

Cría masiva de especies de cercópidos en invernadero

S. L. Lapointe, G. Sotelo, M. S. Serrano y G. Arango*

Introducción

La sección de Entomología del Programa de Pastos Tropicales del CIAT trabaja en la búsqueda de especies forrajeras con resistencia varietal a cercópidos, principalmente de los géneros *Zulia* y *Aeneolamia* (Homoptera: Cercopidae), insectos capaces de causar la pérdida total de pasturas de *Brachiaria* y *Panicum maximum*. En el campo las evaluaciones de germoplasma se dificultan por la estacionalidad y falta de uniformidad en los ataques del insecto, lo cual no permite tener infestaciones uniformes para seleccionar plantas con niveles aceptables de resistencia. Además, las poblaciones de cercópidos (conocidos como salivazo, salivero, salivita, mión de los pastos, candelilla, baba de culebra, mosca pinta, y cigarrinha) varían en tamaño de un año a otro, complicando aún más la selección de plantas resistentes.

Hagley (1967) desarrolló una dieta artificial, químicamente definida para criar adultos de *Aeneolamia varia saccharina* (Distant), mejor que su método tradicional de cría sobre hojas de caña de azúcar. Fewkes y Demidecki-Demidowicz (1971) lograron criar *A. varia saccharina* y *A. posticata jugata* (Fowler) durante

algunas generaciones en una cámara diseñada para cría de ninfas, colocando los adultos obtenidos en otra jaula con maíz o caña de azúcar y papel filtro como sustrato de oviposición. Posteriormente se desarrolló una técnica para la cría de *Prosapia bicincta* (Say) sobre *Pennisetum typhoides* (Burm), en cámaras de oviposición que permiten obtener hasta 5600 huevos en un período de 12 días (McWilliams y Cook, 1975); sin embargo, estas técnicas dependen de la presencia de adultos en el campo para mantener un nivel adecuado de población en la colonia. De lo anterior se desprende la necesidad de desarrollar un método que permita la producción continua durante el año de insectos en todos los estados de desarrollo, tal como lo proponen Lapointe et al. (1989).

En esta nota se describe una técnica sencilla y eficiente para la cría masiva en invernadero de *Aeneolamia reducta* y *Zulia colombiana*, las principales plagas de *Brachiaria* en Colombia. Con ella es posible la evaluación de germoplasma en condiciones de invernadero durante todo el año.

Materiales y métodos

Obtención de posturas. Los adultos se confinan en cámaras de oviposición, consistentes en jaulas de madera de 40x40x80 cm con piso removible para introducir una capa de barro colado de 0.5 cm de espesor como sustrato de

* Entomólogos del Programa de Pastos Tropicales del Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Apartado aéreo 6713, Cali, Colombia.

oviposición, y aberturas laterales para el suministro de la alimentación con base en hojas de gramíneas, previamente sembradas en macetas (Figura 1). Los insectos permanecen en estas condiciones durante una semana, al final de la cual se retiran el sustrato de oviposición y los adultos muertos.

En el sustrato de oviposición se hacen cortes en forma reticular para proporcionar sitios de postura; las hembras utilizan los bordes de las ranuras para sujetarse y ovipositar. La extracción de los huevos del sustrato se hace semanalmente mediante el lavado y cernido en tamices. Los huevos se separan por flotación en solución salina al 30%; se desinfectan con hipoclorito de Na al 2% durante cinco minutos y se incuban a temperatura ambiente en platos petri en papel filtro con humedad de saturación. Cuando están próximos a eclosionar, es decir, cuando presentan la sutura de eclosión y manchas rojas bien definidas en cada extremo (Figura 2), se colocan en grupos sobre papel filtro húmedo y se trasladan a las unidades de cría de ninfas.

Los huevos se clasifican por su estado de desarrollo, aprovechando las diferencias en

densidad específica a medida que avanza el proceso embrionario. Para el efecto, se utilizan cuatro embudos de separación, cada uno con una alcuota de las soluciones: 13%, 16%, 19% y 22% de NaCl. Los huevos más desarrollados flotan en la solución al 13% y los menos desarrollados lo hacen en las de 19% y 22%. Mediante la separación de cada uno de los grupos flotantes se mantienen reservas de huevos, clasificados en diferentes estados de desarrollo embrionario. Los huevos infértiles o dañados se precipitan en la solución al 22% de NaCl (Figura 3).

