

**EVALUACIÓN DE LA REPRODUCCIÓN DE ADULTOS DE *Encarsia formosa*
(Hymenoptera: Aphelinidae) SOMETIDOS A DIFERENTES TIEMPOS DE
CONSERVACIÓN EN FRÍO**

Mayra Alejandra Rodríguez González

**UNIVERSIDAD MILITAR NUEVA GRANADA
FACULTAD DE CIENCIAS
BIOLOGÍA APLICADA
Bogotá D.C.
2009**

**EVALUACIÓN DE LA REPRODUCCIÓN DE ADULTOS DE *Encarsia formosa*
(Hymenoptera: Aphelinidae) SOMETIDOS A DIFERENTES TIEMPOS DE
CONSERVACIÓN EN FRÍO**

Mayra Alejandra Rodríguez González

**Trabajo de grado presentado como requisito parcial para optar al título de
Biólogo**

Director:

Fernando Cantor Rincón, Ph.D

Asesor:

Daniel Rodríguez, M.Sc.

**UNIVERSIDAD MILITAR NUEVA GRANADA
FACULTAD DE CIENCIAS
BIOLOGÍA APLICADA
Bogotá D.C.
2009**

AGRADECIMIENTOS

Además del esfuerzo y dedicación por parte de la autora, el trabajo no se hubiera llevado a cabo sin la orientación y el apoyo del Dr. Fernando Cantor así como la cooperación desinteresada de las personas nombradas a continuación.

En especial agradezco a mi familia, pues además del apoyo que me brindaron, debo reconocer a mis padres y hermano no solo su actitud y paciencia, sino su directa contribución en la creación de los montajes, a Amparo quien brindo su soporte en varias de las tareas que conllevaron a la sustentación del trabajo y a Diego que dio su apoyo incondicional en el desarrollo de esta experiencia.

A Alex Escobar y Mery quienes apoyaron todo el desarrollo de la parte experimental, al Dr. Daniel Rodríguez por su gran apoyo y sugerencias e igualmente a Sandra Aragón quien además de contribuir con la propuesta de este trabajo, en conjunto con el Dr. Cure evaluaron y aprobaron el trabajo realizado.

Finalmente agradezco enormemente el apoyo recibido por parte de la Dra. Silvia López quien a pesar de no estar en Colombia, siempre mostró completo interés en el trabajo y dispuesta a brindar su apoyo. Asimismo, gracias al Dr. Van Lenteren y al Dr. Gerling quienes sin ninguna dificultad me permitieron acceder a información importante para el desarrollo del trabajo.

TABLA DE CONTENIDO

ÍNDICE DE FIGURAS	5
ÍNDICE DE TABLAS	6
1. INTRODUCCION	8
2. OBJETIVOS	12
3. REVISION BIBLIOGRAFICA	
3.1 Mosca blanca de los invernaderos	13
3.1.1 Biología de <i>Trialeurodes vaporariorum</i>	13
3.1.2 Daño provocado por <i>Trialeurodes vaporariorum</i>	15
3.1.3 Control de <i>Trialeurodes vaporariorum</i>	16
3.2 <i>Encarsia formosa</i> Gahan	17
3.2.1 Biología de <i>Encarsia formosa</i>	18
3.2.2 Ventajas y dificultades de <i>E. formosa</i> en el control de mosca blanca	22
4. METODOLOGIA	
4.1 Cría de <i>E. formosa</i>	24
4.2 Obtención de plantas infestadas por <i>T. vaporariorum</i>	27
4.3 Realización de montajes	27
4.4 Evaluación de variables	28
5. RESULTADOS	
4.1 Emergencia de <i>E. formosa</i>	31
4.2 Reproducción de <i>E. formosa</i>	37
4.3 Supervivencia de <i>E. formosa</i>	41
5. CONCLUSIONES	46
6. BIBLIOGRAFIA	47

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ninfa de mosca blanca (translucida) y ninfas de mosca blanca parasitada por <i>E. formosa</i> (ninfas de color negro).	19
Figura 2. Desarrollo de semillas.	23
Figura 3. Planta óptima para infestación (tres tallos con dos foliolos cada uno)	24
Figura 4. Infestación de <i>T. vaporariorum</i> en plantas de fríjol. A. Cámara de infestación. B. Plantas infestadas dentro de la cámara, cada una de ellas con dos hojas por tallo y dos tallos por matera. C. Nivel de infestación de las plantas.	24
Figura 5. Obtención de pupas de <i>E. formosa</i> . A. secado. a. Hojas con pupas de <i>E. formosa</i> a cosechar. B. Separación y deshidratación (incubadora a 4 °C). C. Dispensador con 120 pupas (aprox.) de <i>E. formosa</i> .	25
Figura 6. Nivel de infestación de <i>T. vaporariorum</i> en el área del montaje (círculos). Cada circulo marcado corresponde a un montaje	26
Figura 7. Jaulas Pinza	27
Figura 8. Montajes en plantas. A. Volcamiento de las plantas por el peso del montaje. B. Plantas con ayuda de palillos para sostenimiento del montaje.	27
Figura 9. Ninfa de mosca blanca parasitada con señales de emergencia de adulto de <i>E. formosa</i> .	28
Figura 10. Porcentaje de emergencia de adultos de <i>E. formosa</i> hasta 23 días de refrigeración.	30
Figura 11. Número de adultos de <i>E. formosa</i> emergidos diariamente de los dispensadores sin refrigeración, con uno, dos, tres y cuatro días de refrigeración.	32
Figura 12. Número de adultos de <i>E. formosa</i> emergidos diariamente de los dispensadores sin refrigeración, con un cinco, seis, siete y ocho días de refrigeración.	33

Figura 13. Número de adultos de <i>E. formosa</i> emergidos diariamente de los dispensadores sin refrigeración, con un nueve, diez, once y doce días de refrigeración.	33
Figura 14. Número de adultos de <i>E. formosa</i> emergidos diariamente de los dispensadores sin refrigeración, con un trece, catorce, quince y dieciséis días de refrigeración.	34
Figura 15. Número de adultos de <i>E. formosa</i> emergidos diariamente de los dispensadores sin refrigeración, con diecisiete, dieciocho y diecinueve días de refrigeración.	34
Figura 16. Porcentaje de parasitismo de <i>E. formosa</i> en diferentes tiempos de almacenamiento en frío.	36
Figura 17. Porcentaje de parasitación diario de adultos de <i>E. formosa</i> emergidos de dispensadores sin refrigeración, con uno, dos, tres y cuatro días de refrigeración.	38
Figura 18. Porcentaje de parasitación diario de adultos de <i>E. formosa</i> emergidos de dispensadores sin refrigeración, con uno, dos, tres y cuatro días de refrigeración.	38
Figura 19. Porcentaje de parasitación diario de adultos de <i>E. formosa</i> emergidos de dispensadores sin refrigeración, con nueve, diez, once y doce días de refrigeración.	39
Figura 20. Porcentaje de parasitación diario de adultos de <i>E. formosa</i> emergidos de dispensadores sin refrigeración, con catorce, quince y dieciséis días de refrigeración.	39
Figura 21. Porcentaje de supervivencia de adultos de <i>E. formosa</i> emergidos de dispensadores sin refrigeración, con uno, dos, tres y cuatro días de refrigeración.	41
Figura 22. Porcentaje de supervivencia v de adultos de <i>E. formosa</i> emergidos de dispensadores sin refrigeración, con cinco, seis, siete y ocho días de refrigeración.	43
Figura 23. Porcentaje de supervivencia v de adultos de <i>E. formosa</i> emergidos de dispensadores sin refrigeración, con nueve, diez, once y doce días de refrigeración.	43

Figura 23. Porcentaje de supervivencia v de adultos de <i>E. formosa</i> emergidos de dispensadores sin refrigeración, con trece, catorce, quince y diesiseis días de refrigeración	44
Figura 24. Porcentaje de supervivencia v de adultos de <i>E. formosa</i> emergidos de dispensadores sin refrigeración, con diesiete, diesiocho y diesinueve días de refrigeración	44

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Tratamientos usados para la evaluación de reproducción y emergencia de <i>E. formosa</i> bajo condiciones de almacenamiento a $\pm 4^{\circ}$ C.	29
Tabla 2. Porcentaje promedio de emergencia de adultos de <i>E. formosa</i> en los diferentes tratamientos de almacenamiento en frío.	32
Tabla3. Porcentaje de parsitismo de los individuos emergidos de dispensadores sometidos a diferentes tiempos en almacenamiento en frío.	37
Tabla 4. Porcentaje de supervivencia diario de adultos de <i>E. formosa</i> emergidos de dispensador sin almacenamiento en frío y dispensadores almacenados en frío de 1 a 23 días con 20 repeticiones cada uno.	42

1. INTRODUCCIÓN

El control biológico constituye el uso de un organismo (enemigo natural) con el fin de reducir la población de una plaga. Este proceso está presente en todos los ecosistemas (Melo, 2000; Smith y Capinera, 2000; Van Driesche y Bellows, 1996). En los ecosistemas naturales se produce un control natural. Es decir, sin intervención humana (Van Lenteren, 2006; Melo, 2000). La aplicación del control biológico de artrópodos para el beneficio del hombre y sus cultivos inició cerca del año 300 con el uso de hormigas depredadoras (Van Lenteren, 2006).

Uno de los casos exitosos de control biológico reconocido a nivel mundial se presentó en 1888 con la liberación de *Rodolia cardinalis* para el control de *Icerya purchasi* Maskell en cultivos de algodón en California (Van Lenteren, 2006, Van Lenteren, 2003; Van Driesche y Bellows, 1996; Jutsum *et al.*, 1988). Para este tipo de práctica se tiene en cuenta el uso de parásitos obligados o facultativos, patógenos, así como también parasitoides, y depredadores como agentes de control biológico, siendo esta mejor que otras técnicas de control en términos de costo, eficiencia y confiabilidad sin ser tóxica (Jutsum *et al.*, 1988).

La práctica de control biológico se vio incrementada desde comienzos del siglo veinte en comparación con el uso de otras alternativas para el control de plagas con el fin de disminuir el impacto de los productos químicos al medio ambiente (Van Driesche y Bellows, 1996; Alomar y Albaies, 2005). Los primeros casos de control biológico clásico en América Latina fueron la introducción de *Hippodamia convergens* Guérin – Meneville (Coleoptera: Coccinellidae) y *Rhizobius ventralis* (Erichson) para el control de insectos escama en Chile (1903) y la liberación de *Encarsia berlesi* (Howard) (Hymenoptera: Aphelinidae) para el control de la escama blanca del melocotón *Pseudaulacaspis pentagona* (Targioni – Tozzetti) (Homoptera: Diaspididae) en Argentina (1908). La mayoría de los primeros trabajos de control biológico realizados, se centraron en cítricos, debido a que estos fueron los que marcaron el inicio en 1888 (Altieri *et al.*, 1989).

A través del tiempo ha sido posible identificar diferentes enemigos biológicos que realizan un control eficaz sobre plagas específicas. A pesar de ello, se siguen presentando problemas con estas, pues en todos los cultivos no es posible ejercer un control eficaz, ya

que las condiciones tanto del cultivo como de las plantas varían y afectan de forma diferente la actividad del enemigo, en especial de los parasitoides y predadores (Van Lenteren, 2003).

Por otra parte la producción de vegetales bajo invernadero es un sector que se ha incrementado rápidamente en la agricultura (Labeé, 2005; Van Lenteren, 2003). No obstante, las condiciones más o menos estables de un cultivo bajo invernadero que permiten un gran control de las variables ambientales y la presencia de un cultivo específico son las que benefician la proliferación de una plaga, permitiendo que la infestación ocurra en menor tiempo y se dificulte el control (Nichols, 2008; Van Lenteren, 2003).

Además de cultivos de hortalizas, en los de flores, es de gran importancia la buena apariencia de estos productos al consumidor, lo que discrimina aquellos que tengan signos de plagas y enfermedades (FAO, 1987; Lange y Bronson, 1981). De allí la importancia de realizar un control eficaz, que en principio se obtuvo con el uso de pesticidas y demás productos químicos (Altieri *et al.*, 1989; Lange y Bronson, 1981). Sin embargo, el uso de estos productos ocasiona efectos nocivos en el ambiente, la salud de los productores y consumidores, y a su vez es de resaltar que estos insectos son capaces de adquirir resistencia (Cardona *et al.*, 2001; Rodríguez y Cardona, 2001; Ditritch *et al.*, 1990; Altieri *et al.*, 1989; Jutsum *et al.*, 1988). Por lo anterior, en la actualidad el mercado de estos productos disminuye, y aumenta el de productos limpios y orgánicos (Labeé, 2005).

En varios lugares la alternativa es la de usar enemigos naturales para el control de las plagas bajo invernadero como estrategia de control biológico, pues permite obtener un incremento de polinizadores, disminuye los residuos de pesticidas y permite certificar el producto como orgánico, obteniendo ventaja sobre los productores convencionales, al satisfacer el mercado que requiere el certificado de sello verde (Labeé, 2005; Soto *et al.*, 2001; Fraser, 1992).

El uso y comercialización de controladores biológicos al igual que otra estrategia de control de plagas debe ser capaz de mostrar resultados competitivos frente a otras estrategias. Esta competitividad se puede alcanzar aprovechando situaciones como la ineficiencia de productos químicos, su alto costo económico y las restricciones legales que se presentan con el uso de productos químicos (Jutsum *et al.*, 1988).

En los cultivos comerciales de tomate bajo invernadero se presentan varias plagas, una de las más importantes y que produce grandes daños a las plantas es la mosca blanca de invernadero *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) (Labée, 2005; Van Lenteren, 2003; Soto *et al.*, 2001). Su presencia y rápido incremento de la población bajo las condiciones del cultivo pueden llegar a generar grandes pérdidas (Labée, 2005; Van Lenteren, 2003). En el caso de Colombia, en los cultivos de habichuela pueden generarse pérdidas entre el 15% y el 50% (Rendón *et al.*, 2001; Rodríguez y Cardona, 1990) y hasta 60% en cultivos de ahuyama y frijón (Perea *et al.*, 2003).

El control de esta plaga se hace basado en estudios que sugieren aplicar diferentes alternativas de control una vez hay presencia de adultos de mosca blanca en el cultivo. No obstante esto varía, encontrándose en otras propuestas hacer uso de estas estrategias de control cuando hay presencia de ninfas en el tercio inferior de las plantas (Rodríguez *et al.*, 1996; Cardona *et al.*, 1993).

