: Lymantriidae). Entomophaga, 29 (3): 249-265.
- Crossman, S.S. 1917. Some methods of colonizing imported parasites and determining their increase and spread. J. Econ. Entomol., 10: 177-183.
- Crossman, S.S. 1925. Two imported egg parasites of the gypsy moth, *Anastatus bifasciatus* Fonsc. and *Schedius kuwanae* Howard. J. Agric. Res., 30: 643-675.
- Howard, L.O. 1910. Technical results from the gypsy moth parasite laboratory. I. The parasites reared or supposed to have been reared from the eggs of the gypsy moth. U.S. Dep. Agric. Tech. Ser. Bull., 19: 1-12.
- Kamay, B.A. 1976. The effects of various constant temperatures in oviposition, sex ratio, and rate of development of the gypsy moth egg parasite, *Ooencyrtus kuwanae* Howard. - M.S. Thesis, Southern Connecticut State College, New Haven, Connecticut. 50 pp.
- Maple, J.D. 1937. The biology of *Ooencyrtus johnsoni* (Howard), and the role of the egg shell in the respiration of certain encyrtid larvae (Hymenoptera). Ann. Entomol. Soc. Am., 30: 123-154.
- Prota, R. 1966. Contributi alla conoscenza dell' entomofauna della Quercia da sughero (*Quercus suber* L.) V. Osservazioni condotte in Sardegna su *Ooencyrtus kuwanae* (Howard) (Hymenoptera: Encyrtidae) nuovo per la fauna italiana. Stazione Sperimentale del Sughero, Tempio Pausania. Memoria 17, 26 pp.
- Schieferdecker, H. 1969. Zur Vermehrung von *Ooencyrtus kuwanae* (Howard, 1910) unter Laborverhältnissen. Beitr. Entomol., 19: 803-815.
- Tadic, M.D. 1959. Incidence of gypsy moth egg parasites *Anastatus disparis* R. and *Ooencyrtus kuwanae* How. In some localities in Macedonia in 1958/59. Zast. Bilja, 56: 27-37.

EVALUACIÓN DE LA SOLUCIÓN KAIROMONAL JCO Y SUS DERIVADOS PARA LA CAPTURA DE *R. palmarum*

Este ensayo busca evaluar comparativamente en condiciones de campo, la eficiencia relativa de una mezcla sintética JCO que reemplaza la caña de azúcar y que se reveló atractiva en el campo para los adultos de *R. palmarum* y sus mezclas derivadas MIN, F+, F+1, F+2 y F+3 con el fin de optimizar la formulación activa disponible. El ensayo se desarrolló en el lote Caimos de la plantación La Mejorana. Se están utilizaron como trampas, baldes amarillos de 20L con tapa colocadas en el suelo. Las trampas se colocaron en el suelo, cerca de la base de la palma sobre la línea 3, separadas 100 metros de distancia entre sí en línea recta. Dentro de cada trampa se colocó caña de azúcar previamente envenenada o un recipiente que contenía 45 ml de solución kairomonal y en cada una se incluyó un sobre de feromona. Para evitar interferencias con animales (bueyes) las trampas se aseguraron con estacas al suelo y las tapas se amarraron con alambre para evitar que fuesen destapadas o volteadas. Se evaluaron siete tratamientos; de cada tratamiento se hicieron cinco repeticiones. Al final de cada semana los baldes se recogieron, se cambió la caña de azúcar y se volvió a sortear la posición de cada tratamiento. Se pesaron dos difusores de cada solución kairomonal así como dos de Rhychophorol al iniciar el ensayo y al cabo de la primera semana con el fin de evaluar las tasas de difusión de los compuestos. Se encontró que las mezclas kairomonales JCO capturan en promedio igual número de *R. palmarum* que el cebo vegetal caña de azúcar los cuales oscilan entre 4.8 y 4.5 individuos/trampa/lectura respectivamente. Las mezclas sintéticas derivadas de JCO son menos atractivas. Al comparar las mezclas sintéticas derivadas de JCO entre sí, la F+3 captura en promedio mayor número de individuos que las otras (2.5 individuos/trampa/lectura) (Fig. 1).