Cría de ninfas. Las ninfas se crían sobre raíces de *Brachiaria ruziensi* CIAT 654, las cuales no se deterioran, soportan la población y permiten un buen desarrollo ninfal. La siembra de la gramínea se hace de tal forma que permita el

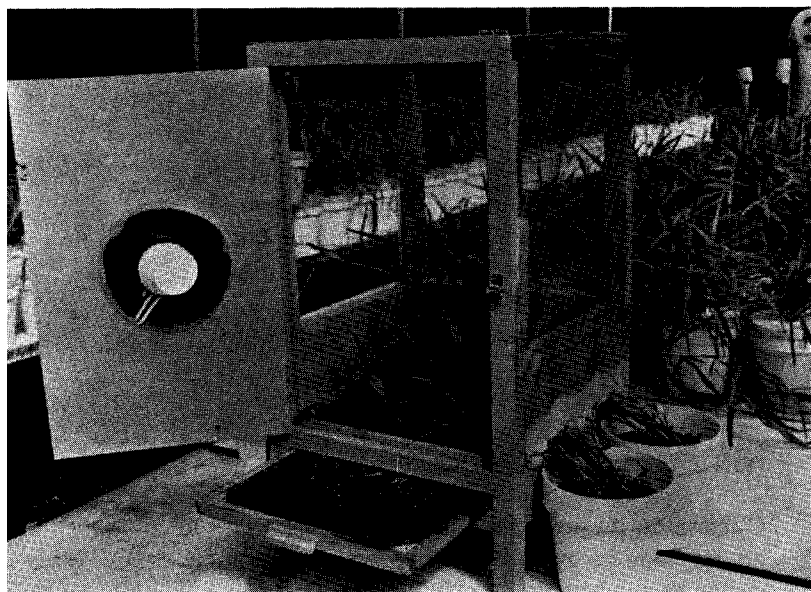


Figura 1. Cámara de oviposición con piso removible y sustrato de oviposición (barro colado).

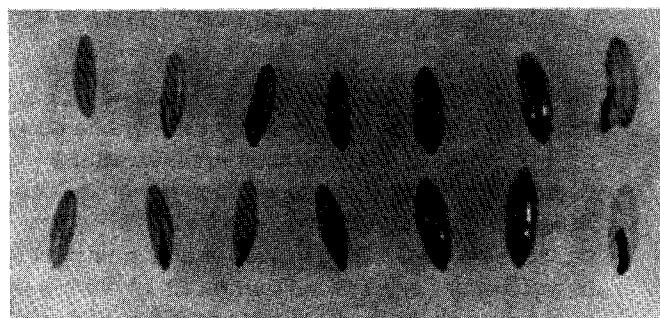


Figura 2. Vista lateral (arriba) y dorsal (abajo) de huevos de *Zulia colombiana* en varias etapas de desarrollo embrionario. A la izquierda, huevos recién colocados y al extremo derecho, coriones vacíos.

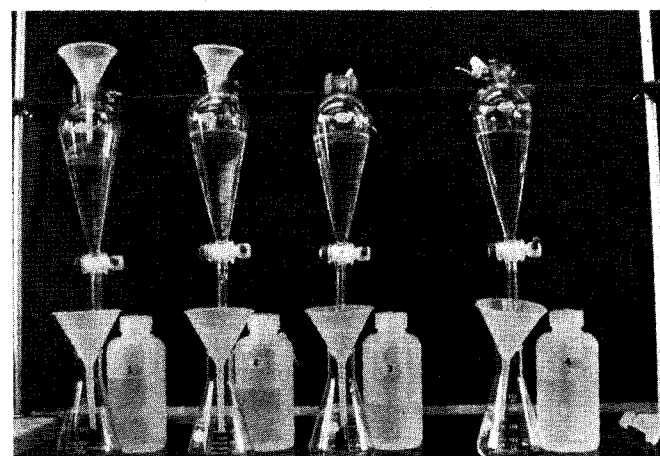


Figura 3. Bateria de soluciones salinas a diferentes concentraciones para separación de huevos en sus diferentes estados de desarrollo embrionario por flotación.

desarrollo de raicillas secundarias expuestas superficialmente; esto se logra mediante el enraizamiento en recipientes de cartón (Jiffy-pots) del material vegetativo recolectado en el campo. Después de 3 semanas las plántulas se trasplantan a macetas plásticas de 20.5 cm de diámetro que contienen suelo hasta 3/4 de su capacidad. Para el trasplante se rompe el recipiente 'Jiffy' y la plántula se traslada a la maceta plástica, en la cual previamente se coloca una lámina de plástico o de metal de 15 cm de diámetro como barrera para impedir el crecimiento vertical y favorecer el crecimiento lateral y superficial de las raíces.

