

## Método de cría en masa de *Frankliniella occidentalis* (Pergande)

P. J. ESPINOSA, J. F. FUENTES, J. CONTRERAS, P. BIELZA, A. LACASA

Se ha puesto a punto un método de cría en masa de *Frankliniella occidentalis* (Pergande), utilizando vainas de judía como sustrato alimenticio y de puesta de huevos, botes de plástico como contenedor, y esponja de poliuretano humedecida como soporte para la ninfosis. Los adultos aparecen a los 14-16 días tras la oviposición, siendo la duración del primer estado larvario de unos 3 días, 5 días para el segundo estado larvario, y el periodo de ninfosis de aproximadamente 5-7 días.

P. J. ESPINOSA, J. F. FUENTES, J. CONTRERAS, P. BIELZA: Dpto. Producción Agraria. ETSIA. Universidad Politécnica de Cartagena. Pº Alfonso XIII, s/n. 30203 Cartagena.

A. LACASA: Departamento de Protección Vegetal. Centro de Investigación y Desarrollo Agrario. Consejería de Agricultura, Medio Ambiente y Agua. 30150 La Alberca (Murcia).

**Palabras clave:** *Frankliniella occidentalis*, trips, cría.

### INTRODUCCIÓN

*Frankliniella occidentalis* (Pergande) es una importante plaga en los cultivos hortícolas y ornamentales que se encuentra ampliamente distribuida por las zonas de producción de clima cálido (LACASA y CONTRERAS, 1993). Por su capacidad para transmitir el Tomato Spotted Wilt Virus (TSWV), ocasiona graves daños a los cultivos que se traducen en grandes pérdidas de producción y elevados gastos en la utilización de métodos de control de la plaga.

En los últimos años se han abordado numerosos trabajos con este insecto para conocer distintos aspectos de su comportamiento, biología, efectividad de métodos de control físicos, químicos o biológicos, resistencia a insecticidas, etc. Para llevarlos a cabo se precisa, la mayor parte de las veces, mantener poblaciones en laboratorio y/o contar puntualmente con un elevado número de individuos de procedencia y edad conocida. Sin

embargo, la cría en laboratorio de *F. occidentalis* plantea dificultades derivadas del reducido tamaño del insecto y de su comportamiento, que lo hacen difícil de ver y de manejar.

El insecto pasa la mayor parte de su desarrollo sobre el material vegetal, de manera que precisa un sustrato adecuado para la puesta y alimentación y que le sea apetecible, y en condiciones normales, realiza la ninfosis en los primeros centímetros de suelo o la hojarasca y está muy influenciado por las condiciones ambientales, en especial por la humedad ambiental (LACASA y LLORENS, 1996), por lo que habrá que suministrarle el lugar adecuado para que esta fase tenga lugar.

Algunos autores mantienen las poblaciones de *F. occidentalis* sobre plantas enteras, de judía (JENSEN, 2000), de rosa (ROBB et al., 1995; INMAJURU et al., 1992) o en plantas de crisantemo (NEIL et al., 1992; BROADBENT y PREE, 1997) con buenos resultados, pero no

pueden distinguir la edad de los individuos obtenidos; otros, utilizan órganos o partes de plantas, como hojas de judía humedecidas sobre un algodón (DOANE et al., 1995;), o con el peciolo sumergido en agua (KONSTSE-DALOV et al., 1998; STEINER Y GOODWIN, 1998), o granos de polen (TEULON, 1992; MURAI, 1998), pero el substrato se deteriora rápidamente y no siempre se obtiene un número elevado de individuos, aún aportando miel, polen o solución azucarada como alimento suplementario. Utilizar vaina de judía como substrato alimenticio y de puesta, parece eliminar estos inconvenientes (STEINER y GOODWIN, 1998), pero no se conoce el rendimiento real del método.

El objetivo de este trabajo es poner a punto una metodología de cría de *F. occidentalis* sencilla y de bajo coste, que permita obtener gran cantidad de trips, acercándose al potencial biótico de la especie. Para ello se ha elegido la vaina de judía como fuente de alimentación para los trips y soporte para la puesta, adaptando la metodología seguida por STEINER y GOODWIN (1998). Se han planteado dos experimentos, uno destinado a elegir el substrato de ninfosis y las condiciones de humedad o sequedad ambiental más adecuadas y otro, para calcular el rendimiento que se puede obtener con la metodología elegida.