Debido a la amplia distribución de esta plaga, existen varios umbrales o criterios de decisión aplicables a diferentes cultivos. No obstante, en muchos casos el uso de los enemigos se realiza bajo parámetros similares a los tradicionales con productos químicos. En donde, a mayor presencia de la plaga mayor número de insectos liberados (Forero, 2006). Algunos autores mencionan la interacción entre individuos de la misma especie y entre individuos de diferentes especies, ya que esto puede afectar el desempeño de los controladores biológicos disminuyéndolo (interferencia) (Collier, 2002; Hoddle, 2000). Por esta razón no siempre se obtienen los resultados esperados, y es necesario tener en cuenta aspectos intrínsecos del enemigo como la respuesta funcional y numérica en diferentes situaciones para lograr un control eficiente de la plaga (Forero, 2006).

Teniendo en cuenta el incremento en el uso del control biológico como una de las mejores alternativas de control, diferentes enemigos naturales están comercialmente disponibles (Labée, 2005; Van Lenteren, 2003). Actualmente más de 150 especies de enemigos naturales están en el mercado de controladores biológicos, para prácticas de control biológico aumentativo (Van Lenteren, 2006). La disponibilidad de estos enemigos varía. En general, las compañías que los comercializan llevan un periodo de 30 años garantizando la presencia de los principales agentes controladores. Cerca del 80% de los enemigos naturales que se comercializan son usados en invernaderos entre los cuales se destacan el parasitoides *Encarsia formosa* (25% de las ventas) para el control de ninfas de mosca blanca y el ácaro depredador *Phytoseiulus persimilis* para el control de *Tetranychus urticae* (Van Lenteren, 2003).

El uso de *E. formosa* en el control biológico de individuos de mosca blanca se ha realizado desde los años 70`s (Labée, 2005; Van Lenteren *et al.*, 1996) de tal forma que ahora constituye una de las más importantes estrategias de control biológico de esta plaga (Van Lenteren, 2003). Sin embargo, en Colombia no existe una tecnología local de producción masiva de este y otros parasitoides que garanticen un suministro constante a los productores.

Por lo anterior, el Grupo de Control Biológico de la Facultad de Ciencias de la Universidad "Militar" Nueva Granada viene desarrollando una serie de investigaciones que enmarcan la estandarización de una producción semi – comercial de *E. formosa*. En ese contexto se han logrado avances no sólo en la producción de hospederos y de parasitoides, sino también en la tecnificación de los métodos de cosecha de pupas de la avispa. Sin embargo, aún hace falta evaluar las condiciones de almacenamiento en frío necesarias para mantener excesos de producción de la avispa antes de liberación en campo sin que pierdan efectividad biológica, lo que constituye el objetivo de este trabajo.

2. OBJETIVOS

2.1 GENERAL

Identificar el tiempo óptimo de almacenamiento en frío de pupas de *Encarsia formosa* sin que afecte su capacidad parasítica.

2.2 ESPECÍFICO

2.2.1 Evaluar el efecto de diferentes tiempos de almacenamiento en frío sobre la supervivencia y reproducción de *E. formosa*.

2.2.2 Determinar el efecto de la refrigeración sobre la emergencia de adultos de *E. formosa*.

3. REVISION BIBLIOGRAFICA

3.1 Mosca blanca de los invernaderos *Trialeuriodes vaporariorum* (Westood)

Entre las plagas más importantes en los cultivos bajo invernadero se encuentra la mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* (Cardona *et al.*, 2005; Oliveira, 2003; Perea *et al.*, 2003; Augustin, 2002; Byrne y Bellows, 1991; Rusell, 1977), la cual fue descrita en 1856 por Westood (Augustin, 2002; Byrne y Bellows, 1991; Rusell, 1977). *T. vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) afecta un amplio espectro de plantas (249 géneros comprendidas en 84 familias vegetales) dentro de las cuales se pueden encontrar ornamentales y hortalizas (Loureção *et al.*, 2008; Perea *et al.*, 2003; Cardona *et al.*, 2005; Russel, 1977), especialmente en regiones cálidas (Smith *et al.*, 2000). En los trópicos se encuentra por encima de los 500 m. s. n. m. lo que muestra un amplio rango de acción, en el cual puede afectar mayor cantidad de cultivos (Smith *et al.*, 2000).

En Colombia *T. vaporariorum* también afecta una gran cantidad de plantas (López *et al.*, 2005; Noldus y van Lenteren, 1990), como habichuela (*Judíaphaseolus vulgaris*), frijol (*Phaseolus vulgaris*), tomate (*Lycopersicum esculentum*), pepino (*Cucumis sativus*), pimentón (*Capsicum annum*), zapallo (*Cucurbita maxima*), berenjena (*Solanum melongena*), papa (*Solanum tuberosum*) y algodón (*Gossypium hirsutum*) (Cardona *et al.*, 2005). Uno de los cultivos más afectados es el de poinsetia (*Euphorbia pulcherrima*) (Byrne *et al.*, 1990). Para este caso, el manejo se ha realizado mediante liberaciones de enemigos biológicos que conllevan a un mejor control (Van Driesche y Lyon, 2003; Smith *et al.* 2000).

3.1.1 Biología de *T. vaporariorum*

A pesar de su nombre estos insectos no son moscas “reales”, son homópteros de familia Aleyrodidae relacionados con plagas picadoras – chupadoras (Basso *et al.*, 2001; Rangahau, 1999). Los adultos de mosca blanca miden aproximadamente de 1.5 a 2 mm. de longitud (Cardona *et al.*, 2005; López *et al.*, 2005; Augustin, 2002; Byrne y Bellows, 1991). Poseen glándulas posteriores que secretan un polvo ceroso que se distribuye por todo el cuerpo protegiéndolas del sol. Dependiendo de la planta hospedera el polvillo

puede ser blanco o amarillento. La proboscis se encuentra en la cabeza y es la que se usa para alimentarse (Rangahau, 1999; Español, 1994).

T. vaporariorum es capaz de reproducirse tanto sexualmente como asexualmente. Los huevos no fertilizados (haploides) se desarrollan como machos y los fertilizados (diploides) como hembras (Augustin, 2002; Español, 1994). Sin embargo, a diferencia de otras especies *T. vaporariorum* deposita los huevos en forma de media luna en el envés de las hojas jóvenes (Augustin, 2002). Las hembras de *T. vaporariorum* pueden colocar de veinte a cuarenta huevos por cm² anexados a la epidermis de las hojas por medio de pedúnculos cortos cuando no hay presencia de enemigos biológicos ó tratamientos químicos. En condiciones normales, en donde se ejerce presión por enemigos biológicos o uso de parte uno o ambos, se encuentran entre diez o menos ninfas en la misma área (Byrne & Bellows, 1991)

El ciclo de vida de *T. vaporariorum* consta de una etapa de huevo, cuatro estadios larvales y la etapa de adulto (Bayer, 2006; Cardona *et al*, 2005; Augustin, 2002; Rangahau, 1999; Osborne y Landa, 1992). El primer estadio larval es móvil, la larva está cubierta de cera y mide de 0.2 – 0.4 mm. Se alimenta de los vasos de savia a los cuales se anexa para continuar su desarrollo (Labeé, 2005; Cardona *et al*, 2005; Augustin, 2002; Gill, 1990). La segunda etapa larval no es móvil pero se recubre de una capa de cera. En el tercer estadio los ojos se tornan rojos y son visibles a través de la cutícula. Finalmente, el cuarto estado larval que también es considerado como pupa del cual emerge el adulto de 0.73 mm. de longitud. Una vez se inicia esta última etapa la ninfa es oval, plana y su color es casi transparente (Cardona *et al*, 2005; Labeé, 2005; Augustin, 2002; Español, 1994; Gill, 1990).

A medida que el individuo se desarrolla la pupa se opaca y se presentan hilos de cera largos y erectos característicos de este estadio, esto, por al menos ocho días, que es el tiempo promedio de duración (Cardona *et al*, 2005). Algunos autores mencionan que existen tres formas morfológicas en el cuarto estadio; en el cuarto estadio temprano, la ninfa es plana y ovalada, un estadio de transición de color blanco opaco, en el dorso como a los lados se presenta el crecimiento de pelos y el estadio final en el cual se observan los ojos rojos y el cuerpo amarillo del adulto a emerger (Byrne y Bellows, 1991)

El tiempo total de desarrollo varía dependiendo principalmente de las condiciones de temperatura y humedad relativa (Augustin, 2002; Burnett, 1949). En general para que un individuo de *T. vaporariorum* complete el ciclo y alcance el estado adulto toma de 21 a 30 días (Burnett, 1949). A una temperatura de 25 °C la siguiente generación de mosca blanca se desarrollará a los 21 días, mientras que a 16 °C requerirá 60 días para completar su desarrollo (Augustin, 2002). El umbral de temperatura para *T. vaporariorum* es de 14 °C – 35 °C (Rangahau, 1999).

3.1.2 Daño que provoca *T. vaporariorum*

El daño directo se produce debido a que son insectos fitófagos, los cuales se alimentan mediante la inserción de su proboscis o aparato bucal en el floema de las plantas hospederas con el fin de succionar la savia (Labeé, 2005; Byrne y Bellows, 1991). Al mismo tiempo liberan una sustancia azucarada y cerosa llamada mielecilla (miel de rocío) ó “honey dew”, que sirve como sustrato para el crecimiento del hongo *Cladosporium spp.* comúnmente llamado fumagina, el cual impide la absorción de luz por parte de las hojas, y por ende disminuye la tasa de fotosíntesis de planta causando un daño indirecto a la planta pero que afecta el cultivo (López *et al.*, 2005; Oliveira *et al.*, 2003; Perea *et al.*, 2003; Augustin, 2002; Byrne y Bellows, 1991; Duffas, 1965).

Una vez se han alimentado de las hojas, estas presentan puntos amarillos debido a la pérdida de savia, a tal punto que puede causar necrosis en las hojas afectadas (López *et al.*, 2005). Sumado a esto se encuentra el hecho de que estos insectos también pueden servir de vectores de muchas enfermedades virales y bacterianas que pueden afectar el cultivo (Rangahau, 1999; Español, 1994). Uno de estos ejemplos es el caso del geranio, en el cual se transmite el moteado de las hojas por *Xanthomonas pelargonii* (Rangahau, 1999; Español, 1994).

Según Dent (2000), existen a su vez las siguientes condiciones que favorecen la presencia y daño de esta plaga en el cultivo:

- Cultivo ó variedad susceptible
- Intensificación del cultivos (no rotaciones)

- No se promueve ningún tipo de control ya sea cultural, etológico, biológico ni químico.
- Abuso de insecticidas de amplio espectro como piretroides ó mezclas inadecuadas (bombazos).

Estas condiciones deben ser monitoreadas continuamente, ya que pueden presentarse explosiones en los niveles de la población, favorecidas por las condiciones que se presentan en los cultivos bajo control tradicional (cadena alimenticia artificial y la ausencia de enemigos biológicos) (Brodeur *et al.*, 2002)

3.1.3 Control de *T. vaporariorum*

Las poblaciones de mosca blanca se caracterizan por tener generaciones superpuestas. Por ello se pueden encontrar dos generaciones desarrollándose de forma paralela, lo que permite un rápido incremento en la tasa de crecimiento (Dreistadt, 2001). Por esta razón, cuando no se tiene un buen monitoreo sobre la población y el cultivo, suelen producirse este tipo de incrementos en el número de individuos de forma acelerada, especialmente en los sistemas bajo invernadero debido a que la cadena alimenticia es más simple y no se encuentran enemigos naturales (Brodeur *et al.*, 2002).

El control de las poblaciones de mosca blanca se hace tradicionalmente con productos químicos. Sin embargo, existen características intrínsecas del insecto como lo son su morfología, y extrínsecas como la capa de cera y su ubicación en el envés de la hoja que dificultan un control eficiente mediante esta estrategia (Perea *et al.*, 2003; Osborne y Landa, 1992). Sumado a esto, se halla el hecho de que las moscas blancas han desarrollado resistencia a un gran número de productos dentro de los que se encuentran organofosforados, hidrocarburos clorados y piretroides (Dreistadt, 2001)

Como estrategias preventivas de manejo se encuentra el control cultural que consiste en hacer rotaciones del cultivo, evitando el uso de plantas afines a la mosca blanca como papa, tomate, berenjena, zapallo, habichuela, pepino y pimentón, entre otros, para evitar focos de infestación que puedan afectar las plantas (Cardona *et al.*, 2005). Asimismo, evitar siembras escalonadas con plantas que actúen como posibles hospederos y

erradicar las plantas o malezas que puedan estar cerca del cultivo y que sean susceptibles al ataque de mosca blanca (Cardona *et al.*, 2005; Madrigal, 1994).

En el control etológico para mosca blanca se aprovechan los hábitos y comportamientos del adulto. Dentro de estos métodos se encuentran las barreras vivas como cultivos de maíz o sorgo que rodean el cultivo, dificultando la llegada de los adultos al cultivo de interés o cultivo principal, y a su vez favorece la presencia de enemigos naturales. El otro método usado son los cultivos trampa, entre los que se usa pepinillo o frijol, ya que son plantas preferidas por los adultos de mosca blanca sobre las cuales se asperjan insecticidas (Cardona *et al.*, 2005).

Según Antonelly (2005) también hacen parte de los métodos de control, prácticas como la instalación de trampas amarillas que atraen a los adultos de mosca blanca, tanto dentro como fuera del campo cultivado, y la pasada de manta que consta de una manta de tela o plástico (4 a 6 m de largo x 0.60 – 0.80 m de ancho) untada de aceite comestible que se coloca en el cultivo en la mañana para capturar el mayor número de adultos posible.

Finalmente, como método alternativo de control de *T. vaporariorum*, se puede hacer uso de enemigos naturales depredadores como crisopas, coccinelidos, chinches, y especialmente *Dicyphus hesperus*, así como de los parasitoides *Amitus fuscipennis* y *Encarsia formosa*. También existen patógenos del género *Penicillium*, *Entomophthora* y *Bauveria*, que constituyen uno de los productos biológicos más usados en cultivos comerciales.