Para mantener una alta humedad relativa en la maceta, ésta se cubre con una tapa de aluminio pintada de blanco (Figura 4), con lo cual se logra mantener porcentajes de humedad como los que aparecen en la Figura 5. La oscuridad que proporciona esta tapa estimula el crecimiento de raicillas secundarias laterales que son los sitios

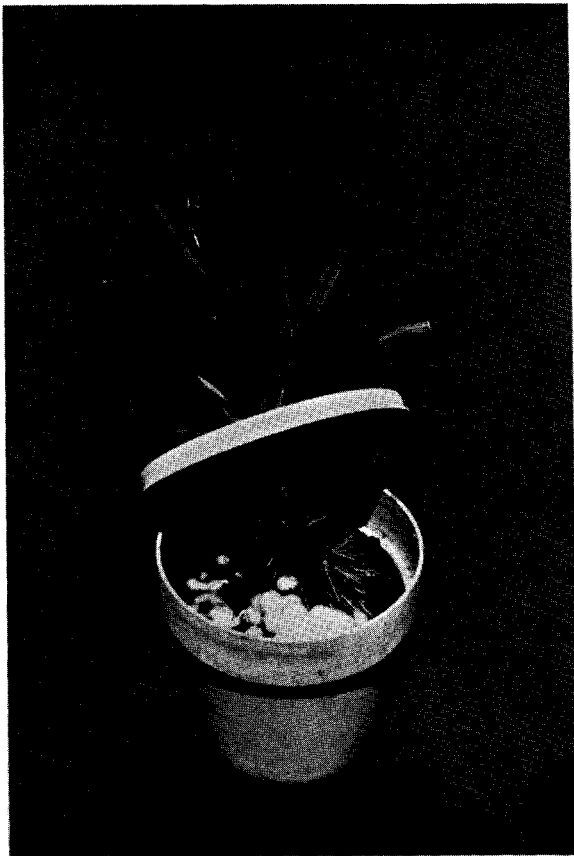


Figura 4. *Planta de B. ruzienseis sembrada en maceta plástica de 20.5 cm de diámetro con una tapa de aluminio pintada de blanco. Nótese las espumas de las ninfas.*

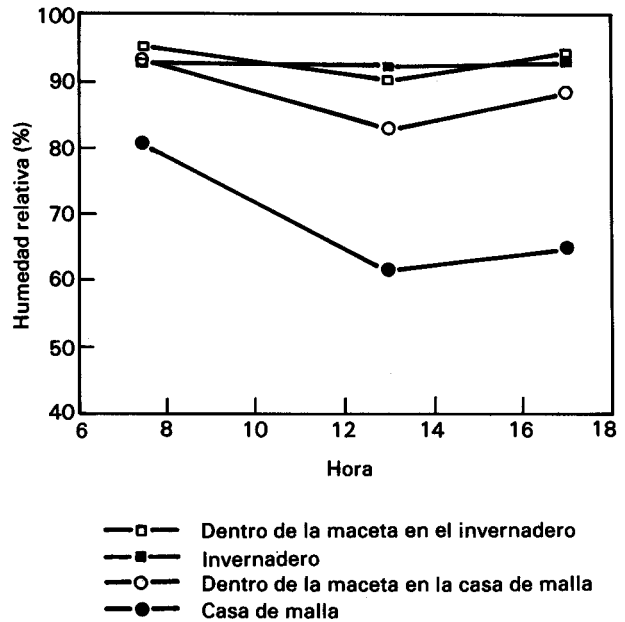


Figura 5. *Humedad relativa en la casa de malla en el invernadero y en la unidad de cría de ninfas de Aeneolamia reducta (bajo tapa de aluminio).*

preferidos de alimentación de las ninfas. Cuando las plantas tienen 3 semanas de transplantadas presentan un buen desarrollo radicular, época en la cual se infesta cada una con 30 huevos próximos a eclosionar y se mantienen en la 'casa de malla' durante todo el tiempo de desarrollo de las ninfas. El piso de la casa de malla se debe regar con frecuencia para evitar altas temperaturas.