## MATERIALES Y MÉTODOS

La cría se realiza en dos etapas:

### 1. Etapa de puesta

Se utiliza un recipiente cilíndrico de plástico transparente de dimensiones 10,5 cm de diámetro x 17,5 cm de altura y cierre de rosca (recipiente 1). La ventilación se realiza a través de una apertura ( $\varnothing$ 6cm) en la tapadera, que se recubre con un papel de filtro.

Las vainas usadas como substrato se limpian para eliminar los restos de plaguicidas, hongos y huevos de insectos que pudieran llevar. Se ponen a remojo en agua durante 15 minutos, después se introducen en una solu-

ción de agua con lejía al 2%, durante 5 minutos y a continuación, se enjuagan para eliminar los restos de la lejía. Para hacerlas más apetecibles para los trips se sumergen en una solución de azúcar al 5 % y aminoácidos 1‰ y antes de introducirlas en el recipiente se dejan secar sobre un papel de filtro.

En el fondo del recipiente se dispone de 7 a 10 capas de papel de celulosa, para evitar exceso de humedad. Se meten 3 vainas de judía en posición vertical. A continuación se introducen los trips, capturados con ayuda de aspirador entomológico y se dejan poner huevos, manteniendo la temperatura a 25 °C y fotoperiodo 16:8 (luz:oscuridad) en cámara.

Las vainas con huevos se sacan del recipiente de puesta, con ayuda de unas pinzas, sacudiéndolas fuertemente mediante golpes enérgicos contra el borde del recipiente, introduciéndolas en nuevos botes de cría (recipiente 2). En los recipientes de puesta se adicionan nuevamente judías ya preparadas.

### 2. Etapa de desarrollo de larvas, ninfosis y aparición de nuevos adultos.

Las vainas procedentes del recipiente de puesta se colocan en otro contenedor (recipiente 2), de las mismas características del descrito anteriormente. En el fondo de este recipiente se añade el sustrato de ninfosis.

Los substratos de ninfosis utilizados fueron:

- Perlita (Projar, S.A.).
- Vermiculita (Projar, S.A.).
- Turba (DIN 11540-F80) (Valimex, S.L.).
- Mezcla de perlita + turba (40-60).
- Papel de celulosa.
- Esponja de poliuretano.

De perlita, vermiculita, turba y mezcla de perlita y turba, se ponen 300 cm<sup>3</sup> en cada bote. En el caso del papel se disponen de 7 a 10 capas de papel de celulosa. La esponja se recorta en forma circular, para que ajuste en el fondo del recipiente (Foto 1).

Pasados 9 días desde la introducción de las vainas de judía en el recipiente 2, se aumenta la humedad del substrato. En el recipiente con papel, se dispone una lámina de plástico transparente o cinta de pintor en la zona de

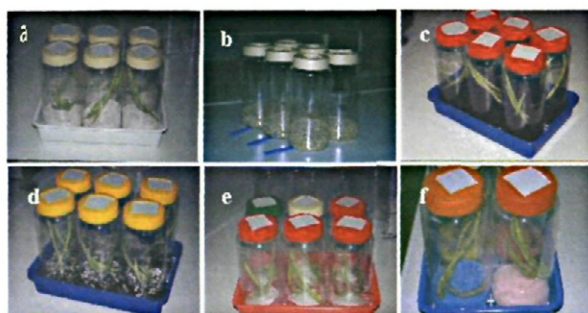


Foto 1.—Substratos de ninfosis utilizados en ensayo 1: perlita (a), vermiculita (b), substrato comercial (c), substrato+perlita (d), papel de celulosa (e) y esponja de poliuretano (f).

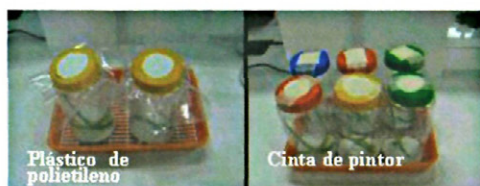


Foto 2.—Aumento de humedad en recipientes con papel como sustrato de ninfosis, por medio de una lámina de plástico transparente (ensayo 1) o cinta de pintor (ensayo 2) en la zona de ventilación.



Foto 3.—Aumento de humedad en bote de puesta con adición de agua en la bandeja soporte, que pasa por capilaridad al sustrato de ninfosis a través de una tira de material absorbente.

ventilación (Foto 2), y para el resto de substratos se añade agua a la bandeja soporte, que pasa al sustrato por capilaridad a través de una tira de material absorbente (Foto 3).