3.2 *Encarsia formosa* Gahan (Hymenoptera: Aphelinidae)

Encarsia formosa es una avispa parasitoide perteneciente a la familia Aphelinidae, mide 0.6 mm. de longitud. Fue descubierta en los años 20 y es considerada como uno de los enemigos biológicos más importantes de mosca blanca (Labeé, 2005; López *et al.*, 2005; Augustin, 2002; Soto *et al.* 2001; Van Lenteren y Van Roermund, 1999; Hoddle *et al.*, 1998; Shishehbor y Brennan, 1997; Fransen y Van Lenteren, 1994; Jutsum *et al.*, 1988; Van Lenteren y Woets, 1988 Lange y Bronson, 1981). A partir de 1920 se inició en Europa su uso comercial (Hoddle *et al.*, 1998). En 1926 se llevaron a cabo los primeros experimentos con *E. formosa* como enemigo natural de la mosca blanca del invernadero

en la Estación Experimental de Cheshunt en Londres por Spreyer, quien a su vez había realizado la descripción morfológica de todos los estados del ciclo de vida del parasitoide desde 1920 (Augustin 2002; Hoddle, 1998).

Desde hace más de 25 años varias especies de parasitoides afelínidos se han usado como agentes de control biológico en la lucha para el control hemípteros tales como pulgones (*Aphididae*), otros del género *Coccoidea* y *Aleyrodidae* (Van Lenteren *et al.* 1997). Una vez se obtuvo y se demostró la efectividad en cuanto al control de la mosca blanca mediante el uso de individuos de *E. formosa*, este fue llevado a varios países entre los que se encuentra Canadá, Australia y Nueva Zelanda. Debido a su establecimiento en varios lugares, se puede decir que este individuo es de distribución cosmopolita, sin embargo, su lugar de origen es desconocido (Augustin; 2002; Soto *et al.* 2001; Hoddle, 1998; Van Roermund y Van Lenteren 1995a; Van Roermund *et al.* 1994; Van Lenteren *et al.* 1976)

Para esta época no existía un método para introducir la avispa dentro de los cultivos. Por ello los cultivadores ponían el material que contenía las pupas en el invernadero. Sólo hasta 1930 se planteó una técnica de liberación que fue implementada por McLeod (1938). Fue tan eficaz el parasitoide que su uso se incrementó de 100 Ha en 1970 a 4800 Ha en 1993 (Van Lenteren, 1995). Sin embargo, sólo hasta 1970 se reinició la práctica de control biológico, aumentando cada vez más su presencia en los cultivos principalmente en Europa y Rusia, pues en 1945 se desató el uso de insecticidas lo que limitó la práctica de métodos de control de plagas alternos (Hoddle *et al.*, 1998).

3.2.1 Biología de *E. formosa*

E. formosa es un endoparasitoide uniparental que parasita 15 diferentes individuos en ocho géneros de *Aleyrodidae* (López *et al.*, 2005; Augustin, 2002; Avilla *et al.* 1991; Bujis *et al.* 1981; Wooley y Let, 1981). Obtiene energía mediante el consumo de la melaza o “honey dew” y la hemolinfa de las ninfas no parasitadas, especialmente del “host-feeding” de aquellas que se encuentran en los dos primeros instares (Buger *et al.*, 2004; Netting y Hunter, 2002; Enkegaard 1993).

Los adultos de *E. formosa* son insectos partenogenéticos (telitoquia). Esta condición está mediada por una bacteria llamada *Wolbachia*. Esta bacteria se transmite por el huevo y

restaura el estado diploide en los huevos que no han sido fertilizados produciendo hembras (Zchori-Fein *et al.*, 1992). Sin embargo, en ocasiones se puede apreciar la presencia de machos. Estos son más grandes que las hembras y su cuerpo es más oscuro tendiendo a marrón. De igual forma se ha podido comprobar que la presencia de machos en las poblaciones de *E. formosa* no significa que esta se incremente, pues a pesar de encontrar esperma en sus vesículas seminales, estos son incapaces de fertilizar eficientemente a las hembras, causando la reducción de la población (Stouthamer *et al.* 1994; Zchori-Fein *et al.* 1992; Avilla *et al.* 1991; Bujis *et al.* 1981; Wooley y Let 1981).

Una hembra de *E. formosa* es capaz de colocar de 10 a 15 huevos por día y vivir de dos a tres semanas, durante este período una avispa del género *Encarsia* parasita cerca de 250 ninfas de mosca blanca (50% de la población) y utiliza cerca de otras 30 para su alimentación ya que no parasita los mismos individuos de los que se alimentan (Labeé, 2005; Soto *et al.* 2001).

Tienen de 5 – 16 ovariolas, cada una puede madurar hasta tres huevos. El número de ovariolas y el tamaño de insecto están correlacionados. En general puede madurar de 8 – 10 huevos diarios cuando la temperatura oscila entre los 20° C (Van Lenteren *et al.* 1987; Van Vianen y Van Lenteren, 1986; Kajita y Van Lenteren, 1982) y va disminuyendo dependiendo de la edad, de la temperatura y la disponibilidad de carbohidratos (Hoddle *et al.*, 1998; Van Roedmund y Van Lenteren, 1995a, 1995b; Arakawa, 1982). La cantidad de carbohidratos que consume le ayuda a la maduración de los huevos, los cuales son reabsorbidos luego de tres días a 20° C cuando no se encuentra un huésped disponible, pero puede ovipositar todos los huevos maduros en una hora (Hoddle *et al.*, 1998), especialmente en horas de la mañana (Van Lenteren *et al.*, 1987).

Una adulto de *E. formosa* puede mantenerse vivo a 12 °C., sin embargo, a esta temperatura es posible que no se presente oviposición (Burnett, 1949). El promedio de ovoposición al igual que la longevidad del insecto está influenciado por la temperatura. Teniendo en cuenta esto, de acuerdo con Speyer (1927), el promedio de fecundidad es de 30 huevos a una temperatura de 18 °C – 27 °C, obteniéndose en algunos casos hasta un máximo de 50 huevos (Burnett, 1949).

Los adultos de *E. formosa* ovipositan principalmente en el tercer y cuarto instar de mosca blanca con mayor preferencia en el tercer instar, siendo este en donde se encuentra la mayor tasa de desarrollo, lo cual podría llevar a pensar que existe mejor adaptación del parasitoide con este estado ninfal (Augustin, 2002; Soto *et al*, 2001; Van Lenteren et al. 1976). Luego de haber parasitado, durante los siguientes ocho días la larva se alimenta de la ninfa de mosca blanca. Una vez cumplido este tiempo, se detiene e inicia el estado de pupa en donde la ninfa adquiere coloraciones oscuras (negro) debido al desarrollo interno de la pupa del parasitoide (Augustin, 2002) (Figura 1).



Figura 1. Ninfa de mosca blanca (translúcida) y ninfas de mosca blanca parasitada por *E. formosa* (ninfas de color negro). Tomada por Rodríguez, 2008

El adulto emerge 10 días después de iniciado el estado de pupa. Al igual que con *T. vaporariorum*, la duración de los estadios y en general el ciclo de vida de *E. formosa* varían dependiendo de la temperatura a la cual se encuentre (Woets y Van Lenteren, 1976; Burnett, 1948, 1949). Entre 22.5° - 25° C, el desarrollo del parasitoide en ninfas de cuarto instar de mosca blanca dura 15 días en plantas de tomate (Woets y Van Lenteren, 1976; Burnett, 1948), de 21 días a 23°C , a 32 días (a 18°C) (Labeé, 2005; Soto et al.2001; Shishehbor,1997). Estos insectos suelen responder a los gradientes de temperatura, aunque al encontrarse a bajas temperaturas no se relaciona con la humedad relativa (HR) del lugar (teniendo en cuenta que migran de menor a mayor HR) (Burnett, 1948)

En general se podría decir que el tiempo de desarrollo de huevo a adulto de *E. formosa* es mayor a temperaturas más bajas y se va reduciendo a medida que la temperatura se incrementa como se muestra según Soto *et al.* (2001). La longevidad del adulto no está relacionada con el tamaño corporal, pero sí con la temperatura (Augustin, 2002; Van Lenteren *et al.* 1987). Sin embargo, también puede ser influenciada por la planta hospedera (Van Lenteren *et al.* 1987). Asimismo, debido a la compatibilidad de *E. formosa* con *T. vaporariorum*, cuando la avispa es criada en las ninfas de este Aleyrodidae pueden parasitar inclusive cinco veces al día (Hoddle *et al.*, 1998).

El rango de temperatura mínimo para desarrollo de *E. formosa* es de 10.5 – 13.3° C, no obstante cuando es mayor a 38.3° C también es letal (Van Roermund y Van Lenteren, 1992). El mínimo umbral de temperatura para el desarrollo de los estados pre – marginales es de 10° - 13° C, el máximo de temperatura letal para los parasitoides inmaduros es 39° C. (Van Roermund y Van Lenteren, 1992). Cuando las temperaturas no se encuentran en este rango el control con *E. formosa* se dificulta por lo que es necesario usar métodos complementarios (Labeé, 2005).

El tipo de planta en el cual se lleva a cabo el desarrollo del parasitoide puede influenciar y prolongar el tiempo de desarrollo. Por ejemplo, individuos de *E. formosa* que usan como hospedero *Trialeurodes ricini* en arvejas suelen tardar más en completar su desarrollo que las que se encuentran en algodón (Shishehbor y Brennan, 1997). Igualmente cuando se hospedan en *T. vaporariorum*, requieren 15 días para completar su desarrollo cuando se encuentran en plantas de tabaco, pepino, pimiento dulce (Woets y Van Lenteren, 1976) y tomate (Arakawa, 1982), pero tarda 24.5 días al encontrarse en poinsetia aún estando en el mismo rango de temperatura (22.5° - 25° C).

3.2.2 Ventajas y dificultades de *E. formosa* en el control de mosca blanca

De acuerdo con Van Lenteren *et al* (1996), usando el sentido del olfato y la observación con lo cual es capaz de hallar las plantas infestadas de mosca blanca, *E. formosa* puede parasitar más individuos por unidad de tiempo de lo que una hembra de mosca blanca puede producir. Asimismo la temperatura afecta su desarrollo en el cultivo. En temperaturas menores a 18° C, su capacidad de vuelo y el comportamiento de búsqueda

es limitado, mientras que en temperaturas de más de 30 °C se reduce la duración de vida de los adultos (Labeé, 2005)

La búsqueda de las ninfas de mosca blanca se realiza mediante vuelos al azar. Una vez ubicadas las moscas blancas, la avispa hace uso del olfato y señales visuales que le permiten llegar al lugar en donde se encuentran las ninfas. Todas las búsquedas por plantas infestadas de un hospedero disponible se hacen mediante vuelos al azar y luego un patrón de caminata (Van Roermund y Van Lenteren, 1995a; Van Roermund *et al.*, 1994; Van Lenteren *et al.*, 1976). Esto debido a que los individuos de *E. formosa* no distinguen parte de la hoja como las venas principales o los bordes ni tampoco entre el haz o el envés de la misma (Van Roermund y Van Lenteren, 1995a).

La migración de los individuos de *E. formosa* inicia de 1 a 3 horas después que amanece y se incrementa al inicio de la tarde, sin importar la duración del día. Lo anterior hace pensar que la mayor actividad de la avispa está relacionada con la temperatura. No obstante, alcanza a recorrer 5 m en 90 minutos a una temperatura de 18°C y puede realizar esta actividad aún a 13°C sin obtener la misma distancia recorrida (Van Der Laan *et al.*, 1982). A su vez, la migración y vuelo está relacionada con la intensidad de luz. Una buena intensidad de la luz (> 8000 Lux) permite una mejor migración (mayores distancias recorridas) que en intensidades de luz baja (< 500 Lux) (Van Lenteren *et al.*, 1992). Por esta razón *E. formosa* no suele desplazarse en horas de la noche cuando ni la temperatura ni la intensidad de luz es la adecuada (Van Lenteren *et al.*, 1992).

El éxito de *E. formosa* en la ubicación del hospedero está influenciado por la densidad a la que este se encuentre y en la velocidad de caminata, que a su vez depende de las características de la planta como alta densidad de tricomas y venación de las hojas, las cuales a mayor densidad disminuyen la velocidad de búsqueda del parasitoide (López *et al.*, 2005; Augustin, 2002; Jervis *et al.* 2001; Van Lenteren *et al.*, 1976). La temperatura también es un factor importante puesto que controla la tasa de crecimiento del hospedero como la del parasitoide y altera la habilidad del parasitoide en la búsqueda y control del hospedero (Van Roermund y Van Lenteren, 1995a; Burnett, 1949, 1958, 1960).

La parasitación por parte de los individuos de *E. formosa* también es limitada por la cantidad de pupas disponibles (Van Roermund *et al.*, 1997). Igualmente, el individuo debe ser capaz de balancear los riesgos de limitación tanto de tiempo, así como de huevos (Heimpel *et al.*, 1996). En general la tasa de oviposición disminuye cuando la limitación de sitios aptos es alta (Jervis *et al.* 2001; Heimpel *et al.*, 1996). En el caso de los parasitoides, estos tienden a usar un estado de parasitación específico capaz de brindar las mejores condiciones para la oviposición (Jervis *et al.* 2001; Heimpel *et al.*, 1996).

Los estudios de laboratorio realizados sobre los principales atributos biológicos de este parasitoide han demostrado que posee una mayor tasa intrínseca de crecimiento poblacional producto de su condición reproductiva deuterotica, mayor fertilidad y menor tiempo de desarrollo (Van Roermund *et al.*, 1997). Estos atributos le permiten ejercer un control efectivo aún estando en conjunto con otros controladores como *Eretmocerus corni* (López *et al.*, 2005; Jervis *et al.* 2001).

Por otra parte, la efectividad de control está afectada en gran medida por las altas densidades de la plaga, pues a mayor densidad de la plaga menor es el tiempo de búsqueda por parte del (Van Roermund *et al.*, 1997). Labeé (2005), presenta un umbral de 10 – 39 ° C (temperatura letal) mientras que Dreistad (2001) propone un umbral de 18.5 ° C – 30 ° C. Cuando las temperaturas se encuentran fuera del umbral el control de mosca blanca por *E. formosa* es más difícil obtener un control eficaz.

La estrategia de control biológico de *T. vaporariorum* por *E. formosa* bajo invernadero se presenta de diferentes formas. Una de ellas, mediante la liberación de este como único parasitoide, pues es más fácil y económico para el productor, dado que las condiciones ambientales (la temperatura principalmente) determinan en gran medida el desempeño del parasitoide (Devis y Van Lenteren, 2008). En este caso generalmente se siguen recomendaciones como las de López *et al* (2005) quienes proponen que al liberar 12 individuos de *E. formosa* se ejerce el mismo control que si se libera 6 de *E. formosa* y 6 de *Eretmocerus corni*. Cabe anotar que el número de individuos liberados corresponde al número de individuos emergidos de las pupas que vienen en los dispensadores u otras presentaciones que van a ser ubicadas en la zona a ejercer el control.