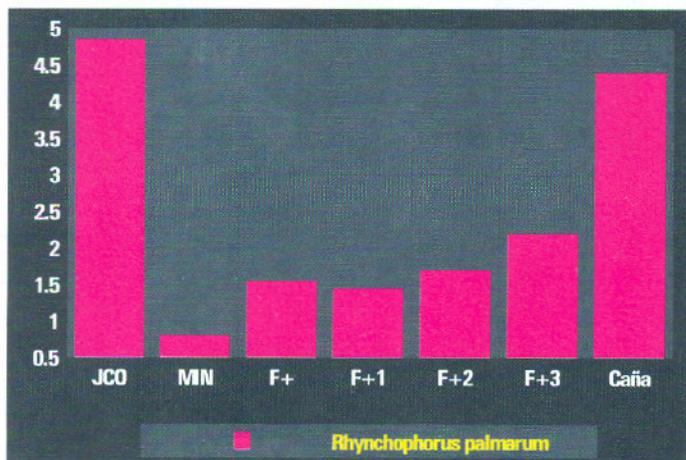


Figura 1. Número promedio de *R. palmarum* capturados por trampa por lectura con mezclas kairomonales

Rosa C. Aldana Bióloga, Entomóloga; Hugo Calvache Ing. Agrónomo. MSc. Área Sanidad Vegetal Cenipalma. Calle 21 N°. 42 C 47. Bogotá (Colombia); Didier Rochat, Unité de Phytopharmacie & Médiateurs Chimiques, INRA, Route de Saint-Cyr, 78026 Versailles Cedex, France

CARACTERIZACIÓN DE DOS PLANTAS NECTARÍFERAS, ATRAYENTES DE INSECTOS BENÉFICOS EN PALMA DE ACEITE



La reducción de los insectos benéficos en la palma de aceite está relacionada con la fase reproductiva de las plantas nectaríferas, en la cual no hay emisión de néctares, junto a una reducción del tamaño de sus hojas durante el periodo de verano. Las plantas nectaríferas *Urena lobata* L. y *Triumfetta lappula* L. fueron seleccionadas de acuerdo con sus características de atracción sobre la entomofauna benéfica, correspondientes a la presencia de nectarios extraflorales que sirven como fuente de alimentación, especialmente para los parasitoides. La formación y producción de semillas fue la fase fenológica crítica con el menor número de insectos benéficos atraídos junto al mayor decremento de las variables evaluadas: número de nectarios extraflorales funcionales y tamaño de la hoja, en las cuales la relación fuente-vertedero favorece los órganos reproductivos. Durante la fase de crecimiento vegetativo de las dos plantas, la familia Elasmidae exhibió sus mayores preferencias hacia este estado de desarrollo. Mientras que la familia Chalcididae alternó sus requisitos nutricionales con el néctar disponible durante la fase reproductiva. Para Braconidae e Ichneumonidae, hubo diferentes preferencias hacia cada una de las fases fenológicas de las plantas evaluadas.

Eduardo Andrés Argumero Barón, Estudiante Ing. Agr. Universidad Nacional Bogotá (Colombia); Hugo Calvache Guerrero, Ing. Agrónomo MSc., Área Sanidad Vegetal. Cenipalma. A.A. 252171, Bogotá (Colombia); Ricardo Martínez Becerra, Ph.D. Estadístico, Profesor titular. Universidad Nacional, Bogotá (Colombia)

Director
Pedro León Gómez Cuervo
 Coordinación Editorial:
Oficina de Comunicaciones de Fedepalma
 Diseño y Diagramación:
Bilma Camargo, Cenipalma
 Impresión
Editorial Kimpres. Tel.: 2601680
 Esta publicación contó con el apoyo del
Fondo de Fomento Palmero