Tres veces por semana se controla el estado sanitario y de turgencia de las judías de los recipientes 2, procediendo a la adición de nuevas judías en caso necesario.

A los 13 ó 14 días, se produce la aparición de los primeros adultos, sacándolos cada dos días, con la ayuda de un aspirador entomológico.

### Ensayo 1

Se dejan poner huevos 75 hembras durante 3 días. Las judías con huevos se pasan al recipiente 2. Los substratos de ninfosis utilizados fueron: perlita, vermiculita, substrato comercial, substrato+perlita, papel de celulosa y esponja de poliuretano (Foto 1).

Para cada sustrato de ninfosis se establecen seis repeticiones, tres en condiciones de hume-

dad ambiente y tres con aumento de la humedad. En los recipientes con papel de celulosa como sustrato de ninfosis, se recubre la zona de ventilación con una lámina de plástico (Foto 2), y en los otros substratos se añaden 400 ml de agua a la bandeja soporte (Foto 3).

### Ensayo 2

Se dejan poner huevos 50 hembras durante 30 días. Dos veces por semana se sacan las judías con huevos y se pasan al recipiente 2. Los substratos de ninfosis utilizados fueron: substrato comercial, papel de filtro y esponja de poliuretano.

Para cada sustrato de ninfosis se establecen seis repeticiones, tres en condiciones de humedad ambiente y tres con aumento de la humedad. En este caso el aumento de la humedad en los recipientes con papel de celulosa como sustrato de ninfosis, se cubre parcialmente la zona de ventilación con cinta de pintor (Foto 2), en la esponja y el

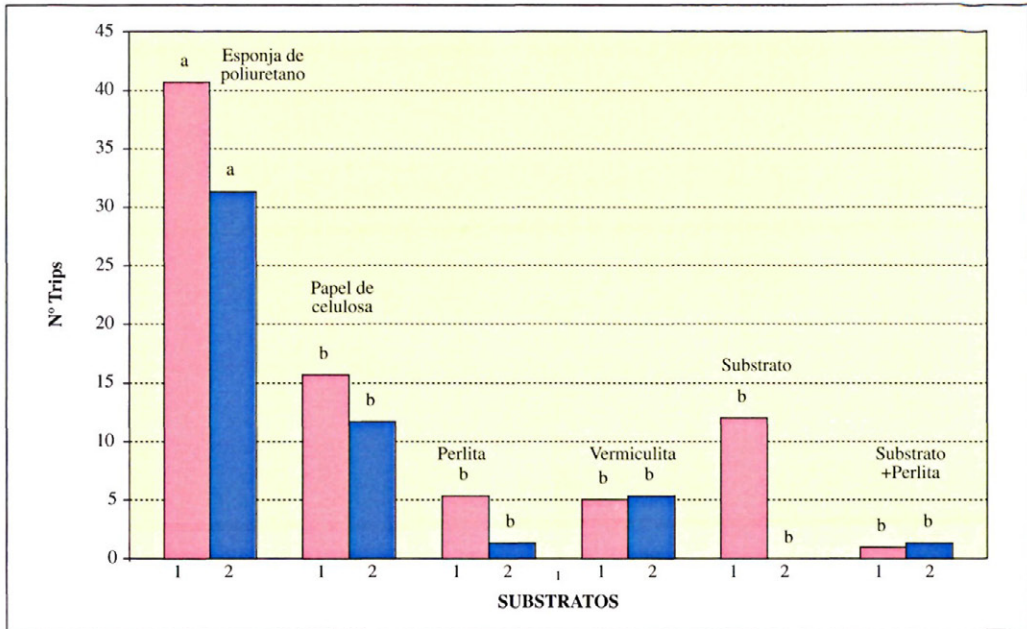


Fig. 1.—Número medio de trips obtenido por repetición con los distintos sustratos de ninfosis del ensayo 1. (1) humedad ambiente; (2) aumento de humedad.

sustrato comercial, añadiendo 150 ml de agua a la bandeja soporte.

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### Ensayo 1

El número de trips obtenidos fue en todos los casos bajos (Figura 1), debido probablemente a la falta de control de la humedad en el sustrato. Con todos los sustratos ensayados el número de individuos obtenidos con aumento de humedad es inferior a los obtenidos con humedad ambiente, aunque no se encuentran diferencias significativas entre las dos condiciones de humedad ensayadas ( $F=1,35$ ;  $g.l.=1$ ;  $P>0,05$ ). La interacción sustrato - condición de humedad tampoco resulta significativa ( $F=0,25$ ;  $g.l.=5$ ;  $P>0,05$ ).