4. METODOLOGÍA

Este trabajo se llevó a cabo en las instalaciones de la Estación Experimental Hacienda Riogrande de la Facultad de Ciencias de la Universidad Militar Nueva Granada, ubicado en el municipio de Cajicá (Cundinamarca). Los dispensadores de *E. formosa* usados en los ensayos, fueron obtenidos de la cría de la UMNG.

4.1. Cría de *E. formosa*

Como primer paso para esta cría se realizaron siembras diarias de frijol variedad Cerinza en materas, las cuales contienen partes iguales de tierra y cascarilla de arroz. En cada matera se sembraron hasta tres semillas con el fin de asegurar el desarrollo de al menos dos de ellas (Figura 2).



Figura 2. Desarrollo de semillas. Tomada por Rodríguez, 2008.

Estas plantas se mantuvieron en condiciones semi – controladas bajo invernadero a una temperatura de $20\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 5\text{ }^{\circ}\text{C}$ y una humedad relativa de 75% aproximadamente, durante seis semanas, tiempo suficiente para obtener una planta óptima, que consta de dos hojas totalmente desarrolladas por cada tallo (Figura 3). Una vez se tuvieron las plantas de tamaño óptimo se realizó la infestación con individuos de *T. vaporariorum* a cada lote de plantas en jaulas entomológicas (los individuos de *T. vaporariorum* también fueron

obtenidos de la cría de la UMNG) durante un periodo de 24 horas (luego de la ingestación los individuos de mosca blanca se retiran de las plantas para que estas sigan el proceso).



Figura 3. Planta óptima para infestación (tres tallos con dos folíolos cada uno. Tomada por Rodríguez, 2008.

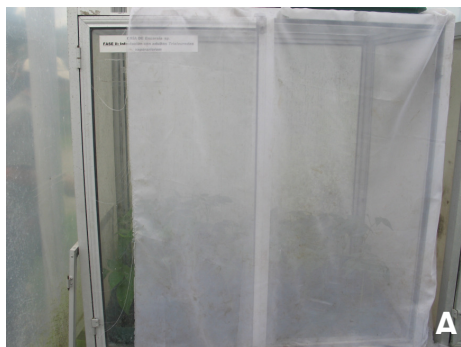


Figura 4. Infestación de *T. vaporariorum* en plantas de fríjol. A. Cámara de infestación. B. Plantas infestadas dentro de la cámara, cada una de ellas con dos hojas por tallo y dos tallos por materia. C. Nivel de infestación de las plantas. Tomada por Rodríguez, 2008.

Por otra parte el nivel de infestación se estableció por el cubrimiento de la mayor parte de cada foliolo como se puede ver en la figura 4C, con el cual fue posible mantener una oferta en promedio de 73 ninfas de mosca blanca para los individuos de *E. formosa* en el área de los montajes (figura 6).

Una vez infestadas las plantas se pasaron a un mesón en el invernadero por 15 días, tiempo suficiente para obtener ninfas de tercer instar de mosca blanca (estadio donde se encuentra el mayor porcentaje de parasitación por parte de *E. formosa*). Después de este intervalo de tiempo las plantas se pasaron a las cámaras de parasitación por 24 horas (donde se realizan liberaciones de *E. formosa*) y trasladadas a otros mesones donde se les proporciona las condiciones físicas y nutritivas necesarias para su sostenibilidad durante 10 días, con el fin de asegurar el desarrollo del parasitoide hasta el estado de pupa (momia negra), el cual es cosechado. La cosecha de las pupas se basa en un proceso de secado de las hojas que contienen las pupas parasitadas, las pupas se separan de la hoja y se deshidratan a temperatura de $5\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$. Seguido a esto se disponen en dispensadores de 120 individuos aprox. cada uno con ayuda de un fijador natural para evitar el crecimiento de hongos.

4.2 Obtención de plantas infestadas por *T. vaporariorum*

Para el desarrollo de la fase experimental y la evaluación de variables, fue necesario tener disponibilidad de plantas infestadas con ninfas de mosca blanca de tercer instar por lo cual fue necesario realizar una siembra escalonada paralela a la siembra usada en la cría. Estas plantas se obtuvieron siguiendo el mismo proceso descrito en la cría hasta la infestación con *T. vaporariorum* (las plantas no fueron llevadas a la cámara de parasitación). Teniendo en cuenta la necesidad de que las plantas tuvieran ninfas de tercer instar, la siembra se inicio diez días después y así tener suministro de plantas con este instar específico desde la obtención de los dispensadores.

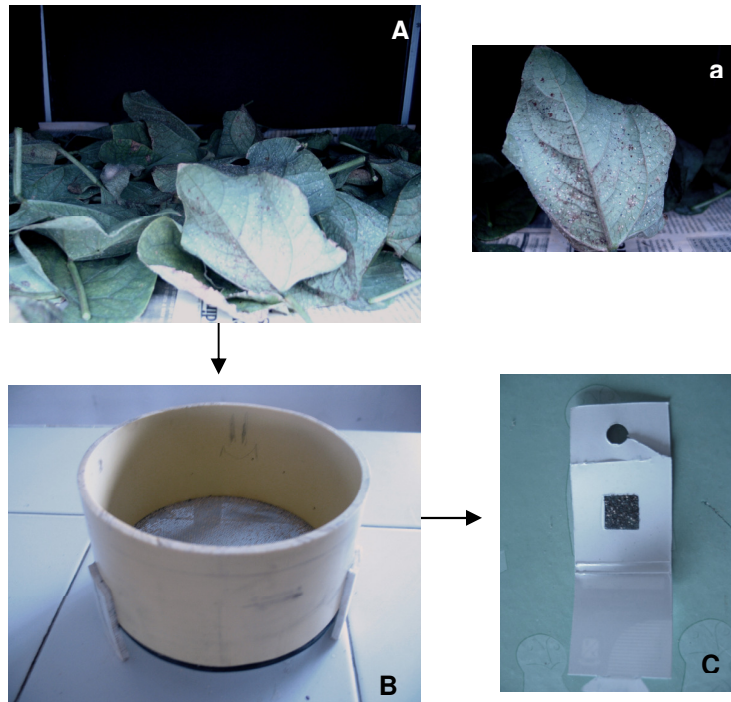


Figura 5. Obtención de pupas de *E. formosa*. A. secado. a. Hojas con pupas de *E. formosa* a cosechar. B. Separación y deshidratación (incubadora a 4 °C). C. Dispensador con 120 pupas (aprox.) de *E. formosa*. Tomada por Rodríguez, 2008.



Figura 6. Nivel de infestación de *T. vaporariorum* en el área del montaje (círculos). Cada círculo marcado corresponde a un montaje Tomada por Rodríguez, 2008.

4.3. Realización de montajes

Para la evaluación individual de los parasitoides fue necesario elaborar “jaulas pinza” (figura 7) que permiten un mejor control del individuo, definición del área a parasitar (el número de ninfas de tercer instar disponibles para parasitación) y la sostenibilidad de la unidad experimental (foliolo) en las condiciones adecuadas permitiendo el proceso normal de reproducción y desarrollo del parasitoide.

En cada maceta se colocaron hasta seis montajes, de tal forma que cada uno se ubicó en un foliolo, y dos por tallo. En algunos casos teniendo en cuenta el área del foliolo, fue posible poner hasta dos montajes. Sin embargo, en la mayoría de los casos fue necesario usar palillos largos, para evitar el volcamiento de la planta, luego de los primeros cuatro días de haber realizado el montaje (Figura 8).



Figura 7. Jaulas Pinza

Tomada por Rodríguez, 2008.

En cada montaje o unidad experimental un individuo de *E. formosa* obtenido duró apenas un período de 24 horas. Una vez finalizado el periodo de tiempo (24 horas) en la unidad experimental, la avispa fue pasada a una unidad experimental nueva y así cada 24 horas hasta que la avispa moría. Con lo anterior fue posible determinar la supervivencia de los adultos de *E. formosa*.

Los tratamientos se definieron teniendo en cuenta el tiempo de almacenamiento en frío. Por lo tanto existió un tratamiento sin refrigeración, y 23 con refrigeración, siendo el primero tratamiento de estos el de 24 horas (1 día), el segundo de 48 horas (2 días), el tercero de 72 horas (3 días) y así sucesivamente hasta alcanzar las 552 horas (23 días).



Figura 8. Montajes en plantas. A. Volcamiento de las plantas por el peso del montaje. B. Plantas con ayuda de palillos para sostenimiento del montaje. Tomada por Rodríguez, 2008.

Para cada tratamiento se usó un dispensador en una caja de petri. Una vez los dispensadores cumplieron su tiempo de almacenamiento en frío, fueron sacados de la incubadora, puestos a temperatura ambiente por 30 minutos y luego en el cuarto de laboratorio en donde se ubicó el dispensador sin refrigeración.

La realización de los montajes de cada tratamiento se realizó con 20 individuos emergidos del dispensador del tratamiento respectivo, siendo cada individuo una repetición del tratamiento. La elección de los parasitoides para los montajes fue realizada al azar.

Para la emergencia de los adultos de *E. formosa* se tuvo en cuenta el número de individuos que aparecían diariamente en cada tratamiento, lo cual se fue corroborado llevando cada dispensador a un estereoscopio con el fin de evaluar el número de pupas que mostraban señales de emergencia como se muestra en la figura 9. Asimismo se tuvo en cuenta los días que tardó la aparición de adultos emergidos en cada tratamiento como referencia para conocer el tiempo de emergencia y como este pudo verse afectado.

En cuanto a la parasitación, con el fin de evitar la parasitación por otros individuos de *E. formosa* que pudieran encontrarse en el medio, una vez se retiraba la avispa de la unidad experimental, esta permanecía sellada por un intervalo de 20 días, hasta que era evidente la presencia de ninfas parasitadas por *E. formosa* (pupas negras). Una vez pasado el tiempo respectivo, las hojas con los montajes fueron examinadas bajo estereoscopio con el fin de determinar el número de pupas de color negro que había en cada montaje



Figura 9. Ninfa de mosca blanca parasitada con señales de emergencia de adulto de *E. formosa*. Tomada por Rodríguez, 2008.

La temperatura usada en este trabajo se tomo de los resultados obtenidos por Escobar en el trabajo "Efecto de diferentes temperaturas de almacenamiento sobre el porcentaje de emergencia de *Encarsia formosa*, lo cual también fue corroborado por López y Botto (2005).

Tabla 1. Tratamientos usados para la evaluación de reproducción y emergencia de *E. formosa* bajo condiciones de almacenamiento a $\pm 4^{\circ}$ C.

Tratamiento	
0DF	Sin refrigeración
1DF	1 día de refrigeración
2DF	2 días de refrigeración
3DF	3 días de refrigeración
4DF	4 días de refrigeración
5DF	5 días de refrigeración
6DF	6 días de refrigeración
7DF	7 días de refrigeración
8DF	8 días de refrigeración
9DF	9 días de refrigeración
10DF	10 días de refrigeración
11DF	11 días de refrigeración
12DF	12 días de refrigeración
13DF	13 días de refrigeración
14DF	14 días de refrigeración
15DF	15 días de refrigeración
16DF	16 días de refrigeración
17DF	17 días de refrigeración
18DF	18 días de refrigeración
19DF	19 días de refrigeración
20DF	20 días de refrigeración
21DF	21 días de refrigeración
22DF	22 días de refrigeración
23DF	23 días de refrigeración

5. RESULTADOS Y DISCUSION

5.1 Emergencia *E. formosa*

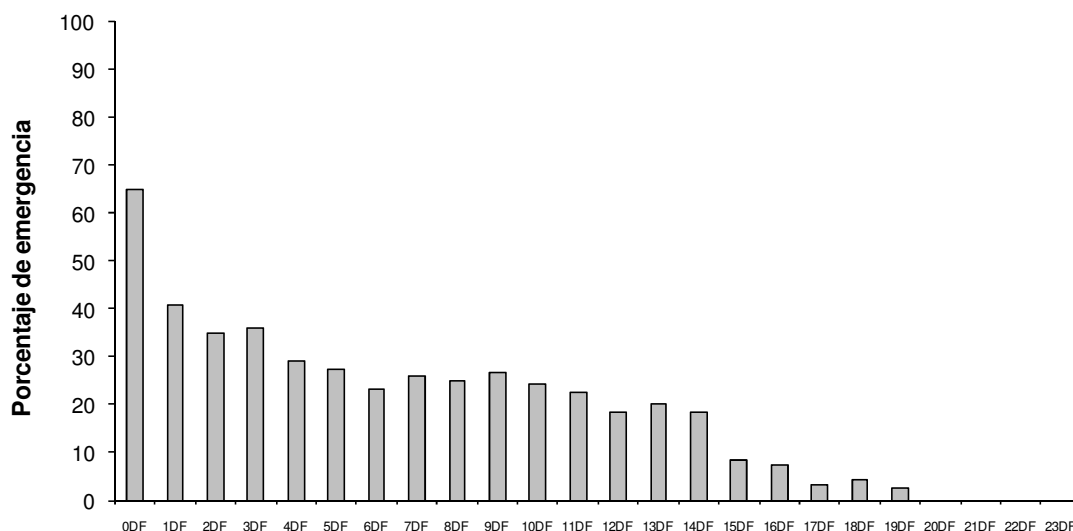


Figura 10. Porcentaje de emergencia de adultos de *E. formosa* hasta 23 días de refrigeración.

En la figura 10, se pueden observar los porcentajes de emergencia cuando las pupas de *E. formosa* se dejaron bajo diferentes tiempos de conservación en frío desde, desde 0 hasta 23 días. El porcentaje más alto de emergencia se obtuvo cuando las pupas no fueron sometidas a refrigeración (0DF). En la misma figura se observa que una vez se incrementa el mayor tiempo de conservación en frío, menor es el porcentaje de emergencia. El almacenamiento en frío de pupas de *E. formosa* afecta la emergencia de sus adultos, inclusive si este se realiza por un período de 24 horas, en donde se generan una reducción del 38% con relación a los que no tuvieron refrigeración. Asimismo, en los dispensadores que tuvieron desde 20 días en refrigeración en adelante no se observó emergencias de adultos.