Obtención de adultos. Veinticinco días después de la infestación, cuando las ninfas están próximas a mudar al estado adulto, las macetas se trasladan a las cámaras de captura. La captura se hace mediante la remoción de las tapas de aluminio y recolección de los especímenes, aprovechando el hábito del insecto adulto de permanecer dentro de la espuma ninfal durante algunas horas. Esto permite sexarlos individualmente y trasladarlos a las cámaras de oviposición para continuar el ciclo de la colonia. Los adultos así obtenidos pueden utilizarse en experimentos que requieren el control de la edad o el sexo de los insectos.

Resultados y discusión

Producción de adultos en la colonia. Cuando la infestación semanal de la colonia se hizo con 30 huevos/maceta (150 macetas/ciclo), se

obtuvieron un promedio de 250 ± 135 adultos/día. Actualmente la colonia de *A. reducta* produce, en promedio, $13,800 \pm 6500$ huevos semanales, los cuales se utilizan para evaluar la resistencia genética de las gramíneas a los cercópidos, para estudios de mecanismos de resistencia y de ecología de la plaga y para reinfestación de la colonia. Para evitar la pérdida de agresividad del material producido y mantener la calidad en las evaluaciones, una vez por año se deben añadir adultos recolectados en el campo (Chambers, 1977).

Problemas en el manejo de la colonia. Ocasionalmente se presenta contaminación de las plantas hospederas por áfidos, los cuales encuentran en la casa de malla condiciones adecuadas para su crecimiento y pueden disminuir la cantidad de cercópidos producidos. Sin embargo, la revisión periódica de las plantas y el control manual han sido suficientes para mantener las poblaciones de áfidos a niveles que no causen problemas.

Cuando se introducen insectos o plantas del campo directamente a la colonia, con frecuencia aparecen ataques de *Metarhizium anisopliae*, un patógeno de varias especies de cercópidos. Por lo tanto, durante el establecimiento de la colonia y cada año en los períodos de renovación de adultos es recomendable desinfectar el material de siembra y hacer cuarentena a los adultos recolectados en el campo.

En ocasiones varias especies de hormigas, frecuentes en los invernaderos, pueden causar problemas debido a que se llevan los huevos de las unidades de cría. Para evitar esto se deben aislar las mesas, colocando platos con agua en los sitios de apoyo y separándolas de las paredes.

Conclusión

Esta técnica de cría puede usarse para multiplicar con fines de investigación varias especies de cercópidos, plaga importante de los pastos tropicales. Es eficiente y permite un suministro continuo de insectos, en cualquiera

de sus estados de desarrollo, lo cual facilita la realización de experimentos controlados en forma precisa.

Summary

A simple technique for producing spittlebug nymphs and adults [*Zulia colombiana* (Lallemand), *Aeneolamia reducta* (Lallemand), and others] and a highly efficient method for recovering spittlebug eggs are described. Eggs are recovered from a soil substrate placed in the bottom of an oviposition chamber. Eggs are incubated in petri dishes and separated according to stage of embryonic development by flotation in salt solutions of varying concentrations. Favorable conditions for rearing nymphs are obtained by growing susceptible grass plants in plastic pots with an aluminum cover. The cover maintains high relative humidity inside the pots during nymphal development when ambient humidity is low. Darkness and humidity afforded by the cover also stimulate proliferation of superficial rootlets, thereby providing abundant feeding sites for early instar nymphs. Adults are collected from screen cages. Some problems commonly encountered and their solutions are discussed.

Referencias

- Chambers, D. L. 1977. Quality control in mass rearing. *Ann. Rev. Entomol.* 22:289-308.
- Fewkes, D. W. y Demidecki-Demidowicz, M. R. 1971. Rearing technique for sugar cane froghopper nymphs (Homoptera: Cercopidae). *Ann. Entomol. Soc. Amer.* 64(1):1471-1472.
- Hagley, E. A. C. 1967. Artificial diet for the adult froghopper. *Nature (Londres)* 213:414-415.
- Lapointe, S. L.; Sotelo, G. y Arango, G. 1989. Improved rearing technique for spittlebugs (Homoptera: Cercopidae). *J. Econ. Entomol.* 82(6): 1768-1770.
- McWilliams, J. M. y Cook, J. M. 1975. Technique for rearing the twolined spittlebug. *J. Econ. Entomol.* 68(4):421-422.