Con esponja de poliuretano se obtiene un mayor número de individuos, 36 individuos de media, no encontrando diferencias signi-

ficativas entre el resto de los sustratos ( $F=6,68$ ;  $g.l.=5$ ;  $P<0,01$ ).

Los resultados obtenidos en este ensayo llevaron a seleccionar los tres sustratos de ninfosis: la esponja de poliuretano y papel de celulosa por ser los sustratos en los que se obtuvieron un mayor número de individuos y el manejo de la recolección de adultos fue más fácil, y el sustrato comercial por asemejar a los sustratos naturales que permite la ninfosis del insecto en condiciones normales. Con estos sustratos se planteó el segundo ensayo intentando controlar las condiciones de humedad.

### Ensayo 2

Con esponja de poliuretano humedecida se obtuvo el mayor número de individuos (Figura 2), con un rendimiento medio de 14 adultos/adulto introducido. Después de 4 semanas de recolección de adultos de trips, utilizando como sustrato de ninfosis esponja de poliuretano, se obtiene un número

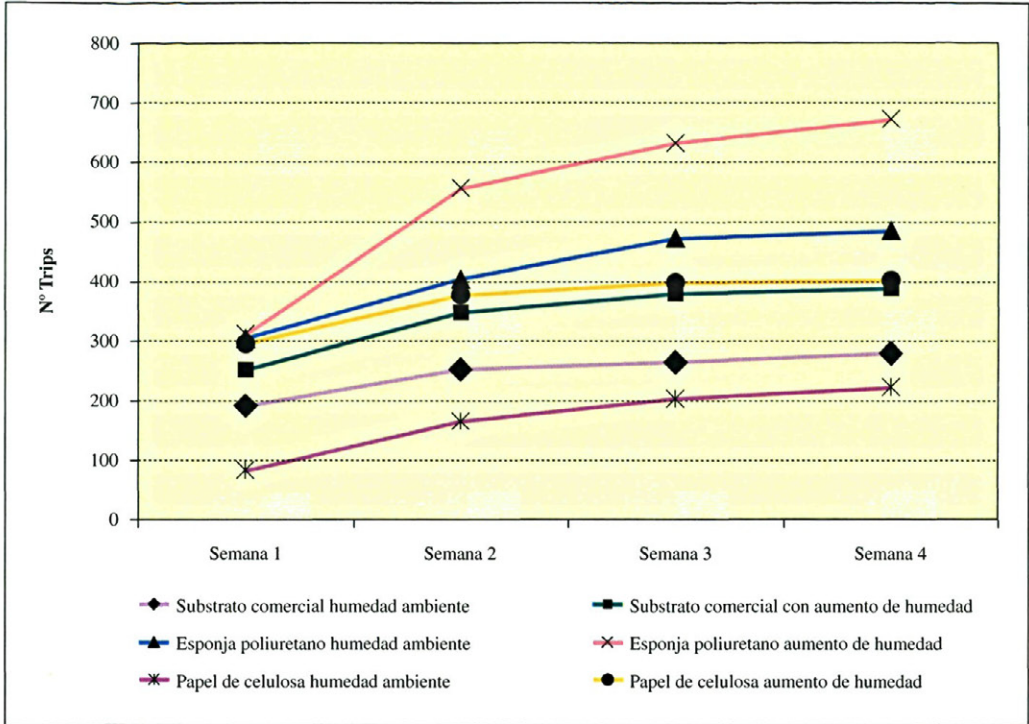


Fig. 2.— Número medio de trips acumulados por repetición con los distintos sustratos de ninfosis del ensayo 2 en condiciones de humedad ambiente y de aumento de humedad.

significativamente mayor de individuos ( $F=16,1$ ;  $g.l.=2$ ;  $P<0,01$ ).

El aumento de la humedad del sustrato supuso en todos los casos un número significativamente mayor de individuos recolectados ( $F=13,9$ ;  $g.l.=1$ ;  $P<0,01$ ). La interacción sustrato condición de humedad no resulta significativa ( $F=0,34$ ;  $g.l.=2$ ;  $P>0,05$ ).