Como menciona Van Lenteren (2002, 2003) en las guías de calidad de parasitoides, se hace referencia a un porcentaje de emergencia óptimo *E. formosa* comercialmente cuando el número de adultos emergidos es cercano al número de parasitoides usados en la evaluación. Dicha relación óptima no se evidencia en la figura, ya que los porcentajes de emergencia son menores cada vez que aumentan los tiempos de conservación en frío. A pesar de esperar una emergencia óptima en el tratamiento que no tuvo refrigeración, esto no fue posible debido a que se pudo observar contaminación de la cría de *E. formosa* de la que se obtuvo los dispensadores por individuos de *Amitus fuscipennis*, lo cual redujo el número de pupas de *E. formosa* que se encontraban en los dispensadores.

A partir del quinto día de conservación en frío, el porcentaje de emergencia es 50% inferior a la emergencia que se presenta sin exposición al frío. El porcentaje de emergencia en este momento es aproximadamente del 25%, el cual es significativamente menor a lo reportado por López & Botto (2005) quienes obtienen 80% aprox. a ± 4.5 °C, y a lo reportado por Scope *et al* (1973) quienes mencionan que luego de seis días a 10 °C se obtiene un porcentaje de 73% para *E. formosa*.

Cuando las pupas se exponen entre 15 y 19 días de conservación al frío, los porcentajes de emergencia alcanzan valores inferiores al 10% de emergencia, y a partir de 20 días de conservación en frío, no se registran emergencias. Al igual que en los casos anteriores, los porcentajes de emergencia alcanzados en el presente trabajo entre 15 y 20 días de conservación en frío, son muy inferiores a trabajos con condiciones similares en los cuales se registran porcentajes de emergencia del 40% cuando se someten de 13 – 14 días a 6 °C (Albert, 1987), y 69% cuando se someten por 15 días a 5 °C (Ganteaume *et al* 1995a).

Sin embargo, a pesar de las diferencias del presente trabajo con otros previamente publicados como los reportados por Hoddle *et al* (1998) quienes mencionan que es posible almacenar las pupas cosechadas de *E. formosa* durante 5 – 20 días a una temperatura entre 9° - 12 °C sin afectar la tasa de emergencia. Es posible que las diferencias entre los dos trabajos se presenten porque en el de Hoddle *et al.* (1998) se usaron temperaturas de conservación en frío mayores a las usadas en el presente trabajo.

Tabla 2. Porcentaje promedio de emergencia de adultos de *E. formosa* en los diferentes tratamientos de almacenamiento en frío.

Tratamiento	Porcentaje de emergencia
0DF	65,00
1DF	40,83
2DF	35,00
3DF	35,83
4DF	29,17
5DF	27,50
6DF	23,33
7DF	25,83
8DF	25,00
9DF	26,67
10DF	24,17
11DF	22,50
12DF	18,33
13DF	20,00
14DF	18,33
15DF	8,33
16DF	7,50
17DF	3,33
18DF	4,17
19DF	2,50
20DF	0,00
21DF	0,00
22DF	0,00
23DF	0,00

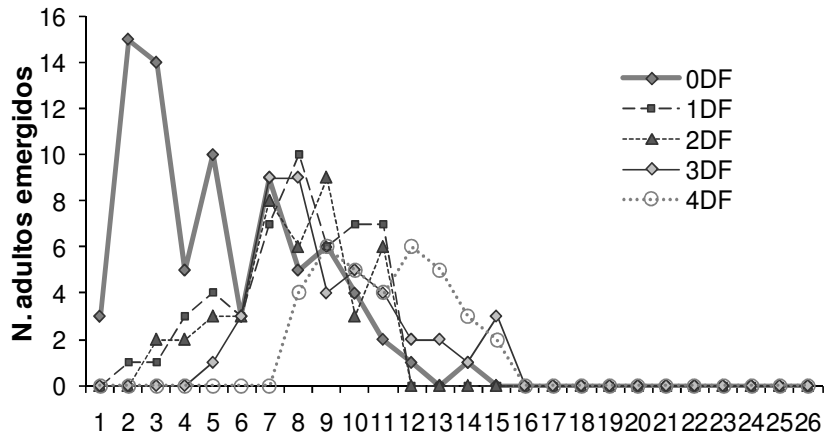


Figura 11. Número de adultos de *E. formosa* emergidos diariamente de los dispensadores sin refrigeración, con un día, dos días, tres días y cuatro días de refrigeración.

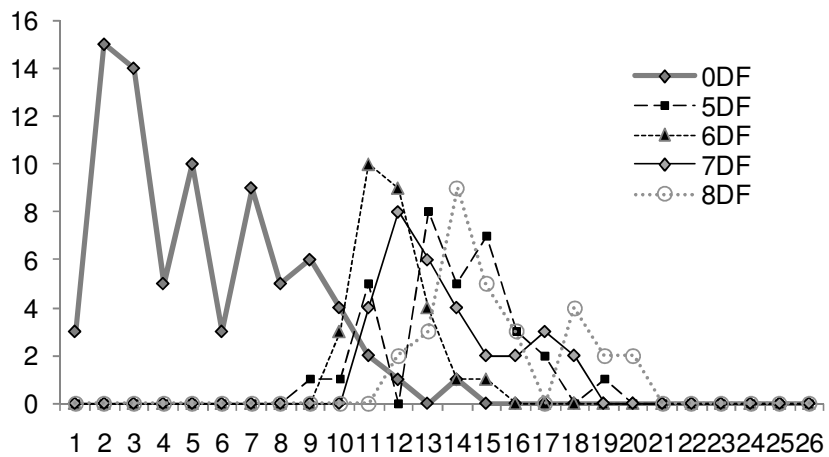


Figura 12. Número de adultos de *E. formosa* emergidos diariamente de los dispensadores sin refrigeración, con un cinco, seis, siete y ocho días de refrigeración.

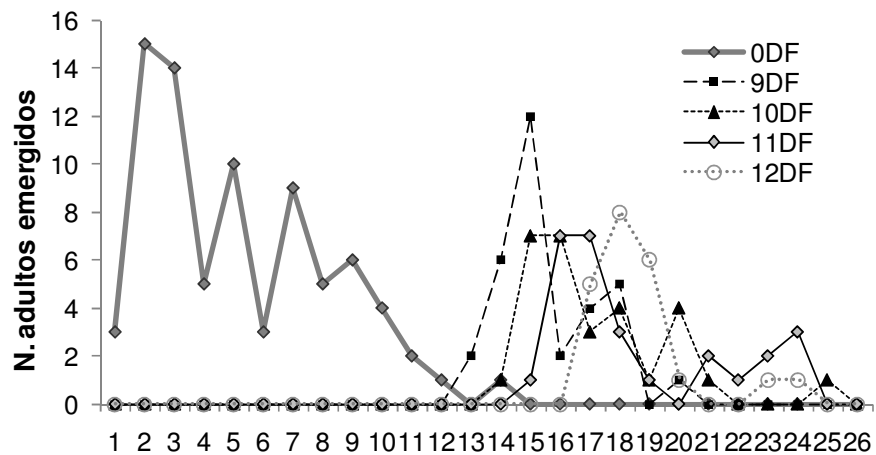


Figura 13. Número de adultos de *E. formosa* emergidos diariamente de los dispensadores sin refrigeración, con un nueve, diez, once y doce días de refrigeración.

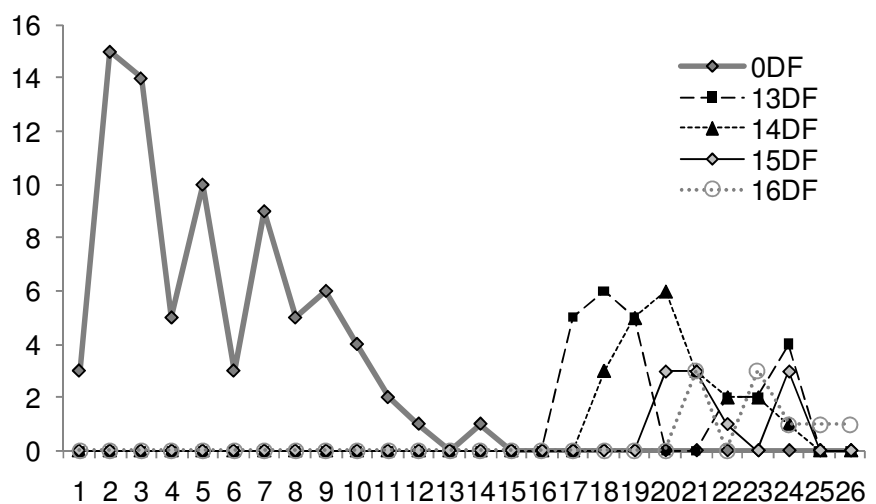


Figura 14. Número de adultos de *E. formosa* emergidos diariamente de los dispensadores sin refrigeración, con un trece, catorce, quince y dieciséis días de refrigeración.

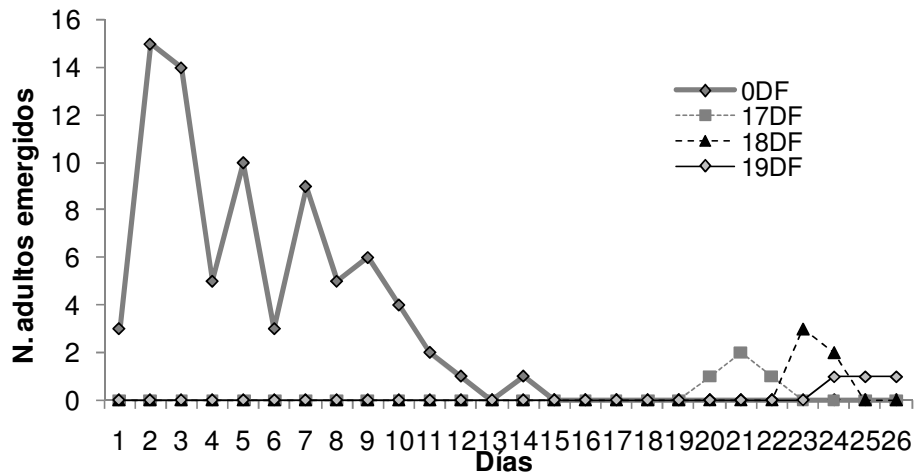


Figura 15. Número de adultos de *E. formosa* emergidos diariamente de los dispensadores sin refrigeración, con diecisiete, dieciocho y dieinueve días de refrigeración.

En las figura 11 a 15 se presenta el número de adultos de *E. formosa* que emergen durante 26 días cuando las pupas fueron sometidas a diferentes tiempos de refrigeración. Cuando las pupas de *E. formosa* no se exponen a tiempos de almacenamiento en frío, se alcanza un máximo de emergencia de 15 adultos. Luego de que las pupas de *E. formosa* han estado una semana en almacenamiento, se presenta una reducción notable con respecto a los tratamientos con menor tiempo almacenamiento. Este comportamiento es similar a lo reportado para *C. capitata* por Gonzalez *et al.* (1996), en donde la influencia sobre la emergencia de adultos a una temperatura de 10°C durante una semana fue notable, disminuyendose 25% con respecto al control

Una vez las pupas han estado mayor tiempo almacenadas, los individuos emergen en mayor proporción en los primeros días luego de que se inicia la emergencia. Mientras que aquellos que tuvieron menos de tres días de almacenamiento presentan una emergencia paulatina hasta alcanzar el mayor número de individuos emergidos hasta siete días después de terminado el almacenamiento. En general, una vez se tiene el pico máximo de emergencia, este se reduce paulatinamente hasta que no se obtienen más individuos.

Las pupas almacenadas alrededor de 9 a 12 días, mantienen picos máximos de emergencia en menor proporción. En los tratamientos de 17, 18 y 19 días de almacenamiento en frío, únicamente se obtuvieron 4, 5 y 3 individuos respectivamente siendo la reducción de adultos emergidos aún más notoria.

A medida que el tiempo de almacenamiento en frío se incrementa, el número de individuos obtenidos es ciertamente mucho menor al control pues al aumentar el tiempo de almacenamiento de las pupas aumenta la mortalidad de estas y disminuye la emergencia de los individuos como lo afirman López, (2005), Scope et al (1973), Albert (1987), Luczynski, y Shi (2007), Gonzalez *et al* (1996) y Uçkan y Gülel (2001).

5.2 Porcentaje de Parasitación

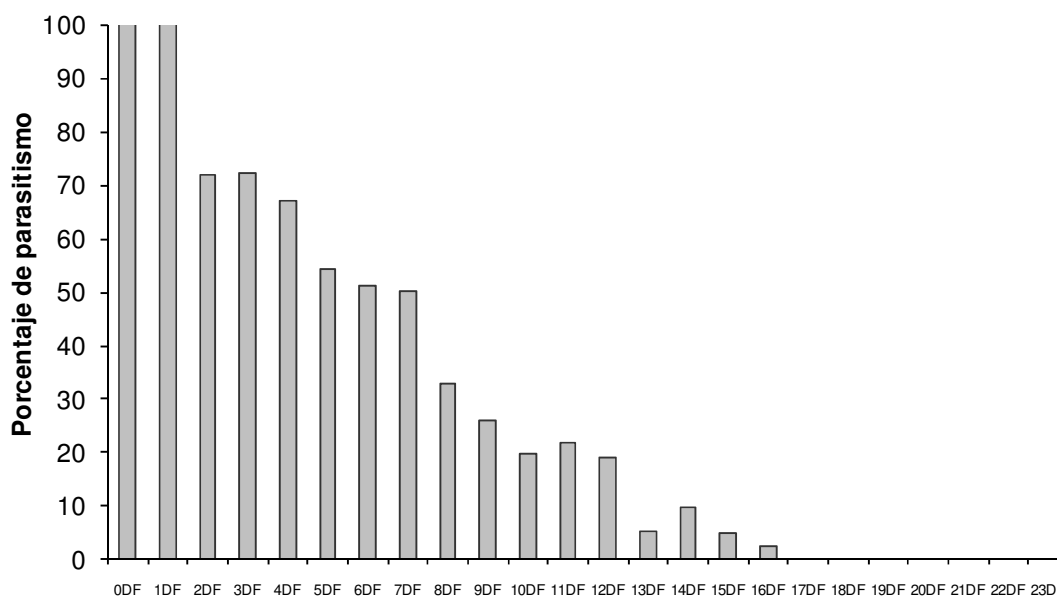


Figura 16. Porcentaje de parasitismo de *E. formosa* en diferentes tiempos de almacenamiento en frío.

La figura 12 presenta el efecto que generan los diferentes tiempos de conservación en frío desde 0DF hasta 23 DF, sobre la capacidad parasítica de *E. formosa*. Para este caso, los individuos que fueron sometidos a 1DF no presentaron reducción en el porcentaje de parasitismo con respecto al control (100% de parasitación). Sin embargo, los individuos emergidos luego de 2DF y 3DF, presentan una reducción de 28% con relación al control. Hasta los 4DF la máxima capacidad parasítica es de aproximadamente el 70% y hasta los 7DF el máximo es de aproximadamente el 50%. Tiempos superiores de almacenamiento en frío afectan demasiado el máximo índice de parasitismo, el cual no alcanza a ser mayor al 50%. En este caso se observó una relación similar con respecto al tiempo de almacenamiento, pues como afirma Hoddle *et al* (1998) en temperaturas menores a 9 °C se afecta de tal forma los individuos que no se presenta reproducción.

A diferencia de los tratamientos anteriores, los adultos que estuvieron más de 5 días en almacenamiento, muestran un comportamiento decreciente con respecto al tratamiento control, como lo afirma Hoddle *et al* (1998). Presentando porcentajes menores a los requeridos por el criterio de calidad establecido para el parasitoide.

Dentro de cada tratamiento los mejores porcentajes de parasitismo se presentan en los primeros días de evaluación y luego disminuyen paulatinamente hasta que no se presenta parasitación. Teniendo en cuenta que los enemigos biológicos comerciales deben cumplir normas de calidad. Los únicos tratamientos que cumple con las normas de calidad de producción de *E. formosa*, en donde el mínimo de parasitismo diario durante los primeros 4 días debe ser igual o mayor a 7 ninfas de mosca blanca, que en este ensayo equivale a un 10%, son aquellos que estuvieron hasta cuatro días en almacenamiento en frío, (Van Lenteren, 2002, 2003).

Tabla 3. Porcentaje de parasitismo de los individuos emergidos de dispensadores sometidos a diferentes tiempos en almacenamiento en frío.

Tratamiento	Porcentaje de parasitismo
0DF	100,00
1DF	100,00
2DF	72,09
3DF	72,29
4DF	67,21
5DF	54,37
6DF	51,28
7DF	50,09
8DF	32,88
9DF	25,94
10DF	19,86
11DF	21,75
12DF	19,26
13DF	5,31
14DF	9,87
15DF	5,01
16DF	2,71
17DF	0,00
18DF	0,00
19DF	0,00
20DF	0,00
21DF	0,00
22DF	0,00
23DF	0,00

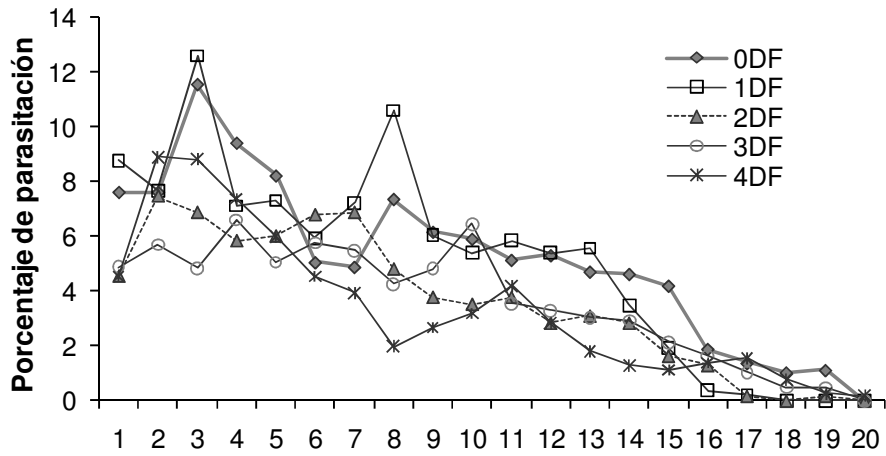


Figura 17. Porcentaje de parasitación diario de adultos de *E. formosa* emergidos de dispensadores sin refrigeración, con uno, dos, tres y cuatro días de refrigeración.

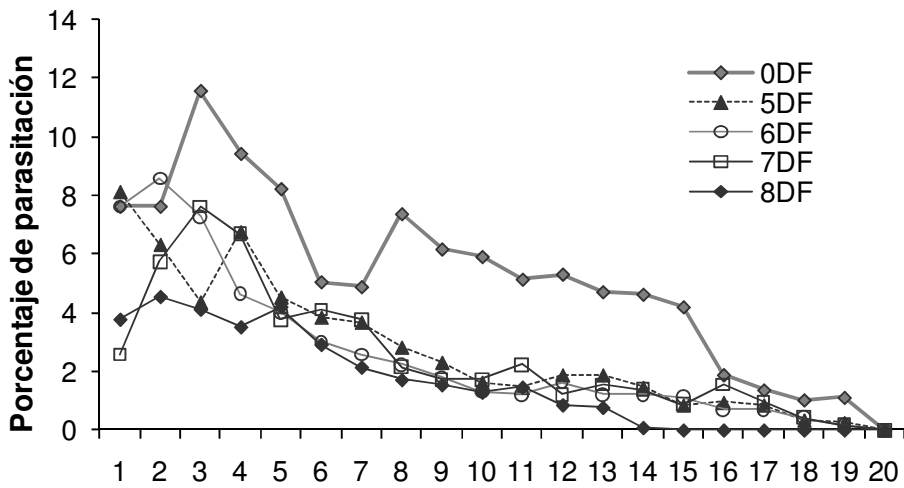


Figura 18. Porcentaje de parasitación diario de adultos de *E. formosa* emergidos de dispensadores sin refrigeración, con uno, dos, tres y cuatro días de refrigeración.

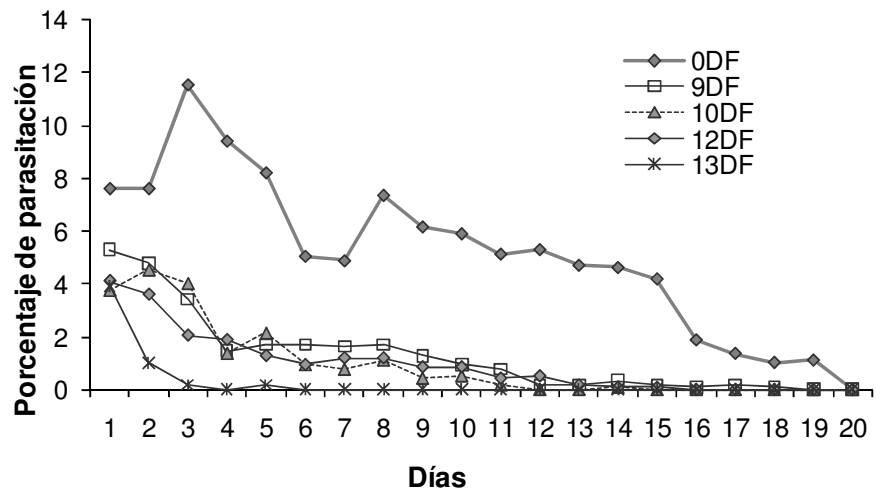


Figura 19. Porcentaje de parasitación diario de adultos de *E. formosa* emergidos de dispensadores sin refrigeración, con nueve, diez, once y doce días de refrigeración.

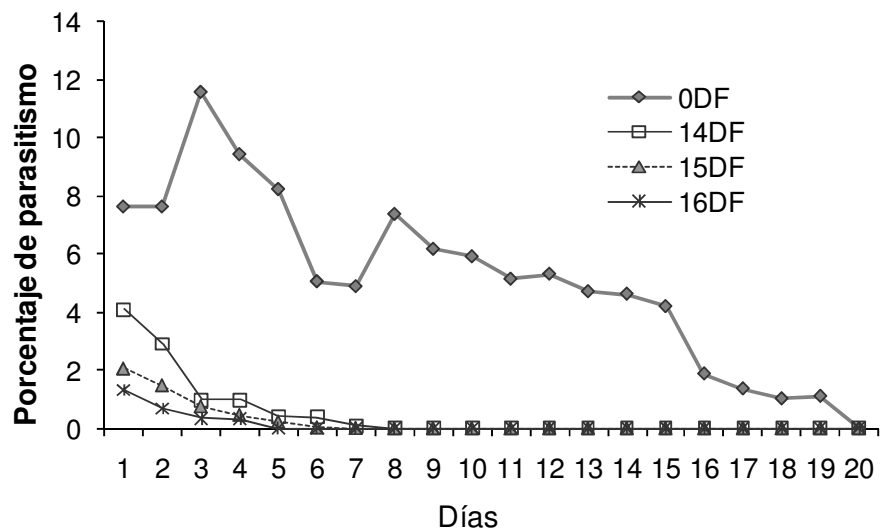


Figura 20. Porcentaje de parasitación diario de adultos de *E. formosa* emergidos de dispensadores sin refrigeración, con catorce, quince y dieciséis días de refrigeración.

El porcentaje de parasitación diario de los individuos que tuvieron almacenamiento de 9DF en adelante, presenta una reducción drástica con respecto al control, así como el tiempo en el cual parasitan ninfas. Con respecto a los tratamientos de 17DF a 19DF días de almacenamiento en frío, a pesar de haber obtenido adultos, ninguno de ellos estuvo en capacidad de parasitar ninfas y por esta razón no se obtuvieron datos de parasitación. No obstante esto confirma lo sugerido por Luczynski y Shi (2007) quienes afirman que el almacenamiento en frío tiene un efecto negativo sobre la parasitación y Leopold (1996) quien afirma que las bajas temperaturas a las cuales suelen almacenarse los parasitoides, hacen que el individuo entre en dormancia, disminuyendo la tasa metabólica que en algunos casos conlleva a la deshidratación y anoxia disminuyendo la capacidad de reproducción del parasitoide.

5.3 SUPERVIVENCIA

En las siguientes figuras se presenta el efecto de los diferentes tiempos de conservación en frío sobre el índice de supervivencia de adultos de *E. formosa*. En términos generales, la supervivencia disminuye en la medida que aumentan los tiempos de conservación en frío.

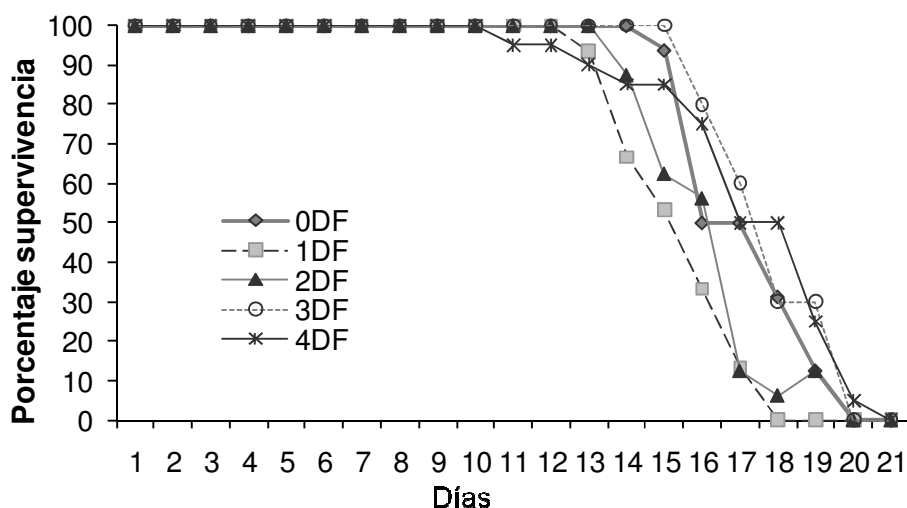


Figura 21. Porcentaje de supervivencia de adultos de *E. formosa* emergidos de dispensadores sin refrigeración, con uno, dos, tres y cuatro días de refrigeración.

Tabla 4. Porcentaje de supervivencia diario de adultos de *E. formosa* emergidos de dispensador sin almacenamiento en frío y dispensadores almacenados en frío de 1 a 23 días con 20 repeticiones cada uno.

rep	0DF	1DF	2DF	3DF	4DF	5DF	6DF	7DF	8DF	9DF	10DF	11DF	12DF	13DF	14DF	15DF	16DF	17DF	18DF	19DF	20DF	21DF	22DF	23DF
1	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	0	0	0	0
2	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	95	100	89	100	100	100	100	80	100	0	0	0	0
3	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100	95	100	89	100	100	100	75	80	100	0	0	0	0
4	100	100	100	100	100	100	100	100	100	95	95	95	100	89	100	80	67	25	20	67	0	0	0	0
5	100	100	100	100	100	100	100	100	100	85	95	95	94	89	100	80	67	0	20	33	0	0	0	0
6	100	100	100	100	100	100	100	100	95	80	85	85	94	44	100	40	67	0	0	0	0	0	0	0
7	100	100	100	100	100	100	100	100	95	75	85	80	94	22	100	0	50	0	0	0	0	0	0	0
8	100	100	100	100	100	100	95	100	85	70	70	75	83	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
9	100	100	100	100	100	100	95	100	85	60	50	55	78	0	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0
10	100	100	100	100	100	100	95	100	80	40	35	50	72	0	90	0	0	0	0	0	0	0	0	0
11	100	100	100	100	95	100	85	100	80	25	10	15	39	0	90	0	0	0	0	0	0	0	0	0
12	100	100	100	100	95	95	75	95	70	15	15	0	28	0	70	0	0	0	0	0	0	0	0	0
13	100	93	100	100	90	90	70	95	45	10	0	0	22	0	60	0	0	0	0	0	0	0	0	0
14	100	67	88	100	85	90	70	90	20	5	0	0	17	0	30	0	0	0	0	0	0	0	0	0
15	94	53	63	100	85	90	70	90	5	0	0	0	0	0	20	0	0	0	0	0	0	0	0	0
16	50	33	56	80	75	80	60	85	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
17	50	13	13	60	50	60	55	65	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
18	31	0	6	30	50	35	50	40	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
19	13	0	13	30	25	10	15	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
20	0	0	0	0	5	0	10	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