Después de dos semanas de recolección de individuos se obtiene más del 85% del total, por lo tanto no sería conveniente alargar el periodo de puesta más de dos semanas. Para este periodo de tiempo, la esponja de poliuretano fue el sustrato de ninfosis con

el que se obtuvieron valores de trips recolectados, significativamente mayores ( $F=11,66$ ;  $g.l.=2$ ;  $P<0,01$ ) en condiciones de humedad ( $F=16,17$ ;  $g.l.=1$ ;  $P<0,01$ ), no encontrándose interacción entre ambas condiciones ( $F=0,078$ ;  $g.l.=2$ ;  $P>0,05$ ).

Este método de cría usando vaina de judía como sustrato de puesta y alimentación y esponja de poliuretano humedecida como soporte para la ninfosis en las condiciones descritas anteriormente presenta las ventajas de altos rendimiento (ratio 1:14), facilidad de manejo, obtención de individuos de edad conocido y bajo coste.

## ABSTRACT

ESPINOSA P. J., J. F. FUENTES, J. CONTRERAS, P. BIELZA, A. LACASA. Mass rearing method of *Frankliniella occidentalis* (Pergande). *Bol. San. Veg. Plagas*, **28**: 385-390.

A standardized mass rearing method of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) was developed, green bean pods were used as feeding host and egg-laying, plastic containers and polyurethane sponge shelter for thrips pupae. Adults appeared 14-16 days post-oviposition, three days for first instar larvae, five days for second instar larvae, and about 5-7 days for pupae period.

**Key words:** *Frankliniella occidentalis*, thrips, rearing

## REFERENCIAS

- BROADBENT A.B., PREE D.J. 1997. Resistance to insecticides in populations of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (*Thysanoptera:Thripidae*) from greenhouses in the Niagara region of Ontario. *The Canadian Entomologist*, **129**: 907-913.
- DOANE E.N., PARKER B.L., PIVOT Y. 1995. Method for mass rearing even-aged western flower thrips on beans. *Thrips biology and management, Proc. 1993 Int. Conf. On Thysanoptera 1995*, 587-593.
- INMAJURU J.A., TIMOTHY D.P., BETHKE J.A., ROBB K.L., NEWMAN J.P. 1992. Western Flower Thrips (*Thysanoptera:Thripidae*) resistance to insecticides in coastal California greenhouses. *J. Econ. Entomol.*, **85**(1): 9-14.
- JENSEN S.E. 2000. Mechanisms associated with methiocarb resistance in *Frankliniella occidentalis* (*Thysanoptera:Thripidae*). *J. Econ.Entomol.*, **93**(2): 464-471.
- KONTSEDALOV S., WEINTRAUB P.G., HOROWITZ A.R., ISHAAYA I. 1998. Effects of Insecticides on Immature and Adult Western Flower Thrips (*Thysanoptera:Thripidae*) in Israel. *J. Econ. Entomol.*, **91**(5): 1067-1071.
- LACASA A., CONTRERAS J. 1993. Comportamiento de *Frankliniella occidentalis* en la transmisión del virus del bronceado del tomate: planteamientos para su control en cultivos hortícolas. *Phytoma*, n° 50 Junio-Julio 1993, 33-39.
- LACASA A., LLORENS J.M. 1996. *Thrips y su control biológico I*. Pisa Ediciones, Alicante. 218 pp.
- MURAI T. 1998. Mass rearing of thrips and assay method for screening of insecticides. *The 1998 Brighton conference-Pests and Diseases*, 3D-1,171-176.
- NEIL L.; HELYER, BROBYN P. 1992 Chemical control of Western Flower Thrips (*Frankliniella occidentalis* Pergande). *Ann. appl. Biol.*, **121**: 219-231.
- ROBB K.L., NEWMAN J., VIRZI J.K., PARRELA M.P. 1995. Insecticide resistance in western flower thrips. *Thrips biology and management. B.L. Parker et al., Plenum Press, New York*, 1995. 341-346.
- STEINER M., GOODWIN S. 1998. Methods for collecting and rearing thrips (*Thysanoptera*) and their natural enemies. *Australian Journal of Entomology*, **37**: 101-106.
- TEULON D.A.J. 1992. Laboratory technique for rearing western flower thrips (*Thysanoptera:Thripidae*). *J. Econ. Entomol.*, **85**(3): 895-899.

(Recepción: 17 febrero 2002)

(Aceptación: 29 abril 2002)