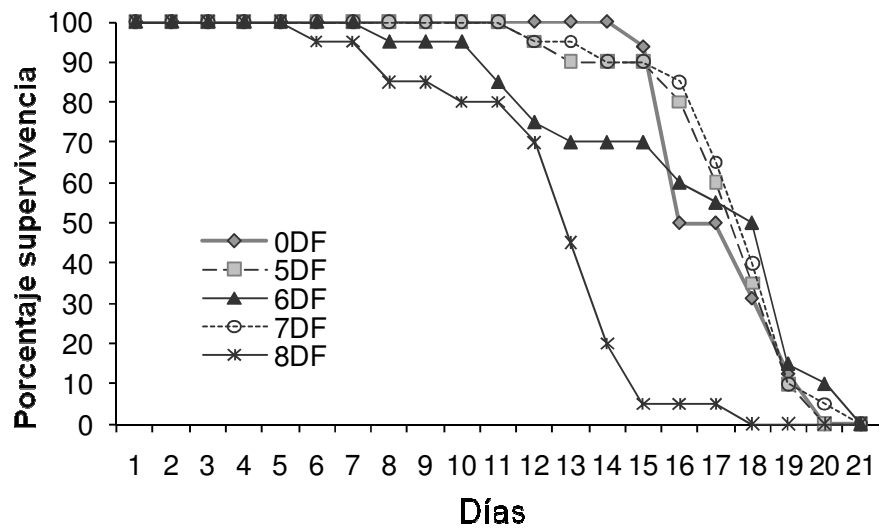


Figura 22. Porcentaje de supervivencia v de adultos de *E. formosa* emergidos de dispensadores sin refrigeración, con cinco, seis, siete y ocho días de refrigeración

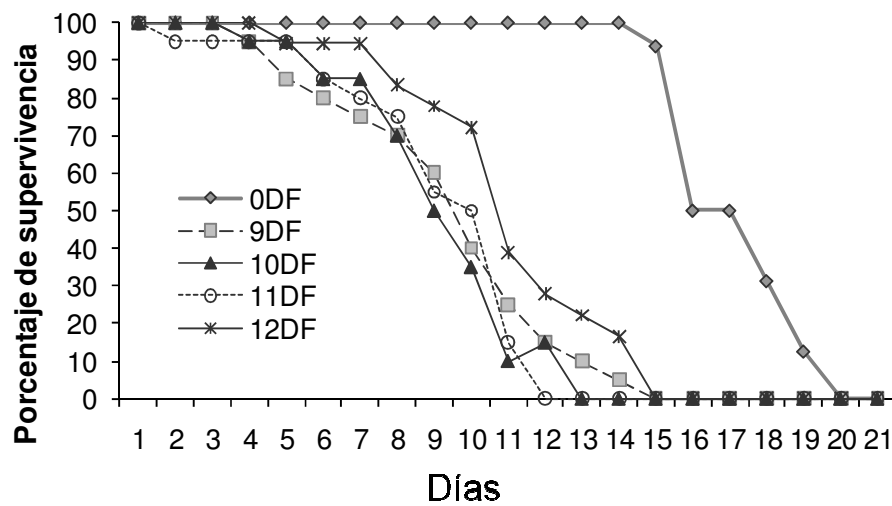


Figura 23. Porcentaje de supervivencia v de adultos de *E. formosa* emergidos de dispensadores sin refrigeración, con nueve, diez, once y doce días de refrigeración

Los individuos sometidos hasta de 4DF presentaron una supervivencia similar al tratamiento control (0DF), que estuvo cercana al 100% por un período de tiempo de aproximadamente dos semanas sucesivas (14-15 días). El tiempo de supervivencia se reduce a aproximadamente la mitad (ocho días), cuando el almacenamiento se realiza entre los 8DF y los 12DF. Uçkan y Gülel (2001) por su parte reportan que para machos de *A. galleriae* un almacenamiento de 6 °C durante una semana es letal, mientras que para las hembras este se disminuye a 14.72%. A pesar de que los adultos que han estado bajo almacenamiento por 9, 10, 11 y 12 días presentan una alta disminución en el porcentaje de supervivencia, el comportamiento en general es similar al control.

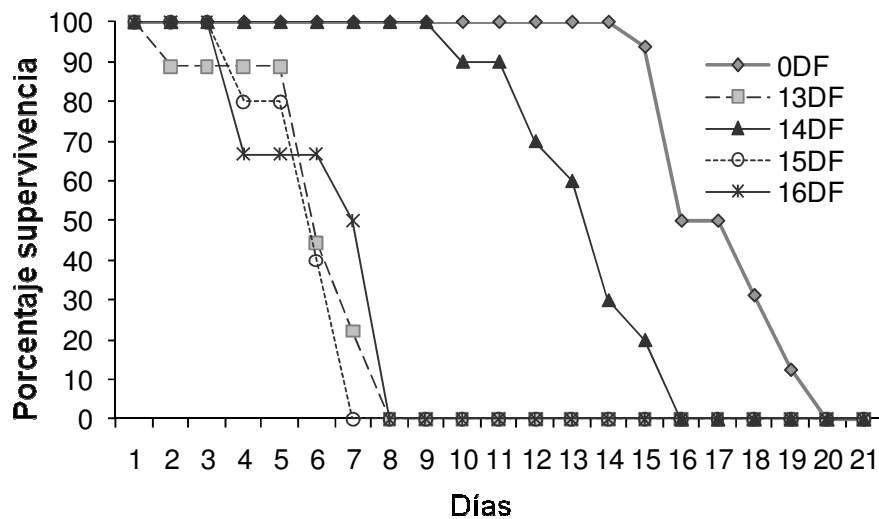


Figura 23. Porcentaje de supervivencia v de adultos de *E. formosa* emergidos de dispensadores sin refrigeración, con trece, catorce, quince y dieciséis días de refrigeración

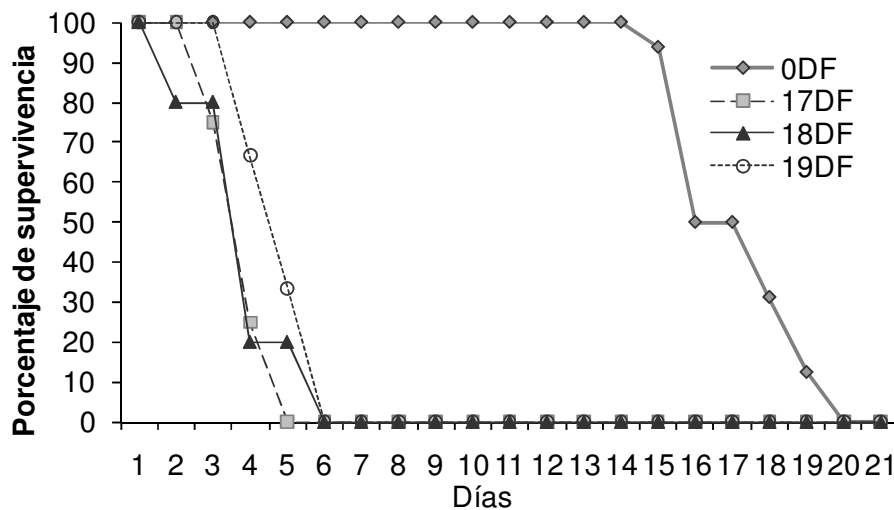


Figura 24. Porcentaje de supervivencia v de adultos de *E. formosa* emergidos de dispensadores sin refrigeración, con diecisiete, dieciocho y dieinueve días de refrigeración

Los individuos sometidos a tiempos superiores a los 13DF presentan una marcada disminución en la supervivencia, similar a lo obtenido por Genduso (1970) quien señala que periodos de almacenamiento a 10 °C superiores a los veinte días la supervivencia es totalmente insuficiente, teniendo reducciones superiores al 60%.

El comportamiento de supervivencia de los individuos de *E. formosa*, es similar a lo registrado por De la Peña y Niño (2008) para otro tipo de organismos, tales como los ácaros depredadores *P. persimilis* y *Amblyseius* sp. A medida que los individuos tienen mayor duración en almacenamiento en frío, disminuye la supervivencia. Cabe aclarar, que para el caso de los ácaros, la influencia del almacenamiento se presenta luego de los 20 días, mientras que para el parasitoide *E. formosa*, se disminuye desde el segundo día de almacenamiento.

6. CONCLUSIONES

El almacenamiento en frío de pupas de *E. formosa* afecta la emergencia de adultos, su reproducción y supervivencia, disminuyéndola a medida que se incrementa el tiempo de almacenamiento.

Para uso comercial de los dispensadores de *E. formosa*, estos no deben superar cuatro días en almacenamiento, puesto que en este tiempo el porcentaje de reproducción es menor a los estándares de calidad del parasitoide y por tanto el control de la plaga ser ineficiente.

En caso de ser necesario el almacenamiento por más de cuatro días, los dispensadores pueden mantener hasta una semana en frío. Esto teniendo en cuenta que a pesar de no cumplir con los estándares de calidad en cuanto a reproducción, es posible obtener un 50% de rendimiento respecto a porcentaje de emergencia, de reproducción y de supervivencia de los individuos.

7. BIBLIOGRAFIA

- AGUSTIN, A. M. 2002. Foraging behaviour and resource utilization of *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae), a parasitoid of the greenhouse whitefly *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) in greenhouses: The effect of host plant species and host plant structure. University of Bayreuth. 84 p.
- ALTIERI, M., TRUJILLO, J. y CAMPOS, L. 1989. EL control biológico en América Latina en su contexto Histórico. Manejo Integrado de Plagas. N 12, p 82 – 107.
- ANTONELLY, A. 2005. Greenhouse Whitefly: Biology and Control. Washington State University Extension, College of Agricultural, Human and Natural Resource Science. 4 p.
- ARAKAWA, R. 1982. Reproductive capacity and amount of host feeding of *Encarsia formosa* Gahan (Hymenoptera: Aphelinidae). Journal of Applied Entomology. 93:175–82
- AVILLA. J., ANANDON, J., SARASUA, M.J. y ALBAJES, R. 1991. Egg allocation of the autoparasitoid *Encarsia tricolor* at different relative densities of the primary hosts (*Trialeurodes vaporariorum*) and two secondary hosts (*Encarsia formosa* and *E. tricolor*). Entomological Experimental Applied. 59: 219-227
- BASSO, C., FRANCO, J., GRILLE, G. y PASCAL, C. 2001. Distribución espacial de *T. vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) en plantas de tomate. Boletín Vegetal. Plagas, 27: 475 – 487.
- BRODEUR, J., CLOUTIER, C. y GILLESPIE, D. 2002. Higher-order predators in green house systems International Organization for Biological Control. Western Palaearctic Regional Section Bulletin. 25: 33-36
- BUJIS MJ, PIROVANO I, VAN LENTEREN JC. 1981. *Encarsia pergandinella*, a possible biological control agent for the greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum*. A study on intra- and interspecific host selection. Medicine Faculty Ladnbouww. Rijksuniv. Gent 46: 465-475
- BURGER, J., REIJNEN, T., VAN LENTEREN, J. y VET, L. 2004. Host feeding in insect parasitoids: why destructively feed upon a host that excretes an alternative?. Entomologia Experimentalis et Applicata 112: 207-215.

- BURNETT, T. 1949. The effect of temperature on an insect host – parasite population. *Ecology* 30: 113-134
- BURNETT T. 1958. Effect of host distribution on the reproduction of *Encarsia formosa* Gahan (Hymenoptera: Aphelinidae). *Entomology*. 90: 179-191
- BYRNE, D.; BELLOWS, T. y PARRELLA, M. 1990. Whiteflies In agricultural systems. In: *Whiteflies: their Bionomics, pest status and management* (D. Gerling). Intercept, Ltd., Andover, Hants, UK.
- BYRNE, D.; BELLOWS, T. 1991. Whitefly Biology. *Annual Review of Entomology* 36: 431 – 457.
- CARDONA, C., RODRÍGUEZ, A. y PRADA, P. 1993. Umbral de acción para el control de mosca blanca de los invernaderos *Trialeurodes vaporariorum* (westwood) (Homoptera: Aleyrodidae) en habichuela. *Revista Colombiana de Entomología* 19(1):27-33
- CARDONA, C., RENDÓ N., F., GARCÍA, J., LÓPEZ, A., BUENO, J.M., RAMÍREZ, J.D. 2001. Resistencia a insecticidas en *Bemisia tabaci* y *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) en Colombia y Ecuador. *Revista Colombiana de Entomología* 27 (1-2): 33- 38.
- CARDONA, C.; RODRÍGUEZ, I.; BUENO, J. y TAPIA X. 2005. Biología y manejo de la mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* en Habichuela y Frijol. Centro Internacional de Agricultura Tropical. Publicación CIAT N° 345. Cali, Colombia. 50 p.
- COLLIER, T., KELLY, S. y HUNTER, M. 2002. Egg Size, Intrinsic Competition, and Lethal Interference in the Parasitoids *Encarsia pergandiella* and *Encarsia formosa*. *Biological Control* 23, p 254 – 261.
- DE VIS, R and VAN LENTEREN. 2008. Biological control of *Trialeurodes vaporariorum* by *Encarsia formosa* on tomato in unheated greenhouses in the high altitude tropics. *Bulletin of Insectology* 61 (1). p 43 - 57.
- DENT, D. 2000. *Insect Pest Management*. cap 1. CABI Publishing. p 1 - 13.
- DITRITCH, V.; UK, S.; Ernst, G. 1990. Chemical control and insecticide resistance of whiteflies. En: *Whiteflies their bionomics, pest status and management*. Gerling D. Intercept Ltd. Andover, Hants. pp 263-280.

- DREISTADT, S. H. 2001. Integrated pest management for floriculture and nurseries. University of California, Oakland CA pp 422.
- DUFFAS, J. E. 1965. Beet pseudo-yellow virus, transmitted by the greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*). *Phytopathology* 55: 450-453
 - ENKEGAARD A. 1993. *Encarsia formosa* parasitising the poinsettia-strain of the cotton whitefly *Bemisia tabaci* on poinsettia: bionomics in relation to temperature. *Entomology Experimental. Applied*. 69: 251-261
 - ESCOBAR, A., CANTOR, F. y CURE, J. 2006. "Efecto de diferentes temperaturas de almacenamiento sobre el porcentaje de emergencia de *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae)". Resúmenes XXXIII Congreso de Entomología Socolen p.47 - 47
 - ESPAÑOL, J. 1994. Biología y Ecología de la mosca blanca de los invernaderos *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood). Seminario Manejo Integrado de Mosca Blanca y Técnicas de Aplicación de Pesticidas. SOCOLEN. P 37 - 41.
 - FAO, 1987. Manual para el mejoramiento del manejo poscosecha de frutas y hortalizas. Parte I (Cosecha y Empaque). Chile. 13 p.
 - FORERO, G. 2006. Determinación de algunos criterios para el control de *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) con el ácaro depredador *Amblyseius (Neoseiulus) sp.* (Acari: Phytoseiidae) en rosas. Trabajo de Grado Programa de Biología Aplicada, Facultad de Ciencias Universidad Militar Nueva Granada, 53 pp
 - FRASER, R. 1992. Integrate Pest and Disease Management in Protected Crop. Horticultural Research International, Worthing Road, Littlehampton, West Sussex BN 17 6LP, UK.
 - FRANSEN, J.J. y VAN LENTEREN J.C. 1994. Survival of the parasitoid *Encarsia formosa* after treatment of parasitized greenhouse whitefly larvae with fungal spores of *Schersonia aleyrodís*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*. 71: 235-243.
 - GILL, R. 1990. The morphology of whiteflies. En: *Whiteflies their bionomics, pest status and management*. Gerling. Intercept Ltd. Andover, Hants. pp 14 - 44.
 - HEIMPEL, G., ROSENHEIM, J. y MANGEL, M. 1996. Egg Limitation, Host Quality and Dynamic Behavior by a Parasitoid in the Field. *Ecology*, Vol. 77 N. 8 p 2410 – 2420.

- HODDLE, M.S.; VAN DRIESCHE, R. y SANDERSON, J. 1998. Biology and use of the whitefly parasitoid *Encarsia formosa*. Annual Review of Entomology 43:645-669.
- HODDLE, M. S. 2000 Are parasitism rates of whiteflies affected by parasitoid release rates? pp. 22-28. In California Conference on Biological Control, M. S. Hoddle (ed.).
- JERVIS, M; Copland. 1996. The life cycle chapter 2 In: Jervis M.A., Kidd N (Ed) Insect Natural Enemies. Practical approaches to their study and evaluation. Chapman & Hall. Pp 128 – 133
- JUTSUM, A.R.;FRANZ, J.M.; DEACON, J. W.; PAYNE, C. C.; LEWIS, T.; PATERSON, R.; WAAGE, J. K. y EMDEN, H.F.1988. Commercial Application of Biological Control: Status and Prospects [and Discussion]. Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences, Biological control of Pest, Pathogens and Weeds: Developments and Prospects, Vol 318, No 1189: 357 – 373.
- KAJITA, H. y VAN LENTEREN, J.C. 1982. The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* Hymenoptera, Apheliidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera, Aleyrodidae). XIII. Effect of low temperatures on egg maturation of *Encarsia formosa* Journal of Applied Entomology. 93: 430-439.
- LABEÉ, R. 2005. Intraguild Interactions of the Greenhouse Whitefly Natural Enemies, Predator *Dicyphus hesperus*, Pathogen *Beauveria bassiana* and Parasitoid *Encarsia formosa*. Faculté des Sciences De L'agriculture et de L'alimentation Université Laval Québec. 99 P
- LANGE, H y BRONSON, L. 1981. Insect pest of tomatoes. Annual Review Entomology N. 26, p 345 – 71.
- LEOPOLD, R.A., 1998. Cold storage on insects for integrate pest management. In: Hallman, G.J., Denlinger D.L., (Eds) Temperature sensitivity in insects and applications in integral pest management. Pp235-267
- LÓPEZ, S. N.; VISCARRET, M. M.; ANDORNO, A. V. y BOTTO E. 2005. Estudio de la Interacción entre *Encarsia formosa* y *Eretmocerus corni* (Hymenoptera: Aphelinidae), parasitoides de la mosca blanca de los invernáculos *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae). INTA, Argentina RIA, 34 (3): 73 – 82.

- LOURENÇÃO, A., ALVES, A., FUGI, C. y MATOS, E. 2008. Outbreaks of *Trialeurodes vaporariorum* (West.) (Homoptera: Aleyrodidae) Under Field Conditions in the State of São Paulo, Brazil. *Neotropical Entomology* 37 (1), p 89 – 91.
- LUCZYNSKI, A. y SHI, J. 2007. Influence in Cold Storage on pupal development and mortality during storage and on post - storage performance of *Encarsia formosa* and *Eretmocerus eremicus* (Hymenoptera: Aphelinidae). *Biological Control* 4. p 107 - 117.
- MADRIGAL, A. 1994. Manejo de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) en el Cultivo de Ornamentales Bajo Invernadero. Seminario Manejo Integrado de Mosca Blanca y Técnicas de Aplicación de Pesticidas. SOCOLEN. P 42 - 54.
- MCLEOD, J. H. (1938). The control of the greenhouse whitefly in Canada by the parasite *Encarsia formosa* Gahan. *Scientific Agricola*. 18, 529-35.
- MELO, E. 2000. Potencial del Control Biológico en el Manejo de las Plagas de Yuca. Memorias del XXVII Congreso de SOCOLEN. p 234 – 249.
- NETTING, J. F. y HUNTER, M. S. 2000. Ovicide in the whitefly parasitoid, *Encarsia formosa*. *Animal Behaviour*, 60, 217–226
- NICHOLS, C. 2008. Control Biológico de Insectos, una enfoque agroecológico. Editorial Universidad de Antioquia. 1 ed. Colombia. 261 p
- NOLDUS, L.P.J.; XU RUMEI. y VAN LENTEREN, J.C. 1986. The parasite-host relationship between *Encarsia Formosa* (Hymenoptera, Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera, Aleyrodidae). XIX Feeding-site selection by the greenhouse whitefly. *Journal of Applied Entomology* 101: 492-507.48 y *J. Appl. Ent.*, 101: 159-176
- NOLDUS, L.P y VAN LENTEREN, J.C. 1990. Host aggregation and parasitoid behavior biological control in a closed system. In: *Critical Issues in Biological control*.
- OLIVEIRA, M., AMANCIO, E., LAUMANN, R., y GOMES, O. 2003. Natural Enemies of *Bemisia tabaci* Biotype and *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) in Brasília, Brazil. *Neotropical Entomology* 32(1):151-154 (2003)
- OSBORNE L. 1982. Temperature-dependent development of greenhouse whitefly and its parasite *Encarsia formosa*. *Environmental Entomology*. 11: 483-485

- OSBORNE, L.S. y LANDA, Z. 1992. Biological control of whiteflies with entomopathogenic fungus. Florida Entomologist. 75: 456-471.
- PEREA, E., ROJAS, E. y VILLALOBOS, A. 2003. Diagnostico de *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) en tabaco y frijol de Garcia Rovira, Santander. Revista Colombiana de Entomología 29 (1), p 7 – 11.
- RANGAHAU, M. 1999. Whitefly Biology, Identification and Life cycle. Crop & Food Research, N. 91.
- REDÓN, F., CARDONA, C. y BUENO, J.M. 2001. Pérdidas causadas por *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae), *Thrips palmi* (Thysanoptera: Thripidae) en habichuela en el Valle del Cauca. Revista Colombiana de Entomología 27 (1-2): 39-43.
- RODRÍGUEZ, A.; CARDONA, C. 1990. Bases para el establecimiento de un manejo integrado de plagas en habichuela en la región de Sumapaz, Colombia. Resúmenes de la primera reunión de leguminosas de grano de la zona Andina, RELEZA I. Quito, Ecuador. p. 80.
- RODRÍGUEZ, A.; HILLER, M. y WILLIAMS, E.; 1996. Umbrales de acción para la mosca blanca de los invernaderos *Trialeurodes vaporariorum* (westwood) (Homoptera: Aleyrodidae) en tomate. Revista Colombiana de Entomología 22(1):87-92
- RODRÍGUEZ, I. V. y CARDONA. C. 2001. Problemática de *Trialeurodes vaporariorum* y *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) como plagas de cultivos semestrales en el Valle del Cauca. Revista Colombiana de Entomología 27 (1-2): 221-26.
- RUSSEL LM. 1977. Hosts and distribution of the greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum* (WESTWOOD) (Homoptera: Aleyrodidae). U.S.D.A. Coop. plant pest. 2: 449-458
- SHISHEHBOR P y BRENNAN PA. 1997. Parasitism of *Trialeurodes ricini* by *Encarsia formosa*: Level of parasitism, developmental time and mortality on different host plants. Entomophaga 40: 229-305
- SMITH, H., EVANS, G. AND MCSORLEY, R. 2000. A survey of parasitoids of *T. vaporariorum* and *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in eastern Guatemala. Florida Entomologist 83(4)

- SOTO, A.; NORERO, A.; APABLAZA, J. y ESTAY, P. 2001. Requerimientos Térmicos Para el Desarrollo de *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) Criado en *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae). Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIA). Cien. Inv. Agr. 28 (2): 103-106
- SPEYER, E.R. 1927. An important parasite of the greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*, Westwood). Bulletin of Entomological Research. 17: 301-308.
- STENSETH, C. 1985. Biology of pests and Natural Enemies. En: Biological pest control, The glasshouse experience. Hussey N. W. y Scopes N. Eds. Cornell University Press. Ithaca, New York. pp 30-32.
- UÇKAN, F. y GÜLEL, A. 2001 The Effects of cold storage on the adult longevity, fecundity and sex ratio of *Apanteles galleriae* Wilkinson (Hym.: Braconidae). Journal of Zoology 25, p 187-191.
- VAN ALPHEN, J. J. y JERVIS, M.A. 1996. Foraging behaviour. En: Jervis N., Kidd M. Insect Natural Enemies Practical approaches to their study and evaluation. Chapman y Hall. pp 1-62.
- VAN DER LAAN, E.M., BURGGRAF-VAN NIEROP, Y.D. y VAN LENTEREN, J.C. 1982. Oviposition frequency, fecundity, and life-span of *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) and migration capacity of *E. formosa* at low greenhouse temperatures. Medicine Faculty. Landbouww. Rijkuniv. Gent 47:511-521
- VAN DRIESCHE, R. y BELLOWS, T. 1996. Biological control. Kluwer Academic Publishing, USA. 539 p.
- VAN DRIESCHE, R.; LYON, S. 2003. Commercial adoption of biological control – based IPM for whiteflies in Poinsettia. Florida Entomologist 86 (4).
- VAN LENTEREN, J.C., NELL, H.W., SEVENSTER-VAN DER LELIE, L.A. y WOESTS, J. 1976. The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* (Hym., Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Hom. Aleyrodidae). I. Host finding by the parasite. Entomological Experimental Applied 20: 123-30
- VAN LENTEREN, J.C., NELL, H.W. y SEVENSTER-VAN DER LELIE, L.A. 1980. The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* (Hym., Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Hom., Aleyrodidae). IV. Oviposition behaviour of the

parasite, with aspects of host selection, host discrimination and host feeding. Zoological Entomology. 89: 442-454

- VAN LENTEREN, J.C., VAN VIANEN, A., GAST, H.F y KORTENHOFF, A. 1987. The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* (Hymenoptera, Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera, Aleyrodidae). XVI. Food effects on oogenesis, oviposition, life-span and fecundity of *Encarsia Formosa* and other hymenopterus parasites. Journal of Applied Entomology 103: 69-84.

- VAN LENTEREN, J y WOETS, J. 1988. Biological and integrated control in greenhouses. Annual Review of Entomology. 33: 239-269

- VAN LENTEREN, J.C., SZABO, P. y HUISMAN, P.W. 1992. The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* (Hym., Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Hom., Aleyrodidae). XXXVII. Adult emergence and initial dispersal pattern of *E. formosa*. Journal of Applied Entomology. 114: 392-399

- VAN LENTEREN, J.C. 1995. Integrated pest management in protected crops In: DENT, D. Integrated pest management. P. 311-344.

- VAN LENTEREN, J.; VAN ROERMUND, H.; SUTTERLIN, S. 1996. Biological control of greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*) with the parasitoid *Encarsia formosa*: How does it work?. Biological Control 6: p 1-10.

- VAN LENTEREN, J.C. 1997. From Homo economicus to Homo ecologicus: toward environmental safe pest control.

- VAN LENTEREN, J.C. y VAN ROERMUND. 1999. Chapter 7: Why is the parasitoid *Encarsia formosa* so successful in controlling whiteflies?. En: Hawkins and Cornell. Theoretical approaches to Biological Control. Cambridge University Press. P 116 – 128.

- VAN LENTEREN (ED). 2002. Quality Control Guidelines for Natural Enemies. Arthropod Mass Rearing & Quality Control Working Group, International Organization for Biological Control. IOBC July.

- VAN LENTEREN, J. C. 2003. Quality Control and Production of Biological Control Agents: Theory and Testing Procedures. CABI Publishing, Wallingford, UK: 327 pp.

- VAN ROERMUND H.J. y VAN LENTEREN J.C. 1995b. Foraging behaviour of the whitefly parasitoid *Encarsia formosa* on tomato leaflets. Entomological Experimental Applied. 76: 313-324

- VAN ROERMUND, J.J.W. y VAN LENTEREN, J.C. 1992. The parasite host relationship between *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) XXXV. Life History Parameters of the Greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum*, and the parasitoid *Encarsia formosa*. Wageningen Agricultural University Papers. 92: 106-47
- VAN ROERMUND HJW, HEMERIK L. y VAN LENTEREN JC. 1994. Influence of intrapatch experiences and temperature on the time allocation of the whitefly parasitoid *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae). Journal of Insect Behaviour. 7: 483-501
- VAN ROERMUND, H.J. y VAN LENTEREN, J. C. 1995a. Residence times of the whitefly parasitoid *Encarsia Formosa* Gahan (Hym., Aphelinidae) on tomato leaflets. Journal of Applied Entomology 119:465-471
- VAN ROERMUND, H., VAN LENTEREN, J. y RABBINGE, R. 1997. Biological Control of Greenhouse Whitefly with the parasitoid *Encarsia formosa* on Tomato: An individual - Based Simulation Approach. Biological Control 9, p 25 - 47.
 - VAN VIANEN, A. y VAN LENTEREN, J.C. 1986. The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* (Hymenoptera, Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera, Aleyrodidae). XV Oogenesis and oviposition of *Encarsia formosa*. Journal of Applied Entomology 108: 234-244.
 - WOETS, J. y VAN LENTEREN, J.C. 1976. The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* (Hym., Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Hom., Aleyrodidae) VI. Influence of the host plant on the greenhouse whitefly and its parasitoid *Encarsia formosa*. IOBC/WPRS N 4: p151-164
 - WOOLLEY, J. B y VET, L.E. 1981. Postovipositional web-spinning behaviour in a hyperparasite *Signiphora coquelletti* ASHMEAD (Hymenoptera: Signiphoridae). Journal of Zoology. 31: 627-633
 - ZCHORI-FEIN, E., ROUSH, R.T. y HUNTER, M. S. 1992. Male production induced by antibiotic treatment in *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae), an asexual species. Experientia 48: 102-105